

**LA REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR  
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE DE BLIDA1**

**Faculté des Sciences de la nature et de la vie**

Département des biotechnologies

**THESE DE DOCTORAT**

En Sciences Agronomiques

Spécialité : Protection des plantes et environnement

**ESSAI DE LUTTE BIOLOGIQUE CONTRE LA CHENILLE  
PROCESSIONNAIRE DU PIN *THAUMETOPOEA PITYOCAMPA*  
SCHIFF. ORIGINAIRE DES FORETS DE TISSEMSILT**

Par

**Fatma RABIE**

Devant le jury composé de:

F.Z.KARA	Professeur U. BLIDA1	Présidente
S.KEBBOUCHE-GANA	Professeur U.M.B. BOUMERDES	Examinatrice
Z.E.DJAZOULI	Professeur U. BLIDA1	Examineur
L. LAMARI	Professeur ENS KOUBA ALGER	Examinatrice
N. CHEBOUTI-MEZIOU	Professeur U.M.B. BOUMERDES	Directrice
A.GUENDOZ - BENRIMA	Professeur U. BLIDA1	Co-Directrice

**Blida, JUIN 2021**

## RESUME

### ESSAI DE LUTTE BIOLOGIQUE CONTRE LA CHENILLE PROCESSIONNAIRE DU PIN *THAUMETOPOEA PITYOCAMPA* SCHIFF. ORIGINAIRE DES FORETS DE TISSEMSILT

L'application des produits naturels est une méthode de lutte qui présente beaucoup d'avantage pour la santé de l'être vivant et pour son environnement par rapport aux produits de synthèse chimique qui contaminent globalement la biosphère. Pour cela nous nous sommes intéressés à l'étude de l'activité insecticide des extraits aqueux préparés à base des différents compartiments de plantes à savoir l'eucalyptus *Eucalyptus camaldulensis*, le lentisque *Pistacia lentiscus* et le jujubier sauvage *Zizyphus lotus* à l'égard des larves de la chenille processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff) originaire des forêts de Tissemsilt. Les extraits aqueux sont testés à trois différentes concentrations, sur les cinq stades larvaires de *T.pityocampa*. Ainsi que l'étude de la composition phytochimique des extraits aqueux utilisés dans les tests de toxicité.

L'estimation de la toxicité des extraits aqueux des plantes sur *T.pityocampa* est basée sur la détermination des variations temporelles des pourcentages de la mortalité journalière cumulée chez les larves comparées entre les différents traitements utilisés pendant 11 jours selon les deux modes ; contact et ingestion. Ainsi que l'évaluation des valeurs des doses létales 50 et 90 (DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub>). L'évaluation de l'effet toxique des traitements biologiques a été estimée ainsi par les variations temporelles des pourcentages des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* selon les deux modes ; contact et ingestion.

Les résultats expriment que les extraits aqueux des plantes testées ont une activité biocide sur la chenille processionnaire du pin. Dont à la forte dose D1 par

contact, on a enregistré des taux de mortalité qui sont comprises entre  $70,33\% \pm 31,34$  ; en cas d'administration de l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* ; et 100% pour celui des feuilles fraîches de *Z.lotus* ; par ingestion, à la forte dose D1, les taux les plus élevées de mortalité enregistrés sont issues de l'administration de l'extrait des feuilles sèches de *Z.lotus* ( $67,83\% \pm 0,00$ ). Les valeurs rapportées pour les lots témoins sont plus faibles que celles notées pour les lots traités. Nos résultats ont confirmé ainsi qu'il y'a une toxicité progressive des bioproduit sur les populations larvaires de *T.pityocampa* dont par contact, les trois doses de *Z.lotus* expriment le statut toxique ; pour *E.camaldulensis*, on a confirmé que la dose D1 est toxique et D2 et D3 sont moyennement toxique, par contre les doses D1 et D2 de *P.lentiscus* sont moyennement toxiques et D3 faiblement toxique. Par ingestion, les trois doses de toutes les plantes testées prennent le statut faiblement toxique. Les valeurs de DL<sub>50</sub> obtenues pour chaque phytopréparation, diminuent graduellement du 1<sup>er</sup> au 5<sup>ème</sup> jour après traitement. Ces valeurs diffèrent d'un stade à un autre.

On a révélé selon les résultats de l'étude phytochimique que les taux d'humidité des poudres des plantes sont inférieurs à 12% ce qui confère à nos poudres une meilleure conservation à long terme. Ainsi les résultats obtenus montrent que les rendements des extraits diffèrent d'un organe à un autre, aussi le rendement des feuilles fraîches est trop inférieur par rapport à celui des feuilles sèches pour toutes les plantes expérimentées.

Le screening phytochimique des extraits aqueux des plantes a révélé la présence des composés phénoliques dans tous les extraits, ainsi on a mis en évidence la présence ou l'absence d'autres métabolites secondaires. Les résultats de dosage quantitatif des phénols totaux, des flavonoïdes totaux, des tanins condensés et des tanins hydrolysables dans les différents extraits des plantes soumis à l'expérimentation ont été obtenus.

**Mots clés :** *Eucalyptus camaldulensis* ; *Pistacia lentiscus* ; *Zizyphus lotus* ; Extraits aqueux ; *Thaumetopoea pityocampa* ; Mortalité journalière ; Populations résiduelles ; DL<sub>50</sub> ; Phytochimie.

## ABSTRACT

### **BIOLOGICAL CONTROL TRIAL AGAINST THE PINE PROCESSIONARY CATERPILLAR *THAUMETOPOEA PITYOCAMPA* SCHIFF. NATIVE TO THE FORESTS OF TISSEMSILT**

The application of natural products is a control method that has many advantages for the health of living beings and their environment compared to chemical synthesis products that globally contaminate the biosphere. For this reason we have been interested in studying the insecticidal activity of aqueous extracts prepared from different plant compartments, namely the eucalyptus *Eucalyptus camaldulensis*, the mastic tree *Pistacia lentiscus* and the wild jujube tree *Zizyphus lotus* with regard to the larvae of the pine processionary caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff), originating from the forests of Tissemsilt. Aqueous extracts are tested at three different concentrations on the five larval stages of *T.pityocampa*. As well as the study of the phytochemical composition of the aqueous extracts used in the toxicity tests.

The estimation of the toxicity of aqueous plant extracts on *T.pityocampa* is based on the determination of the temporal variations of the daily mortality percentages of larvae compared between the different treatments used for 11 days in two modes of administration contact and ingestion, and the evaluation of the the lethal doses 50 and 90 (LD<sub>50</sub> and LD<sub>90</sub>). The evaluation of the toxic effect of the biological treatments was estimated by the temporal variations in the percentages of the residual populations of *T. pityocampa* larvae according to the two modes; contact and ingestion.

The results show that the aqueous extracts of the plants tested had a biocidal activity on the pine processionary caterpillar. By contact, at the high dose D1, the

mortality rates of *T.pityocampa* recorded is 70.33%±31.34 when the extract of *E.camaldulensis* fresh leaves was administered, and 100% for that of the fresh leaves of *Z. lotus*; by ingestion, at the high dose D1, the highest mortality rates recorded were due to the administration of the dry leaves of *Z. lotus* extracts (67,83% ±0,00). The values reported for the control batches are lower than those noted for the treated batches.

Our results confirmed that there is a progressive toxicity of the bioproduct on the larval populations of *T.pityocampa*, by contact which three doses of *Z.lotus* express the toxic status ; for *E.camaldulensis*, it was found that dose D1 is toxic and D2 and D3 are moderately toxic, on the other hand, doses D1 and D2 of *P.lentiscus* are moderately toxic and D3 weakly toxic. By ingestion, the three doses of all tested plants take the low toxicity status. The LD<sub>50</sub> values obtained for each phyto-preparation gradually decrease from day 1 to day 5 after treatment. These values differ from one stage to another.

The results of the phytochemical studie have shown that the moisture content of the plant powders is less than 12% which gives our powders a better long term preservation. Thus the results obtained show that the yields of the extracts differ from one organ to another, and the yield of fresh leaves is too lower than that of dry leaves for all the plants tested.

The phytochemical screening of the aqueous plant extracts revealed the presence of phenolic compounds in all the extracts, thus the presence or absence of certain secondary metabolites was revealed. The results of the quantitative determination of total phenols, total flavonoids, condensed tanins and hydrolysable tanins in the different plant extracts subjected to the experiment were obtained.

**Keywords:** *Eucalyptus camaldulensis* ; *Pistacia lentiscus* ; *Zizyphus lotus* ; Aqueous extracts ; *Thaumetopoea pityocampa* ; Daily mortality ; Residual population ; LD<sub>50</sub> ; Phytochemical.

## مخلص

### تجربة محاربة بيولوجية ضد دودة الصنوبر الجرامة المتواجدة في غابات تيسمسيلت

إن استخدام المنتجات الطبيعية هي طريقة مكافحة لها العديد من المزايا لصحة الكائنات الحية وبيئتها مقارنة بالمنتجات الكيميائية التي تلوث المحيط الحيوي. لهذا اهتمنا بدراسة فعالية المستخلصات المائية المحضرة من أقسام نباتية مختلفة المثلثة في الأوكالبتوس *Eucalyptus camaldulensis* ، الصنوبر الجرامة *Pistacia lentiscus* ، والعناب البري *Zizyphus lotus* على يرقات دودة الصنوبر الجرامة (*pityocampa Schiff Thaumetopoea*) ناشئة في غابات تيسمسيلت. تم اختبار المستخلصات المائية في ثلاث تراكيز مختلفة على مراحل اليرقات الخمس من *pityocampa .T* وكذلك دراسة التركيب الكيميائي النباتي للمستخلصات المائية المستخدمة في اختبارات السمية.

يعتمد تقدير سمية المستخلصات المائية للنباتات على *pityocampa .T* على تحديد التغيرات الزمنية لنسب الوفيات اليومية التراكمية لليرقات مقارنة بين العلاجات المختلفة المستخدمة لمدة 11 يومًا وكذلك تقييم قيم الجرعات المميتة ( 50 و 90 ) ، إضافة إلى تقدير تقييم التأثير السام للمعالجات البيولوجية من خلال التغيرات الزمنية في النسب المئوية للمجموعات المتبقية من يرقات *pityocampa .T* وفقًا للنمطين الاتصال والابتلاع.

أظهرت النتائج أن المستخلصات المائية للنباتات الأربعة المختبرة لها نشاط مبيد حيوي على يرقات دودة الصنوبر الجرامة ، حيث تم تسجيل معدلات نفوق عند الجرعات العالية 1D عن طريق التلامس والتي تتراوح بين 70.33% ± 31.34 ؛ في حالة مستخلص الأوراق الطازجة من *E.camaldulensis* ؛ و 100% لمستخلص الأوراق الطازجة *lotus .Z* ، عن طريق الابتلاع ، عند جرعة عالية 1D ، كانت أعلى معدلات الوفيات المسجلة في حالة مستخلص الأوراق الجافة للعناب (67.83% *lotus .Z*). القيم المسجلة في مجموعة الشواهد أقل من تلك المذكورة للمجموعات المعالجة.

أكدت النتائج التي توصلنا إليها أن هناك سمية تدريجية للمنتجات الحيوية على مجموعات اليرقات من *pityocampa.T*، أين بالتلامس ، الجرعات الثلاث من *lotus. Z* سامة ؛ بالنسبة لـ *camaldulensis.E* ، وجدنا أن جرعة 1D سامة وأن 2D و 3D سامتان بشكل معتدل ، من ناحية أخرى ، فإن جرعات 1D و 2D من *P.lentiscus* متوسطة السمية و 3D ضعيفة السمية. عن طريق الابتلاع ، تتخذ الجرعات الثلاث لجميع النباتات المختبرة حالة سمية ضعيفة. تنخفض قيم التركيز المميت النصفي التي تم الحصول عليها لكل تحضير نباتي تدريجياً من اليوم الأول إلى اليوم الخامس بعد العلاج . هذه القيم تختلف من مرحلة إلى أخرى.

أظهرت نتائج الدراسة الفيتوكيميائية أن مستويات الرطوبة في مساحيق النباتات أقل من 12% مما يعطي مساحيقنا مدة صلاحية أفضل على المدى الطويل. كذلك فإن النتائج التي تم الحصول عليها تظهر أن مردودية المستخلصات تختلف من عضو إلى آخر ، وأن مردود الأوراق الطازجة أقل بكثير من مردود الأوراق الجافة لجميع النباتات المختبرة.

كشف الفحص الكيميائي النباتي للمستخلصات النباتية المائية عن وجود مركبات فينولية في جميع المستخلصات ، إضافة إلى انه يدل على وجود أو غياب مستقبلات ثانوية معينة. كما تم الحصول على نتائج التقدير الكمي لمجموع الفينولات الكلية والفلافونيدات الكلية والتانينات المكثفة و القابلة للتحلل بالماء في المستخلصات المختلفة للنباتات التي خضعت للتجربة.

**الكلمات المفتاحية :** *Zizyphus lotus* ، *Pistacia lentiscus*، *Eucalyptus camaldulensis* ، *Thaumatococcus panyocampa* ، القتال 50، الفيتوكيميائية.

## REMERCIEMENTS

Avant tout, je remercie **Dieu**, le tout puissant de m'avoir donné la force et le courage pour réaliser ce travail.

Je tiens tout particulièrement à remercier P<sup>r</sup> CHEBOUTI-MEZIOU N. et P<sup>r</sup> GUENDOOUZ–BENRIMA A., pour leurs encadrement, leurs enseignements, leurs précieux conseils, leurs soutien, pour leurs patience et aides, ainsi que leurs disponibilité à tout moment. Mes sincères remerciements vont également au P<sup>r</sup> KARA F.Z. qui me fait l'honneur de présider le jury. Je tiens également à remercier P<sup>r</sup> KEBBOUCHE-GANA S., P<sup>r</sup> DJAZOULI Z.E. et P<sup>r</sup> LAMARI L. qui ont accepté la participation à ce jury et l'examen de cette thèse.

Qu'il me soit permis d'exprimer mes profondes gratitude à Madame DAHENANE H., ingénieur de laboratoire de Biologie et Physiologie Cellulaire de la station expérimentale, Faculté S.N.V., Université Blida1, pour leur serviabilité, leur accueil, leur aide, leur conseil, leur encouragement et modestie.

J'exprime mes profonds respects et remerciements au personnel de la station expérimentale à la faculté S.N.V. Université Blida1 pour ses précieuses aides plus particulièrement M<sup>r</sup> GHRIBI Y.

J'exprime ainsi mes profonds respects et toute ma gratitude à toute l'équipe de la circonscription des forêts de Bordj Bounaâma, Conservation des forêts de la wilaya de Tissemsilt pour ses précieuses aides et conseils et leur disponibilité à tous moment, plus particulièrement M<sup>r</sup> NADOR M.

Toutes mes gratitude à tout le personnel administratif de département des biotechnologies à l'Université de Blida1 pour son service précieux. Je tiens à remercier tous ceux qui ont contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce modeste travail.

## **DEDICACES**

Je dédie ce modeste travail, à l'âme de mon père Miloud « que Dieu l'accueille en son vaste paradis Inchallah ».

La lumière de ma vie, ma mère, en témoignage de l'amour, du respect et de ma profonde et éternelle gratitude que je lui porte et ma reconnaissance pour son soutien, je ne la remercierai jamais assez, pour tout ce qu'elle m'a fait.

Je dédie de tout mon cœur ce travail à mes frères Chafik, Noureddine, Mohamed Abderrahmane, et à mes sœurs Nora, Bakhta et Houria qui m'ont donné l'aide et le courage à surmonter des situations pénibles.

Je dédie de tout mon cœur ce travail à mon oncle Abdelkader et sa famille qui m'ont donné l'aide à surmonter des situations vraiment pénibles.

A la famille de mon oncle Mohamed.

**RABIE Fatma**

## TABLE DE MATIERES

RESUME  
ABSTRACT

ملخص

REMERCIEMENTS

DEDICACES

TABLE DE MATIERES

Liste des figures et des illustrations

Liste des tableaux

<b>INTRODUCTION GENERALE.....</b>	<b>31</b>
<b>CHAPITRE 1 : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....</b>	<b>35</b>
1.1. Données bibliographiques sur la forêt et la pinède algérienne.....	35
1.1.1. Intérêt de la forêt et biodiversité.....	35
1.1.2. Evolution des ressources forestières dans le monde.....	35
1.1.3. Le potentiel forestier en Algérie.....	36
1.1.4. Des formations en difficulté.....	38
1.1.5. Généralités sur le pin d'Alep.....	39
1.1.5.1. Présentation de la plante .....	39
1.1.5.2. Position systématique.....	39
1.1.5.3. Caractéristiques botaniques du pin d'Alep.....	39
1.1.5.4. Ecologie du pin d'Alep.....	41
1.1.5.5. Répartition géographique .....	41
1.1.5.6. Les ennemis du pin d'Alep .....	42
1.2. Données sur la chenille processionnaire du pin: <i>Thaumetopoea</i> <i>pityocampa</i> .....	42
1.2.1. Espèces impliquées.....	42

1.2.2.	Identification.....	43
1.2.3.	Position taxonomique.....	44
1.2.4.	Aire de répartition.....	44
	1.2.4.1. A l'échelle mondiale.....	44
	1.2.4.2. A l'échelle nationale.....	45
1.2.5.	Plantes hôtes.....	46
1.2.6.	Description (Morphologie).....	46
	1.2.6.1. L'œuf.....	46
	1.2.6.2. Les Larves .....	47
	1.2.6.3. La nymphe.....	48
	1.2.6.4. L'adulte.....	49
1.2.7.	Cycle de développement.....	50
	1.2.7.1. La phase aérienne.....	50
	1.2.7.1.1. L'émergence des adultes.....	50
	1.2.7.1.2. La ponte.....	51
	1.2.7.1.3. L'évolution larvaire.....	52
	1.2.7.2. La phase souterraine.....	55
1.2.8.	Prédateurs et parasites de la chenille processionnaire.....	56
1.2.9.	Dégâts causés par la chenille processionnaire du pin .....	57
	1.2.9.1. Conséquences écologiques et économiques.....	57
	1.2.9.2. L'envenimation par <i>T. pityocampa</i> .....	58
	1.2.9.2.1. La mise en place de l'appareil urticant au cours du développement larvaire.....	59
	1.2.9.2.2. Le mode d'action des poiles.....	60
	1.2.9.2.3. Etude clinique chez l'Homme.....	60
	1.2.9.2.4. Etude clinique chez l'animal.....	61
1.2.10.	Inventaire des techniques de lutte.....	62
	1.2.10.1. La lutte mécanique.....	62
	1.2.10.2. La lutte chimique.....	63
	1.2.10.3. La lutte microbiologique.....	64
	1.2.10.4. Les luttés alternatives.....	64
1.3.	Les insecticides chimiques et les conséquences négatives de leurs	

utilisations.....	69
1.3.1. Les principaux insecticides et leurs cibles.....	69
1.3.1.1. Insecticides agissent sur le système nerveux.....	69
1.3.1.2. Insecticides perturbent les processus de croissance et de développement chez l'insecte....	69
1.3.1.3. Insecticides inhibiteurs de la respiration cellulaire.....	69
1.3.2. Utilisation des insecticides : conséquences sur l'environnement.....	70
1.3.2.1 Mécanismes d'acquisition de la résistance.....	70
1.3.2.1.1. La résistance comportementale.....	70
1.3.2.1.2. La résistance cuticulaire.....	70
1.3.2.1.3. La résistance via une évolution des cibles de l'insecticide.....	71
1.3.2.1.4. La résistance métabolique.....	71
1.3.2.2. L'impact des insecticides sur les organismes non cibles.....	71
1.3.2.2.1. Les insectes non cibles.....	71
1.3.2.2.2. Autres organismes.....	72
1.3.2.2.3. L'homme.....	72
1.4. Les biopesticides, alternative à la lutte chimique.....	73
1.4.1. Définition des biopesticides.....	73
1.4.2. Les classes des biopesticides.....	73
1.4.2.1. Biopesticides d'origine microbienne.....	73
1.4.2.2. Biopesticides animaux.....	75
1.4.2.3. Biopesticides végétaux.....	76
1.4.3. Les avantages et les inconvénients des biopesticides.....	77
1.5. Les métabolites secondaires des plantes.....	77
1.5.1. Interactions plantes- arthropodes.....	77
1.5.2. Fonctions et voies de biosynthèse des métabolites secondaires des plantes.....	79
1.5.3. Classification des métabolites secondaires.....	81
1.5.3.1. Les composés phénoliques.....	81

1.5.3.1.2.	Classification des composés phénoliques.....	81
1.5.3.1.2.1	Les flavonoïdes.....	81
1.5.3.1.2.2	Les acides phénoliques.	82
1.5.3.1.2.3	Les tanins.....	83
1.5.3.1.2.4	Les coumarines.....	84
1.5.3.1.2.5	Les quinones.....	84
1.5.3.1.2.6	Les stilbènes.....	85
1.5.3.1.2.7	Les lignanes .....	85
1.5.3.1.3	Les polyphénols dans les plantes : localisation et intérêt.....	86
1.5.3.2.	Les alcaloïdes.....	87
1.5.3.2.1.	Structure des alcaloïdes.....	88
1.5.3.2.3.	Classification des alcaloïdes.....	88
1.5.3.2.4.	Les alcaloïdes dans les plantes : localisation et intérêt.....	89
1.5.3.3.	Les terpènes.....	89
1.5.3.3.1.	Classification des terpénoïdes.....	90
1.5.3.3.3.	Les terpénoïdes dans les plantes : localisation et intérêt.....	91
1.6.	Données sur la wilaya de Tissemsilt.....	91
1.6.1.	Cadre géographique de l'Ouarsenis.....	91
1.6.2.	Caractéristiques climatiques.....	93
1.6.3.	Occupation du sol.....	93
1.6.4.	Compartimentation phytogéographique de l'Ouarsenis.....	93
1.6.5.	La couverture forestière à Tissemsilt.....	94
1.6.6.	La faune à Tissemsilt.....	95
<b>CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES.....</b>		<b>96</b>
2.1.	Position géographique de la zone d'étude.....	96
2.2.	Etude climatique de la wilaya de Tissemsilt durant la période des relevées expérimentales.....	97

2.2.1.	Présentation des moyennes mensuelles des températures et des précipitations.....	97
2.2.2.	Diagramme Ombrothermique de Gaussen.....	98
2.3.	Monographie des plantes utilisées dans notre expérimentation.....	100
2.3.1.	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> .....	100
2.3.1.1.	Généralités sur <i>E. camaldulensis</i> .....	100
2.3.1.2.	Position taxonomique.....	100
2.3.1.3.	Description botanique.....	100
2.3.2.	<i>Pistacia lentiscus</i> .....	102
2.3.2.1.	Généralités sur <i>P.lentiscus</i> .....	102
2.3.2.2.	Position taxonomique.....	103
2.3.2.3.	Description botanique.....	103
2.3.3.	<i>Zizyphus lotus</i> .....	104
2.3.3.1.	Généralités sur <i>Z.lotus</i> .....	104
2.3.3.2.	Position taxonomique.....	105
2.3.3.3.	Description botanique.....	105
2.4.	Démarches expérimental de l'étude.....	106
2.5.	Etude de l'effet toxique des extraits des plantes sur la chenille processionnaire du pin <i>T.pityocampa</i> .....	109
2.5.1.	Objectif.....	109
2.5.2.	Choix des larves de <i>T.pityocampa</i> .....	109
2.5.3.	Provenance, identification et date de collecte du matériel végétal.....	110
2.5.4.	Préparation des extraits aqueux.....	113
2.5.5.	Bio essais et application des phytopréparations.....	114
2.5.6.	Correction de la mortalité.....	115
2.5.7.	Calcul des doses létales 50 et 90.....	116
2.5.8.	Estimation de la toxicité des traitements.....	116
2.5.9.	Traitement statistique des résultats.....	117
2.6.	Caractérisation chimique des extraits des plantes utilisées dans les tests de toxicité.....	118
2.6.1.	Objectifs.....	118
2.6.2.	Détermination de la teneur en eau.....	118

2.6.3.	La teneur en matière sèche.....	118
2.6.4.	Détermination du rendement d'extraction.....	119
2.6.5.	Le screening phytochimique des extraits des plantes.....	119
2.6.5.1.	Les composés phénoliques.....	120
2.6.5.1.1.	Les flavonoïdes totaux.....	120
2.6.5.1.2.	Flavones, flavonols, flavanonols, flavanones.....	120
2.6.5.1.3.	Les anthocyanes.....	121
2.6.5.1.4.	Les leucoanthocyane.....	121
2.6.5.1.5.	Les tanins galliques.....	121
2.6.5.1.6.	Les tanins catéchiques.....	121
2.6.5.1.7.	Les quinones libres.....	121
2.6.5.2.	Les alcaloïdes.....	122
2.6.5.3.	Les terpénoïdes.....	122
2.6.5.3.1.	Les Triterpènes et stéroïdes.....	122
2.6.5.3.2.	Les composés volatils.....	123
2.6.5.3.3.	Les saponosides.....	123
2.6.5.4.	Autres composés.....	123
2.6.5.4.1.	Les mucilages.....	123
2.6.5.4.2.	Les sucres réducteurs.....	123
2.6.5.4.3.	Les oses et holosides.....	123
2.6.5.4.4.	Les glycosides cardiotoniques.....	124
2.6.6.	Le dosage quantitatif des composés phénoliques.....	124
2.6.6.1.	Dosage des composés phénoliques totaux.....	124
2.6.6.1.1.	Principe.....	124
2.6.6.1.2.	Réactifs utilisés.....	124
2.6.6.1.3.	Mode opératoire.....	125
2.6.6.1.3.1.	Préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique.....	125
2.6.6.1.3.2.	Analyse du standard et des extraits.....	125
2.6.6.1.3.3.	Expression des	

	résultats.....	126
2.6.6.2.	Dosage des flavonoïdes totaux .....	126
2.6.6.2.1.	Principe.....	126
2.6.6.2.2.	Réactifs utilisés.....	126
2.6.6.2.3.	Mode opératoire.....	126
	2.6.6.2.3.1. Préparation de la gamme d'étalonnage de la quercétine.....	126
	2.6.6.2.3.2. Analyse du standard...	127
	2.6.6.2.3.3. Analyse des extraits....	127
	2.6.6.2.3.4. Expression des résultats.....	128
2.6.6.3.	Dosage des tanins condensés en catéchine.....	128
2.5.6.3.1.	Principe.....	128
2.5.6.3.2.	Réactifs utilisés.....	128
2.5.6.3.3.	Mode opératoire.....	129
	2.6.6.3.3.1. Préparation de la gamme d'étalonnage de la catéchine.....	129
	2.5.6.3.3.2. Analyse du standard...	129
	2.6.6.3.3.3. Analyse des extraits....	130
	2.6.6.3.3.4. Expression des résultats.....	130
2.6.6.4.	Dosage des tanins hydrolysables.....	130
<b>CHAPITRE 3 : RESULTATS.....</b>		<b>132</b>
3.1.	Etude de l'effet toxique des extraits aqueux des plantes sur les larves de la chenille processionnaire du pin <i>T.pityocampa</i> selon les deux modes d'administration, contact et ingestion.....	132
3.1.1.	Mortalité et symptômes.....	132
3.1.2.	Evaluation de l'effet des extraits aqueux des plantes sur la mortalité journalière et les populations résiduelles des larves	

de <i>T.pityocampa</i> selon les deux modes d'administration ; contact et ingestion.....	134
3.1.2.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base d' <i>E.camaldulensis</i> .....	134
3.1.2.1.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches d' <i>E.camaldulensis</i> .....	135
3.1.2.1.2. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches d' <i>E.camaldulensis</i> .....	137
3.1.2.1.3. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base de l'écorce d' <i>E.camaldulensis</i> .....	140
3.1.2.1.4. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines d' <i>E. camaldulensis</i> .....	143
3.1.2.1.5. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges d' <i>E. camaldulensis</i> .....	146
3.1.2.1.6. Projection des taux de mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i>	

	sous l'effet des trois doses des extraits aqueux d' <i>E.camaldulensis</i> sur les deux axes ACP.....	148
3.1.2.1.7.	Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base d' <i>E.camaldulensis</i> .....	150
3.1.2.2.	Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>P.lentiscus</i> .....	153
3.1.2.2.1.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches de <i>P.lentiscus</i> .....	153
3.1.2.2.2.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches de <i>P.lentiscus</i> .....	155
3.1.2.2.3.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines de <i>P.lentiscus</i> .....	158
3.1.2.2.4.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges de <i>P. lentiscus</i> .....	161
3.1.2.2.5.	Projection des taux de mortalité	

	corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux de <i>P.lentiscus</i> sur les deux axes ACP.....	164
3.1.2.2.6.	Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>P.lentiscus</i> .....	166
3.1.2.4.	Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>Z.lotus</i> .....	169
3.1.2.4.1.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches de <i>Z. lotus</i> .....	169
3.1.2.4.2.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches de <i>Z. lotus</i> .....	171
3.1.2.4.3.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base de pulpe des fruits de <i>Z. lotus</i> .....	174
3.1.2.4.4.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines de <i>Z.lotus</i>	176

3.1.2.4.5.	Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges de <i>Z. lotus</i> ...	179
3.1.2.4.6.	Projection des taux de mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des trois doses des extraits aqueux de <i>Z.lotus</i> sur les deux axes ACP.....	181
3.1.2.4.7.	Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>Z.lotus</i> .....	183
3.1.3.	Valeurs des DL <sub>50</sub> et DL <sub>90</sub> des extraits aqueux des plantes testés sur les larves de <i>T. pityocampa</i> et administrés selon les deux modes de traitement, contact et ingestion.....	186
3.2.	Résultats de l'étude phytochimique des extraits aqueux des plantes utilisés dans les tests de toxicité contre <i>T.pityocampa</i> .....	193
3.2.1.	Le taux d'humidité et de matière sèche dans les poudres des organes des plantes utilisés dans les tests de toxicité....	193
3.2.2.	Les propriétés organoleptiques des différents extraits.....	195
3.2.3.	Le rendement des extraits.....	199
3.2.4.	Le screening phytochimique des extraits des plantes.....	200
3.2.5.	Le dosage quantitatif des composés phénoliques.....	204
<b>CHAPITRE 4 : DISCUSSION</b> .....		<b>211</b>
4.1	Etude de l'effet toxique des extraits aqueux des plantes sur les larves de la chenille processionnaire du pin <i>T.pityocampa</i> selon les deux modes d'administration, contact et ingestion.....	212
4.1.1.	Mortalité et symptômes.....	212
4.1.2.	Evaluation de l'effet des extraits aqueux des plantes sur la mortalité journalière et les populations résiduelles des larves	

de <i>T.pityocampa</i> selon les deux modes d'administration ; contact et ingestion.....	212
4.1.2.1. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base d' <i>E.camaldulensis</i> .....	212
4.1.2.2. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>P.lentiscus</i> .....	222
4.1.2.4. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des extraits aqueux à base de <i>Z.lotus</i> .....	226
4.1.3. Estimation des valeurs de DL <sub>50</sub> et DL <sub>90</sub> des extraits utilisé dans les tests de toxicité contre la chenille processionnaire du pin <i>T.pityocampa</i> selon les deux modes d'administration ; contact et ingestion.....	228
4.2. Etude phytochimique des extraits aqueux des plantes utilisés dans les tests de toxicité contre <i>T.pityocampa</i> .....	229
4.2.1. Le taux d'humidité.....	229
4.2.2. Le rendement d'extraction.....	231
4.2.3. Le screening phytochimique.....	232
4.2.4. Le dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits des plantes.....	238
<b>CONCLUSION GENERALE</b> .....	245
<b>APPENDICES</b> .....	251
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b> .....	284

## LISTE DES FIGURES ET DES ILLUSTRATIONS

Figure 1.1	: Carte des groupes de végétation en Algérie.....	37
Figure 1.2	: La part des essences composant la forêt algérienne.....	38
Figure 1.3	: a: Pied de pin D'Alep; b1, b2: Graines de pin d'Alep.....	40
Figure 1.4	: Cartographie géographique des haplotypes dans les populations échantillonnées des chenilles processionnaires à développement hivernal.....	43
Figure 1.5	: Larves de chenille processionnaire du pin <i>Thaumetopoea pityocampa</i> .....	44
Figure 1.6	: Distribution de <i>Thaumetopoea pityocampa</i> en Algérie en relation avec l'aire de répartition des conifères.....	45
Figure 1.7	: a: La disposition des œufs en "épis de maïs"; b: Face interne d'une ponte; c: Manchon des œufs de <i>T.pityocampa</i> recouvert d'écailles.....	47
Figure 1.8	: Les différents stades larvaires de <i>T.pityocampa</i> .....	48
Figure 1.9	: Chenilles de <i>T.pityocampa</i> au 5 <sup>eme</sup> stade larvaire : a: face dorsale; b: face ventrale.....	48
Figure 1.10	: a: Larve tisse leur cocon soyeux; b: Cocon soyeux; c: Chrysalides extraites de leur cocon Chrysalides mâle (à droite) et femelle (à gauche).....	49
Figure 1.11	: Papillon de <i>T.pityocampa</i> , femelle et mâle.....	49
Figure 1.12	: Cycle schématique de la processionnaire du pin.....	50
Figure 1.13	: Structure de l'acétate de Z-13-hexadécène-llynyle	

	(pityolure).....	51
Figure 1.14	: Accouplement des papillons de <i>T.pityocampa</i> .....	51
Figure 1.15	: Femelle de <i>T.pityocampa</i> pond des œufs sur <i>P. nigra</i> .....	52
Figure 1.16	: Ponte et chenilles nouvellement éclosent.....	52
Figure 1.17	: a, b: Prés nid; c, d, e: Nids d'hivers de chenille processionnaire du pin.....	53
Figure 1.18	: a: Procession des chenilles; b: Fin de la procession et début d'enfouissement.....	54
Figure 1.19	: Représentation schématique des cycles de vie typiques de la chenille processionnaire du pin, <i>T.pityocampa</i> , dans différentes zones biogéographiques.....	55
Figure 1.20	: Défoliation totale sur a : pied jeune et b : reboisement de pin d'Alep.....	58
Figure 1.21	: Développement de l'appareil urticante chez <i>T. pityocampa</i> ..	59
Figure 1.22	: Localisation des « miroirs » chez <i>T.pityocampa</i> .....	59
Figure 1.23	: Photographie électronique à balayage des poiles urticants de <i>T. pityocampa</i> .....	60
Figure 1.24	: Troubles cutanés après contact avec les chenilles processionnaires a: bras, b: cou.....	61
Figure 1.25	: Nécroses de la partie dorsale de la langue.....	62
Figure 1.26	: Matériel nécessaire à la lutte mécanique (échenillage).....	63
Figure 1.27	: Pièges à phéromones.....	65
Figure 1.28	: Dépôt expérimental sur les pins de billes chargées de phéromone à l'aide du lanceur Paintball en zone urbanisée.	65
Figure 1.29	: Piégeage des chenilles lors de la nymphose.....	66

Figure 1.30	: La régulation biologique de la processionnaire du pin, en favorisant la nidification des mésanges ( <i>Parus spp.</i> ).....	67
Figure 1.31	: Calendrier indicatif des méthodes de lutte contre la processionnaire du pin.....	68
Figure 1.32	: Les interactions plante- arthropodes.....	78
Figure 1.33	: Origine biosynthétique des métabolites secondaires.....	80
Figure 1.34	: Structure de base des flavonoïdes.....	82
Figure 1.35	: Principales classes de flavonoïdes issues du règne végétal	82
Figure 1.36	: Principaux acides phénoliques issus du règne végétal.....	83
Figure 1.37	: Structure des deux types de tanins.....	83
Figure 1.38	: Structure de base des coumarines et quelques exemples...	84
Figure 1.39	: Structure d'un quinone.....	84
Figure 1.40	: Le trans-resvératrol.....	85
Figure 1.41	: Structure et numérotation des atomes de carbone du phénylpropane (1) et des lignanes (2).....	85
Figure 1.42	: Quelques exemples de l'implication des composés phénoliques dans le développement de la plante et dans les interactions avec l'environnement .....	87
Figure 1.43	: Structure de quelques alcaloïdes.....	88
Figure 1.44	: Structure d'isoprène.....	90
Figure 1.45	: Structure de quelques exemples de terpènes.....	90
Figure 1.46	: Situation géographique de l'Ouarsenis dans le Tell Algérien	92
Figure 1.47	: Délimitation administratives des monts de l'Ouarsenis.....	92
Figure 1.48	: Répartition des essences forestières dans la wilaya de	95

	Tissemsilt.....	
Figure 2.1	: Délimitation de la zone de prélèvement des nids de <i>T.pityocampa</i> et des plantes.....	96
Figure 2.2	: Diagrammes Ombrothermiques de Gausсен de la zone d'étude.....	99
Figure 2.3	: Pied et fruits d' <i>E.camaldulensis</i> .....	102
Figure 2.4	: Arbuste de <i>P.lentiscus</i> .....	103
Figure 2.5	: Arbuste de <i>Z.lotus</i> .....	105
Figure 2.6	: Les principaux objectifs et étapes de l'expérimentation.....	108
Figure 2.7	: Boite en plastique pour l'élevage de la chenille processionnaire du pin.....	110
Figure 2.8	: Organes d' <i>E.camaldulensis</i> . a: Feuilles; b: Ecorce; c: Graines; d: Tiges.....	111
Figure 2.9	: Organes de <i>P.lentiscus</i> . a: Feuilles; b: Graines; c: Tiges.....	112
Figure 2.10	: Organes de <i>Z.lotus</i> . a: Feuilles; b: Fruits; c: Pulpe; d: Graines; e: Tiges.....	112
Figure 2.11	: Etapes de préparation des extraits aqueux.....	113
Figure 2.12	: Pulvérisation de phytopréparation dilués sur les larves de <i>T.pityocampa</i> (a); et répétitions (traitement par contact).....	114
Figure 2.13	: Trempage des aiguilles de <i>Pinus halepensis</i> dans les trois dilutions des phytopréparations (traitement par ingestion).....	115
Figure 2.14	: Les larves de <i>T.pityocampa</i> dans des récipients en plastique recouverts avec d'une toile moustiquaire (contact et ingestion).....	115
Figure 3.1	Mortalité des larves de <i>T.pityocampa</i> traitées par les extraits aqueux des plantes testées.....	133
Figure 3.2	: Des chenilles de <i>T.pityocampa</i> traitées par les extraits aqueux des plantes testées, présentent des difficultés pour	

	se débarrasser de leur exuvie et finissent par mourir.....	134
Figure 3.3	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches d' <i>E.camadulensis</i> .....	136
Figure 3.4	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches d' <i>E.camadulensis</i> .....	139
Figure 3.5	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux d'écorce d' <i>E.camadulensis</i> .....	142
Figure 3.6	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des graines d' <i>E.camadulensis</i> .....	145
Figure 3.7	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges d' <i>E.camadulensis</i> .....	147
Figure 3.8	: Projection des moyennes des taux de mortalité corrigée de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux d' <i>E.camaldulensis</i> sur les deux axes ACP.....	149
Figure 3.9	: Effet des extraits aqueux d' <i>E camaldulensis</i> sur les populations résiduelles de <i>T.pityocampa</i> ; a: contact, b: ingestion.....	150
Figure 3.10	: Effet des extraits aqueux d' <i>E.camaldulensis</i> type GLM sur les populations résiduelles de <i>T. pityocampa</i> .....	152
Figure 3.11	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches de <i>P.lentiscus</i> .....	154
Figure 3.12	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches de <i>P.lentiscus</i> .....	157
Figure 3.13	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des graines de <i>P.lentiscus</i> .....	160

Figure 3.14	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges de <i>P.lentiscus</i> .....	163
Figure 3.15	: Projection des moyennes des taux de mortalité corrigée de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux de <i>P.lentiscus</i> sur les deux axes ACP.....	165
Figure 3.16	: Effet des extraits aqueux de <i>P.lentiscus</i> sur les populations résiduelles de <i>T.pityocampa</i> .....	166
Figure 3.17	: Effet des extraits de <i>P.lentiscus</i> sur les populations résiduelles de <i>T.pityocampa</i> type GLM.....	168
Figure 3.18	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches de <i>Z.lotus</i> .....	170
Figure 3.19	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches de <i>Z.lotus</i> .....	173
Figure 3.20	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux de pulpe des fruits de <i>Z.lotus</i> .....	175
Figure 3.21	: Variations temporelles des moyennes des de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des graines de <i>Z.lotus</i> .....	178
Figure 3.22	: Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges de <i>Z.lotus</i> .....	180
Figure 3.23	: Projection des moyennes des taux de mortalité corrigée de <i>T.pityocampa</i> sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux de <i>Z.lotus</i> sur les deux axes ACP.....	182
Figure 3.24	: Effet des extraits aqueux de <i>Z.lotus</i> sur les populations résiduelles de <i>T.pityocampa</i> .....	183
Figure 3.25	: Effet des extraits de <i>Z.lotus</i> sur les populations résiduelles de <i>T.pityocampa</i> type GLM.....	185

Figure 3.26	: Valeurs des DL <sub>50</sub> et DL <sub>90</sub> des extraits aqueux d' <i>E.camaldulensis</i> testés sur les larves de <i>T.pityocampa</i> .....	187
Figure 3.27	: Valeurs des DL <sub>50</sub> et DL <sub>90</sub> des extraits aqueux de <i>P.lentiscus</i> testés sur les larves de <i>T.pityocampa</i> .....	189
Figure 3.28	: Valeurs des DL <sub>50</sub> et DL <sub>90</sub> des extraits aqueux de <i>Z.lotus</i> testés sur les larves de <i>T.pityocampa</i> .....	191
Figure 3.29	: Taux d'humidité (Eau) et matière sèche (Ms) dans les poudres des organes des plantes utilisés dans les tests de toxicité.....	194
Figure 3.30	: Rendements des plantes en extraits utilisés dans les tests de toxicité .....	199
Figure 3.31	Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base d' <i>E.camaldulensis</i> .....	206
Figure 3.32	: Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base de <i>P.lentiscus</i> .....	207
Figure 3.33	Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base de <i>Z.lotus</i> .....	208

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.1	: Les principales surfaces selon les essences en Algérie....	38
Tableau 1.2	: Durée moyenne des différents stades larvaires.....	54
Tableau 1.3	: La liste des ennemis naturels des insectes parasitoïdes des stades de développement de <i>T. pityocampa</i> basées sur 20 ans d'observations en Algérie (1983-2003) dans différents types de forêts sont également données.....	56
Tableau 1.4	: Couverture forestière à Tissemsilt.....	94
Tableau 2.1	Localisation de la zone des prélèvements.....	97
Tableau 2.2	: Les températures et les précipitations mensuelles durant la période des relevées expérimentales.....	99
Tableau 2.3	: Date de collecte des organes de plantes.....	111
Tableau 2.4	: Gamme d'étalonnage de l'acide gallique.....	125
Tableau 2.5	: Gamme d'étalonnage de la quercétine.....	127
Tableau 2.6	: Gamme d'étalonnage de la catéchine.....	129
Tableau 3.1	: Caractéristiques organoleptiques des extrait préparés à bases d' <i>E.camaldulensis</i> .....	196
Tableau 3.2	: Caractéristiques organoleptiques des extraits préparés à bases de <i>P.lentiscus</i> .....	197

Tableau 3.3	: Caractéristiques organoleptiques des extraits préparés à bases de <i>Z.lotus</i> .....	198
Tableau 3.4	: La détermination des différents groupes chimiques contenus dans les extraits des plantes utilisés dans les tests de toxicité.....	201
Tableau 3.5	Résultats de dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux des plantes.....	205

## INTRODUCTION GENERALE

L'ensemble du bassin méditerranéen est aujourd'hui au cœur des préoccupations mondiales en termes de biologie de la conservation. Sachant qu'à l'instar des autres écosystèmes mondiaux, les écosystèmes méditerranéens sont les plus vulnérables [1]. Cette zone est d'ailleurs depuis plusieurs années connaît un problème de dégradation et une diminution de leur surface végétale, ce qui menace sa survie dans toute son aire naturelle [2, 3]. Les changements climatiques (augmentation de la température et réduction des précipitations), la dégradation des sols, les incendies, le surpâturage, les maladies fongiques et les attaques d'insectes ravageurs font disparaître des surfaces considérables de forêts méditerranéennes [4]. Ces changements ont engendré le plus souvent la dégradation des services d'origine écosystémique et se sont traduits par la perte d'un patrimoine capital dont les générations futures seront fortes probablement privées.

En Algérie plus spécialement, les perturbations liées à la guerre d'indépendance, et l'insécurité qui a régné dans certaines régions, ont eu un impact considérable [5]. A ceci s'ajoute l'absence sur le terrain d'une réelle politique forestière de gestion, de monitoring et de conservation. Cette détérioration du capital biologique végétal en Algérie pose bien le problème de la façon dont agit le facteur directement d'origine anthropique, dont bien évidemment le rôle est prépondérant. Le massif forestier de la région de Tissemsilt s'intègre dans les monts de l'Ouarsenis n'a pas échappé à cette situation et connaît une dégradation et une transformation importantes de ses milieu forestiers suite essentiellement aux incendies répétés et aux attaques parasitaires [6].

La conservation de la diversité biologique est devenue depuis ces dernières années, notamment depuis la conférence de Rio en 1992, une préoccupation de nombreux gouvernements et organisations internationales en vue de stopper l'érosion massive de la biodiversité et de prévenir une grande crise biologique. La protection des forêts contre les parasites demeure l'une des missions prioritaires de l'administration des forêts. En effet, les attaques parasitaires, bien que cycliques, ont de tout le temps constitué une menace sérieuse pour les peuplements forestiers, causant parfois des dégâts importants en l'absence de traitement approprié.

Parmi les parasites menaçant les forêts Algériennes, la chenille processionnaire du Pin, *Thaumetopoea pityocampa*, le principal lépidoptère ravageur des pins et des cèdres présent dans le pourtour méditerranéen. Bien que cette processionnaire privilégie les forêts éparées et ensoleillées, elle est également présente sur des sites de haute altitude. En Suisse, dans le Haut-Valais, des nids ont été trouvés près de Zeneggen à 1300 m, au Tessin, l'espèce peut être présente jusqu'à des altitudes de 1600 à 1700m. De nombreuses études scientifiques, indiquent que l'expansion géographique de ce ravageur va de pair avec l'augmentation de la température liée au réchauffement climatique global [7].

En Algérie, depuis l'indépendance, l'accroissement des reboisements en pin d'Alep *Pinus halepensis* a entraîné une prolifération de la processionnaire du pin mettant en danger les jeunes reboisements. L'aire de répartition de cet insecte s'étend sur une grande partie du territoire et atteint actuellement sa limite nord du pays ainsi qu'au barrage vert au sud [8]. Les larves se nourrissent des aiguilles de plusieurs espèces de pins et de cèdres provoquent ainsi un ralentissement de la croissance et un affaiblissement des arbres ce qui les rend plus vulnérables aux maladies et aux autres ravageurs forestiers notamment les xylophages [9].

La lutte chimique était très utilisée jusqu'au début des années 1990 (en France, elle représentait 70 % des surfaces traitées en 1992/93). A ce jour, son usage devient de plus en plus anecdotique, et se limite à des interventions de faible ampleur, ou de rattrapage (traitement trop tardif). Ces méthodes chimiques sont utilisées dans le cadre du règlement phytosanitaire ou de la directive biocide en

fonction de l'objectif du traitement (protection des cultures ou santé publique) [10]. En effet, plusieurs substances actives biocides en cours d'évaluation européenne présentent un intérêt pour la lutte contre les chenilles processionnaires. Parmi ces substances, sont mentionnées: - les substances actives potentiellement efficaces présentant un intérêt pratique ( l'ensemble des pyréthrinoïdes photostables, l'azaméthiphos, la cyphénothrine, la cyperméthrine, la perméthrine, la deltaméthrine, la cyfluthrine, la transfluthrine, l'étofenprox, la lambdacyhalothrine, l'esfenvalérate, l'alphaméthrine ainsi que le S-méthoprène, le chlorfénapyrl, l'acétamipride ) et les substances actives dont l'efficacité vis-à-vis des chenilles processionnaire a été prouvée ( certains benzoyl-urées comme le diflubenzuron, le triflumuron, l'hexaflumuron et enfin le spinosad et l'indoxacarbe) [10].

Il convient de rappeler que le spectre de ces produits chimiques dépasse largement la cible représentée par les processionnaires. Leur action sur les insectes non-cibles, ainsi que les risques pour l'environnement (des effets de rémanence, de résurgence, de résistance et de rupture des chaînes trophiques) et la santé humaine (applicateurs et les usagers) doivent donc être pris en considération avant de décider de leur utilisation [10]. Cette constatation a conduit à rechercher des méthodes alternatives plus respectueuses de l'équilibre environnemental et susceptibles de contrôler les bioagresseurs.

Les biopesticides végétaux constituent l'objectif principal de recherche de ce présent travail, ils représentent une des alternatives à la dépendance aux pesticides chimiques. Même si, employés seuls, ils sont généralement moins efficaces à court terme que leurs homologues chimiques, ils présentent de nombreux avantages écologiques qui ne peuvent pas être ignorés. Utilisés dans une stratégie de lutte intégrée en combinaison avec les pesticides chimiques, ils permettent de limiter la quantité d'intrants ainsi que l'apparition de nuisibles résistants [11]. De nombreuses espèces végétales ont été répertoriées comme présentant une activité biopesticide sur une large gamme d'insecte phytophage [12], de bactéries [13], de champignons [14] et de nématodes phytoparasites [15].

L'Algérie, par la richesse et la diversité de sa flore, constitue un véritable réservoir phylogénétique, avec environ 4000 espèces et sous-espèces de plantes

vasculaires [16], d'où son intérêt fondamental dans le domaine de la valorisation des substances naturelles.

Dans ce contexte, nous voulons tester l'effet biocide des trois plantes à savoir l'eucalyptus *Eucalyptus camaldulensis*, le lentisque *Pistacia lentiscus* et le jujubier sauvage *Zizyphus lotus* sur les larves de *T.pityocampa* qui poussent là ou se trouve les nids de *T.pityocampa*.

Le corps du mémoire est composé d'une partie bibliographique, consacrée à la présentation du patrimoine forestier en Algérie et les principales contraintes qui les mettre en péril, une présentation des données sur la chenille processionnaire du pin, les modes d'action des insecticides chimiques et les conséquences néfastes de son utilisation massif sur les écosystèmes, en particulier l'apparition de la résistance chez les insectes ravageurs et des effets indésirables chez les espèces non cibles comme les insectes dits bénéfiques et l'homme. Ainsi qu'une présentation des différents types de biopesticides, et de métabolisme secondaire des plantes qui lui confèrent les propriétés insecticides. La dernière partie de ce chapitre est consacrée à la présentation de la monographie des plantes utilisées dans les tests de toxicité et la présentation de la zone d'étude.

Le deuxième chapitre traite les méthodes utilisées pour la réalisation de la présente étude ainsi que le matériel utilisé au laboratoire.

Dans le troisième chapitre, nous avons présenté les résultats trouvés.

Le quatrième chapitre est consacré à la discussion suivie d'une conclusion générale et des perspectives.

# CHAPITRE 1

## SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

### 1.1. Données bibliographiques sur la forêt et la pinède algérienne

#### 1.1.1. Intérêt de la forêt et biodiversité

Patrimoine commun de l'humanité et quintessence de la biodiversité biologique, la forêt est riche de ressources aussi diverses que nombreuses : essences ligneuses, produits non ligneux, terres agricoles, pharmacopée, espèces animales...etc. Autant de ressources qui ont été plus ou moins intensément exploitées par l'homme pour sa survie [17]. La forêt n'est donc pas uniquement naturelle, biologique, elle est au contraire au cœur même de la rencontre entre la nature et la culture. L'environnement en général et les ressources naturelles plus particulièrement, au delà des préoccupations scientifiques spécifiques aux sciences naturelles, portent en leur sein une dynamique sociale, économique, religieuse et politique. L'histoire des forêts est donc au cœur d'une interaction dynamique entre l'homme et le milieu au sein de laquelle la forêt devient un « objet indissociablement naturel et social » [18].

#### 1.1.2. Evolution des ressources forestières dans le monde

A l'échelle de la planète, les forêts occupent 26% de la surface, le quart des espaces terrestres sont donc constitués par des ressources naturelles et plantations forestières. Ces 3,4 milliards d'hectares de forêts se voient pourtant amputés de 135 millions d'hectares chaque année depuis 1980, et ce en particulier dans les zones tropicales qui comptent par ailleurs pour les plus pauvres du monde. Toujours est-il que les propriétés des ressources forestières,

services écologiques (protection et fertilité des sols, amélioration des productivités, conservation et réserves des eaux, contribution à la lutte contre la désertification, conservation de la biodiversité) et services sociaux (contribution à l'autoconsommation et à la sécurité alimentaire, aux revenus, à l'énergie domestique, aux services de santé) permettent à plus d'un quart de la population du monde d'assurer leurs moyens d'existence [19]. De plus, la forêt, et par là même le commerce de bois, constitue le cinquième secteur économique mondial (soit 2% du PIB mondial) et sa part représente 23% du commerce mondial des produits agricoles selon la FAO [20].

### 1.1.3. Le potentiel forestier en Algérie

Les formations forestières en Algérie, quoique sérieusement réduites ces dernières décennies, couvrent encore de nombreuses zones montagneuses. De type essentiellement méditerranéen, ces dernières sont composées d'essences étroitement liées au climat et dont le faciès change à mesure que l'on s'éloigne de la mer [21]. Les peuplements sont variés et spatialement hétérogènes. Le taux de couverture de ces forêts varie de 50% à peu près pour la Kabylie, région centre et Est, à 2% pour la zone Sud, avec une moyenne nationale de 11%. Elles se composent en :

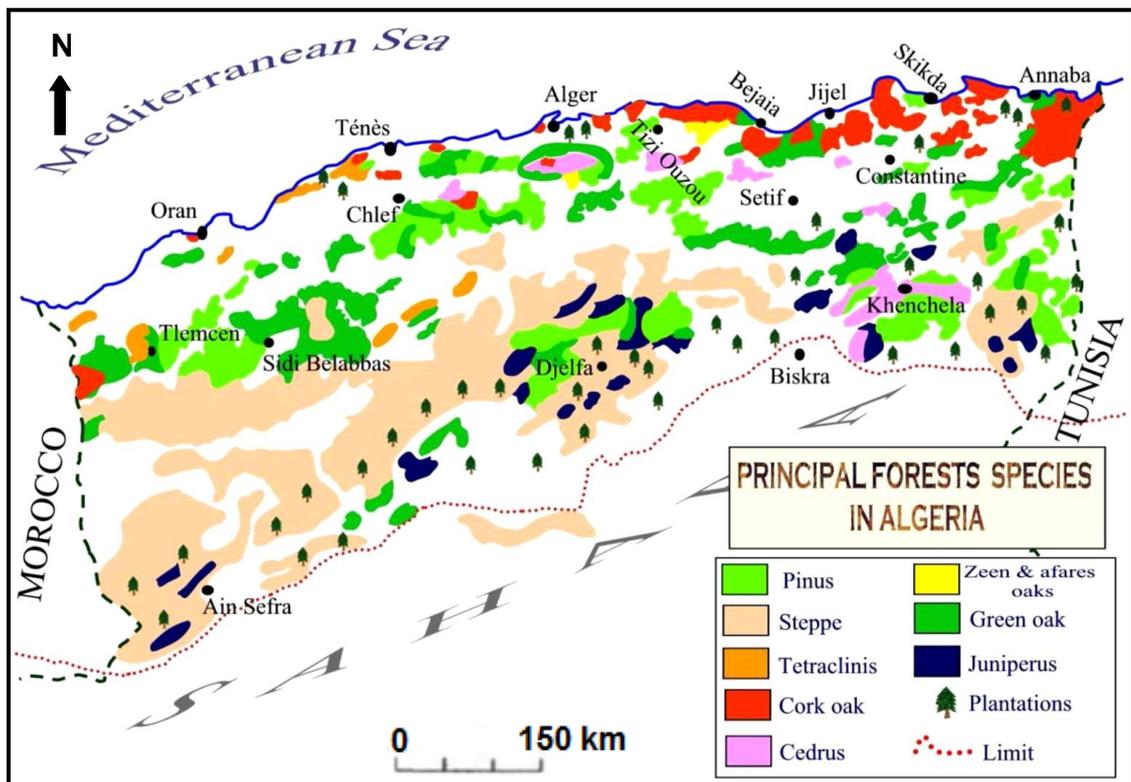
- Forêts naturelles : 1 329 400 ha.
- Reboisements : 972 800 ha.
- Maquis : 1 844 800 ha.
- Pelouses : 2 800 ha [21].

Selon BNEDER [22], les essences principales se constituées de résineux et de feuillus, ils sont répartis en :

- Les forêts de Pin d'Alep : Sont localisées dans les Wilayas des Sidi Bel Abbès, Saida, Tiaret, Rélizane, Chlef, Ain Defla, Tipaza, Blida, Médéa, Bouira, Bordj Bou Arréridj, Djelfa, M'Sila, Batna, Khenchela, Tébessa, Tissemsilt.

- Les forêts de Chêne liège : Sont concentrées dans les Wilayas de Bou Merdes, Tizi Ouzou, Bejaia, Jijel, Skikda, Annaba, Taref, Guelma, Souk Ahras.
- Les forêts de Chêne Zèen et Afarès : Dans les Wilaya de Bejaia, Jijel, Guelma, Souk Ahras et Taref.
- Les forêts de Cèdre : Sont concentrées dans les Wilayas de Batna, Khenchela et disséminées en petites tâches dans les Wilayas de Tissemsilt, Blida et Tizi Ouzou.
- Les forêts de Pin maritime : Existent dans les Wilaya de Bejaia, Skikda, Jijel et Annaba où elles colonisent les forêts de Chêne liège.

La figure 1.1 présente la répartition des principales essences forestières en Algérie.

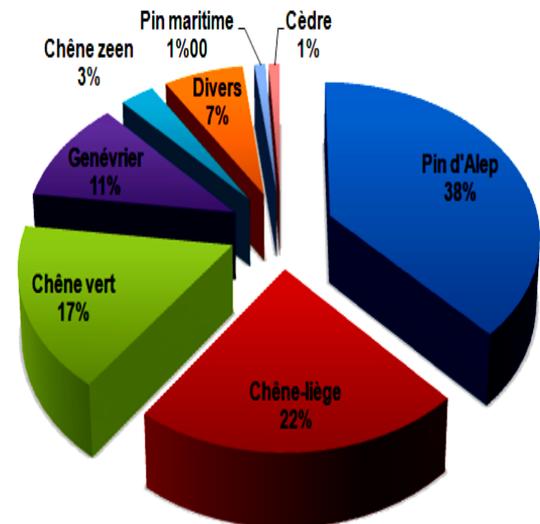


**Figure 1.1** : Carte des groupes de végétation en Algérie [22]

Les forêts de pin d'Alep représentent la grande proportion des résineux, et les forêts des eucalyptus et des chênes sont les plus importants des feuillus [21]. La figure 1.2 et le tableau 1.1 présentent la part des essences composant la forêt algérienne.

**Tableau 1.1** : Les principales surfaces selon les essences en Algérie [23]

Essences	Superficie en milliers d'hectares
Pin d'Alep	800
Chêne-liège	463
Chêne vert	354
Chêne Zeen	65
Genévrier	217
Thuya	143
Cèdre de l'Atlas	120
Autres feuillus	168
Autres résineux	58



**Figure 1.2** : La part des essences composant la forêt algérienne [21]

#### 1.1.4. Des formations en difficulté

Les formations forestières en Algérie sont des formations en équilibre précaire. Elles sont en état de stress continu vis-à-vis de la sécheresse (plusieurs mois secs consécutifs l'été), et sont soumises en permanence aux pressions multiples qu'exercent l'homme et son bétail : [21]

- La pauvreté et le chômage conduisent les habitants à commettre des délits forestiers pour pouvoir subvenir à leurs besoins primaires (coupe et vente illicites de bois, fabrication de charbon pour les rôtisseries, défrichements pour l'extension des parcelles de céréales, surpâturage...).
- La présence des carrières d'extraction de pierres et des stations de concassage à l'intérieur des massifs.
- Les constructions illicites d'immeubles à usage d'habitation ou d'élevage.
- Les incendies liés aux activités agricoles, aux actes criminels et à la lutte anti-terroriste sont autant de facteurs aggravants de la situation [23].

La production forestière algérienne est loin de couvrir les besoins nationaux en bois toutes catégories confondues [21]. La pineraie également n'est pas productive sur toute son aire. Par endroits, elle est fortement dégradée sous l'effet des raisons précitées et elle subit sans arrêt des attaques de chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. [21].

#### 1.1.5. Généralités sur le pin d'Alep

##### 1.1.5.1. Présentation de la plante

Le pin d'Alep ou pin blanc de Provence (*Pinus halepensis* Mill.), est un conifère de la famille des Pinacées qui regroupe environ 250 espèces. Il fût à l'origine appelé à tort pin d'Alep, par son descripteur le botaniste écossais (Philip Miller) en 1768 [24], qui croyait probablement que cet arbre était endémique à cette région [25].

##### 1.1.5.2. Position systématique

La systématique du pin d'Alep se résume comme suite : [26]

Embranchement	: Gymnospermes
Ordre	: Coniférales
Sous-ordre	: Abiétales
Famille	: Pinaceae
Genre	: Pinus
Espèce	: <i>Pinus halepensis</i> Miller (1768)

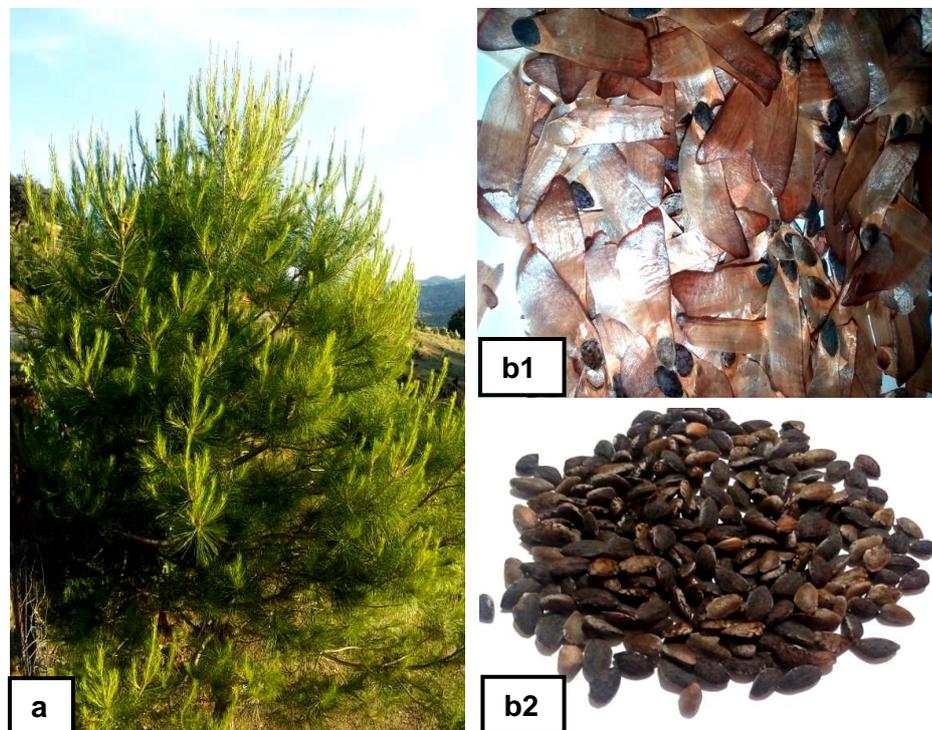
##### 1.1.5.3. Caractéristiques botaniques du pin d'Alep

C'est un arbre forestier résineux de deuxième grandeur qui peut parfois atteindre les 30 mètres de hauteur (Figure 1.3a), est souvent penché et peu droit avec une cime écrasée, irrégulière et claire mais ses branches sont assez étalées [27]. Sa longévité est estimée à 150 ans avec une moyenne de 100 à 120 ans [28].

Les feuilles ont un caractère xérophytique, de 5-10 cm de longueur, très fines sur les bords, moins de 1 mm de large, molles, lisses et aiguës, fasciculées par deux dans une gaine groupées en pinceaux à l'extrémité des rameaux, de couleur vert-jaunâtre [27, 29, 30]. L'écorce est gris argentée et lisse chez les jeunes arbres, puis brune rougeâtre, en écaille mince et large chez les plus âgés [29].

Les cônes sont très pédonculés et réfléchis vers la base du rameau pendants et persistants plusieurs années, isolés ou par paires, oblongs-coniques aigus de 8 à 12 cm de long, rouge-brun luisant. Graines d'environ 7 mm de long, mates, à aile allongée 4 fois plus longue qu'elles et presque droite des deux côtés (Figure 1.3 b1 et b2), cette aile persistante permet une dissémination rapide, éloignée et efficace et la colonisation de nombreux milieux [27, 29].

L'arbre fleurit au printemps et fructifie en été [31], dès l'âge de 10 à 12 ans, mais les graines qu'il produit ne sont aptes à germer que lorsqu'il a atteint l'âge de 18 à 20 ans [32].



**Figure 1.3** : a: Pied de pin d'Alep; b1, b2: Graines de pin d'Alep (Originale)

#### 1.1.5.4. Ecologie du pin d'Alep

Le pin d'Alep (*P. halepensis*) est une essence méditerranéenne à caractère continental de tempérament robuste et très plastique puisqu'elle s'adapte à des conditions écologiques difficiles. C'est une essence aussi xérophile, thermophile et héliophile [33]. Il se rencontre dans la tranche altitudinale qui va depuis le littoral jusqu'au niveau de l'Atlas Saharien à 2200 m [34]. En Algérie, selon Kadik [35], il prospère dans les tranches altitudinales suivantes :

- 1300-1400m : dans l'Atlas Tellien.
- 1600m : dans les Aurès.
- 2100-2200m : dans l'Atlas Saharien.

Le pin d'Alep demande une tranche pluviométrique annuelle de 400 mm et une température moyenne de 14°C. Il peut supporter des amplitudes thermiques très élevées et une forte sécheresse atmosphérique. Il résiste au froid et supporte rarement des températures inférieures à 10°C [36].

Il préfère les sols calcaires ou argilo-calcaires. Il ne tolère ni les sols sablonneux dont la perméabilité ne permet pas de retenir de l'eau, ni les bas fonds limoneux et il comporte très mal sur les schistes et les micaschistes [36]. En Algérie, le pin d'Alep s'observe surtout sur les roches mères carbonatées à pH basique et colonise les sols de texture sablo-limoneuse à limono-sableuse [37].

#### 1.1.5.5. Répartition géographique

Le pin d'Alep est un arbre que l'on trouve à l'état spontané dans des bandes discontinues le long du bassin méditerranéen [38]. Ses forêts occupent 3,5 millions d'hectares [32]. On le rencontre principalement en :

- Europe : Espagne, Italie, France.
- Au Proche-Orient : Turquie, Palestine, Jordanie.
- En Afrique du Nord : Maroc, Tunisie et Algérie où il couvre une superficie de 1 260 000 hectares [38].

- En Algérie : c'est l'espèce la plus abondante [39], avec une superficie s'étendant à 881000 ha [40], ce qui présente 35% des surfaces boisées de l'Algérie du Nord [41], il est présent dans tous les étages bioclimatiques, depuis le littoral jusqu'à l'Atlas saharien, avec une prédominance dans l'étage semi aride [42].

#### 1.1.5.6. Les ennemis du pin d'Alep

Le grand ennemi des forêts de pin d'Alep est l'incendie à cause de la nature du bois imprégné de résine et de la propulsion des cônes au loin qui favorisent la propagation de l'incendie [43]. Selon la direction générale des forêts durant l'année 2000, près de 18 000 ha ont été touchés par les feux de forêts à travers le territoire national

Le pin d'Alep est sensible à de nombreuses maladies causées par certains champignons pathogènes (*Trametes pini*, *Polyporus officinalis*). Il est exposé à l'attaque de quelques parasites tels que : *Crumenulopsis sororia*. Ainsi que de nombreuses espèces d'insectes. Parmi ces insectes : la chenille processionnaire du pin, les scolytes, la tordeuse du pousse de pin,...etc [44].

La chenille processionnaire (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff) est un lépidoptère connu depuis fort longtemps dans le bassin méditerranéen. En Algérie, un examen critique des résultats des enquêtes de 1977-1983 a montré, clairement que l'ampleur de l'infestation par la processionnaire du pin a dépassé nettement le seuil tolérable, chaque année, période de 1980 à 1984, plus de 200 000 hectares sont infestés [45].

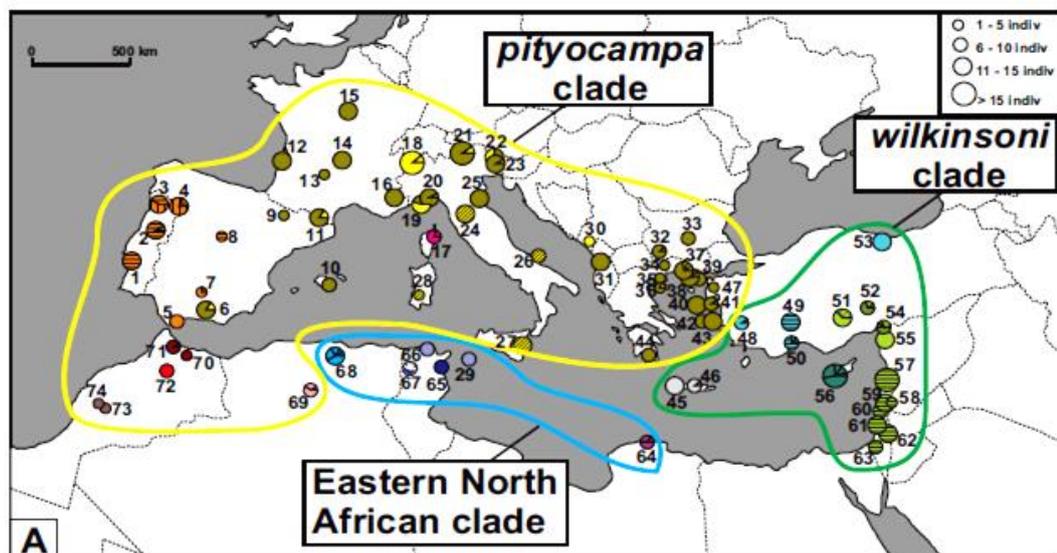
### 1.2. Données sur la chenille processionnaire du pin: *Thaumetopoea pityocampa*

#### 1.2.1. Espèces impliquées

Les chenilles processionnaires sont qualifiées de groupements organisés qui sont caractérisés par la coordination des activités individuelles en une activité collective qui se manifeste par la construction d'un nid, des déplacements en file indienne et

la prise de nourriture en commun. Cette vie collective existe uniquement à l'état larvaire et disparaît complètement chez l'adulte [46].

Les chenilles processionnaires appartiennent à la famille des Notodontidae ; qui comprend un seul genre *Thaumetopoea* avec neuf espèces [46] qui sont parfois difficiles à distinguer. Toutefois, il existe certaines différences morphologiques (telles que l'intensité de la couleur des ailes) et biologiques (notamment les plantes hôtes et la date d'éclosion, qui peut avoir lieu au printemps pour *Thaumetopoea bonjeani*, *Thaumetopoea pinivora*, *Thaumetopoea processionea*, ou en fin d'été pour *Thaumetopoea pityocampa*, *Thaumetopoea wilkinsoni*) [47, 48]. Le développement larvaire est donc printanier à estival pour les trois premières espèces, et hivernal pour les deux dernières. L'analyse de l'ADN mitochondrial des chenilles à développement larvaire hivernal, a mis en évidence l'existence d'un troisième clade distinct des deux précédents, nommé « Eastern North Africa clade », localisé à la Lybie, la Tunisie et au Nord de l'Algérie (Figure 1.4) [49, 50].



**Figure 1.4** : Cartographie géographique des haplotypes dans les populations échantillonnées des chenilles processionnaires à développement hivernal [48, 49].

### 1.2.2. Identification

La chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* à développement larvaire hivernal. En latin, *pityocampa* - signifie « chenille du pin » (*campa* =

chenille, *pityo* = pin) et *Thaumetopoea* signifie « qui vénère la verdure » (*thaumeto* = vénérer, *poea* = herbe). Cette chenille se nourrissant d'aiguilles de pins et de cèdres. Elle est considérée comme le principal ennemi de la sylviculture méditerranéenne [51, 52] (Figure 1.5).



**Figure 1.5** : Larves de chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* (Originale)

### 1.2.3. Position taxonomique [53]

Domaine	: Eucaryota
Règne	: Animalia (Linnaeus, 1758)
Embranchement	: Arthropoda (Latreille, 1829)
Classe	: Insecta (Linnaeus, 1758)
Ordre	: Lepidoptera
Famille	: Notodontidae
Sous-famille	: Thaumetopoeinae
Genre	: Thaumetopoea
Espèce	: <i>Thaumetopoea pityocampa</i> (Denis et Schiffermüller, 1775)

### 1.2.4. Aire de répartition

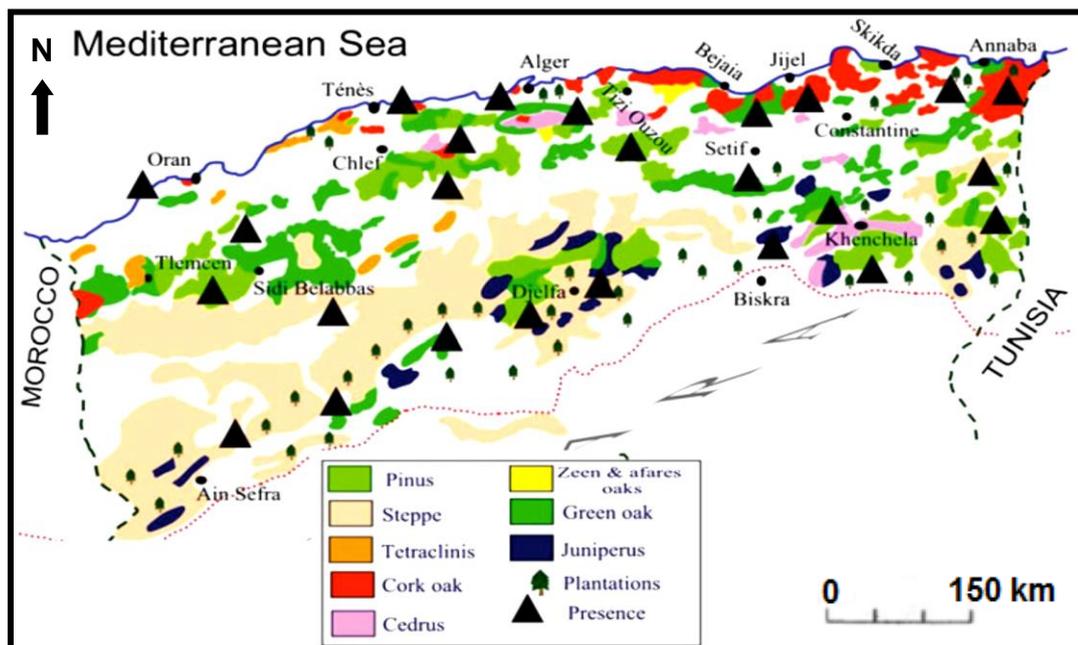
#### 1.2.4.1. A l'échelle mondiale

La chenille processionnaire du pin est présente sur plusieurs continents :

- Amérique du nord : Aux Etats-Unis, où elles ont tendance à pulluler.
- Asie : Chypre, Liban, Syrie, Turquie.
- Afrique : Algérie, Libye, Maroc, Tunisie.
- Europe : Albanie, Autriche, Bulgarie, Croatie, Espagne (Iles Baléares y compris sauf Ibiza), France (Corse y compris), Grèce (Crète y compris), Hongrie, Italie (Sardaigne et Sicile y compris), Portugal, Suisse (Genève, Tessin, Valais), Yougoslavie [46, 51].

#### 1.2.4.2. A l'échelle nationale

En Algérie, la chenille processionnaire du pin est présente sur une grande partie du territoire où il y a des forêts et des arbres de pins (*Pinus* spp.) et de cèdres (*Cedrus atlantica*) (Figure 1.6) L'élévation actuelle s'étend jusqu'à la limite supérieure de la limite forestière, notamment sur le cèdre, bien qu'il ne soit pas clair si la limite forestière a été atteinte récemment en raison du réchauffement planétaire ou si la processionnaire était déjà présente à faible densité. Certes, les foyers observés à haute altitude sont récents [54]. Son expansion vers le sud a sans aucun doute été facilitée par le grand effort de boisement du barrage vert réalisé au cours du XXe siècle [8].



**Figure 1.6** : Distribution de *Thaumetopoea pityocampa* en Algérie en relation avec l'aire de répartition des conifères [55]

### 1.2.5. Plantes hôtes

La chenille processionnaire du pin est phytophage. Il est possible d'établir une classification d'ordre décroissant des arbres hôtes, selon ses préférences : le pin noir d'Autriche, le pin Laricio de Corse, le pin Laricio Sulzmann, le pin maritime, le pin sylvestre, le pin d'Alep, le cèdre de l'Atlas, le cèdre du Liban, le sapin et le douglas [56].

C'est la femelle, lors de la ponte, qui réalise cette distinction entre les diverses espèces d'arbres. Le diamètre des aiguilles est le critère principal : le diamètre idéal est de 1,5 à 2 mm ; ce qui correspond à deux fois la longueur des trois articles du tarse des pattes postérieures du papillon ; et le support recherché doit être rugueux afin de permettre une attache optimale des griffes. Des études ont également montré que le choix de l'arbre hôte dépendait de la présence de substances émanant des tissus des aiguilles [57]. En effet, ZHANG et *al.* [58] ont montré que les antennes de la femelle de *T.pityocampa* sont sensibles et répondent aux différents types de terpènes (le limonène), ainsi qu'au contenu des aiguilles en azote, fibre [59], silice et phénols [60]. En effet, le feuillage le plus jeune du *P. pinaster* a une concentration d'azote plus élevée que le feuillage plus âgé qui les rend les plus vulnérables aux attaques de *T. pityocampa* [61].

Les insectes herbivores peuvent localiser les arbres hôtes à l'aide des repères visuels [62], comme la couleur [63] ou la forme des arbres. Par exemple, DULAURENT et *al.* [64] ont montré que la plantation de feuillus à feuilles larges les haies à côté des peuplements de pins ont réduit le nombre d'attaques sur les pins poussant derrière la haie.

### 1.2.6. Description (Morphologie)

#### 1.2.6.1. L'œuf

Les œufs sont ovoïdes et sont déposés par la femelle le long d'une ou deux aiguilles de pin d'où l'aspect en "épis de maïs" (Figure 1.7 a et b), et sont recouvert par de nombreuses écailles qu'elle prélève à l'extrémité de son

abdomen. Ces écailles sont disposées régulièrement à la surface des œufs, comme les tuiles d'un toit, ce qui conduit à la formation d'un manchon cylindrique de quatre à cinq centimètres de long, dont la couleur est beige-clair, proche de celle des bourgeons de pin [65] (Figure 1.7.c). La ponte peut compter 70 à 300 œufs par femelle, la moyenne étant aux alentours de 200 œufs [46,66].

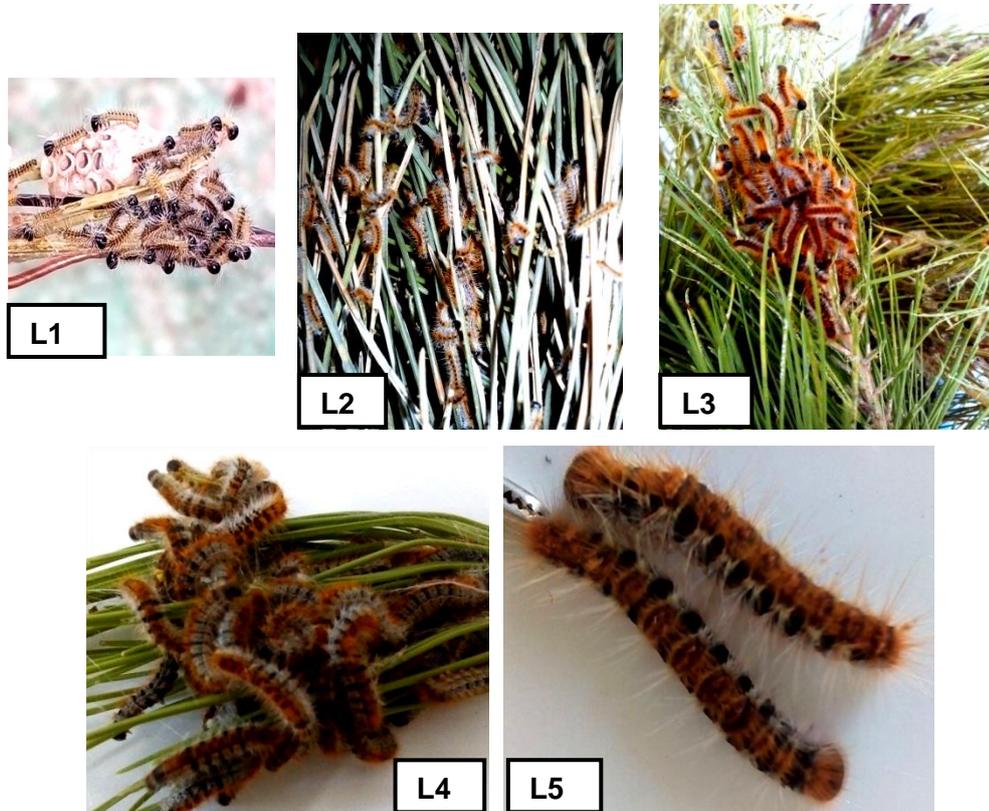


**Figure 1.7** : a : La disposition des œufs en "épis de maïs"; b: Face interne d'une ponte; c: Manchon des œufs de *T.pityocampa* recouvert d'écailles (Originale)

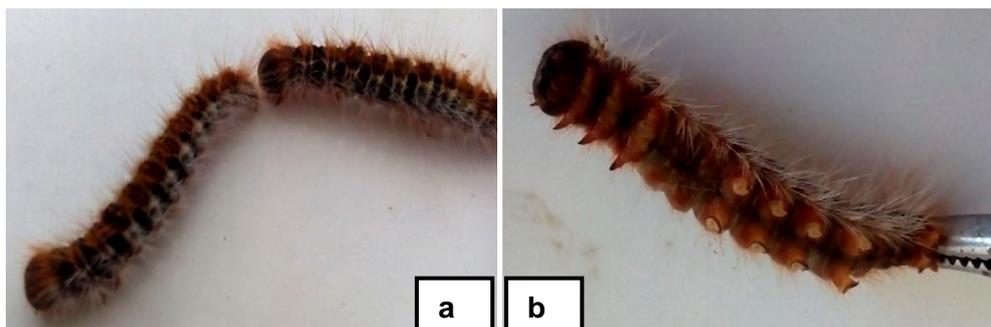
#### 1.2.6.2. Les Larves

Elles passent par 5 stades, qui se distinguent par des différences dans la taille de la capsule céphalique. Au stade L1, les chenilles mesurent deux à trois millimètres et sont de couleur jaune, avec une capsule céphalique noire, est déjà volumineuse qui leur permet dès ce stade de s'attaquer à une nourriture solide et résistante [65]. Après la deuxième mue, les chenilles prennent leur aspect définitif et les touffes de poils urticants rougeâtres apparaissent par paire du côté dorsal de chaque segment. Les poils et téguments qui couvrent le corps sont plus sombres

varient de du gris bleuâtre terne au noir. Les poils pleuraux vont du blanc au jaune sombre; les poils dorsaux vont du jaune à l'orange terne (Figure 1.8). A la fin de son développement, les chenilles mesurent quatre à cinq centimètres. donne des termes sur les fausses pates [65] (Figure 1.9).



**Figure 1.8** : Les différents stades larvaires de *T.pityocampa* (originale)

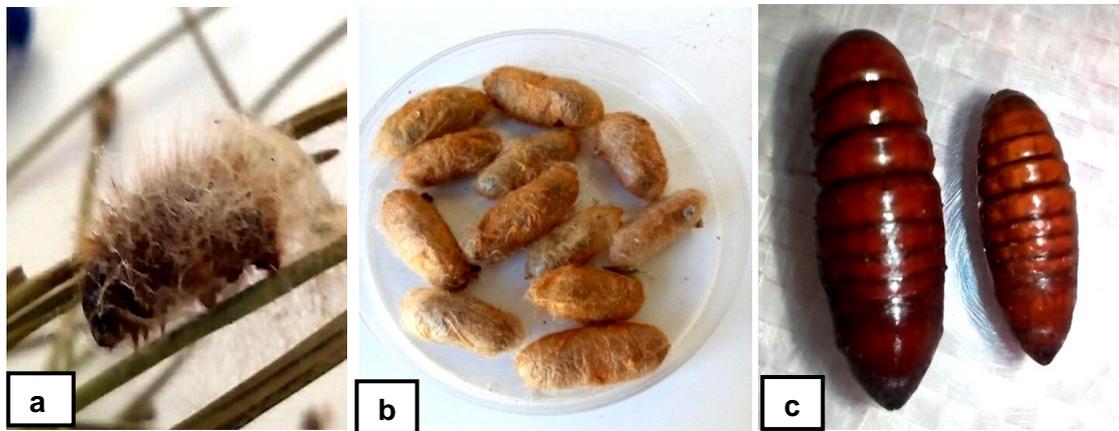


**Figure 1.9** : Chenilles de *T.pityocampa* au 5<sup>eme</sup> stade larvaire : a: face dorsale; b: face ventrale (Originale)

### 1.2.6.3. La nymphe

La nymphose se déroule dans le sol dans des cocons soyeux individuels, blanc-ocre, et ovale (Figure 1.10 a et b) dans lesquels les chenilles se transforment en

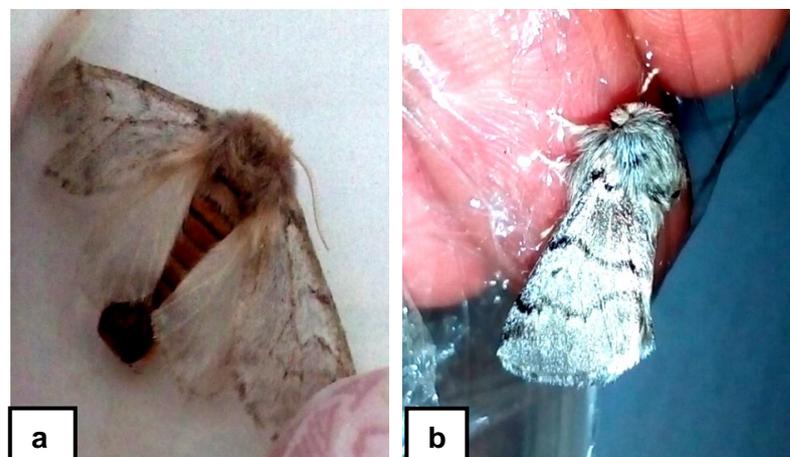
chrysalides, de 20 mm de longueur, ovales, et de couleur jaune brunâtre pâle qui deviendra marron rougeâtre [65] (Figure 1.10c).



**Figure 1.10** : a : Larve tisse leur cocon soyeux ; b : Cocon soyeux ; c: Chrysalides extraites de leur cocon, Chrysalides mâle (à droite) et femelle (à gauche) (Originale)

#### 1.2.6.4. L'adulte

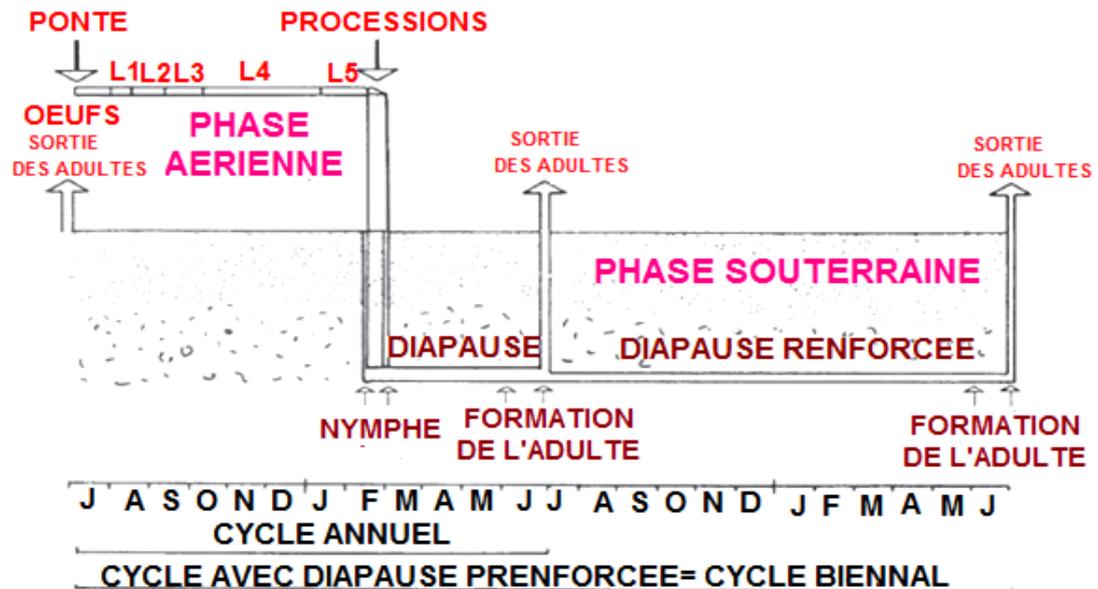
Les imagos sont des papillons nocturnes. L'envergure alaire des femelles est de 36-49 mm, celles des mâles de 31-39 mm. Les antennes sont filiformes chez la femelle et pectinées chez les mâles. Les deux ont un thorax poilu. L'abdomen des femelles est vigoureux et ses derniers segments sont couverts d'un bourrelet de grandes écailles ; et celui des mâles est velu et pointu. Les ailes antérieures sont gris cendré terne ; les nervures, bordures et trois bandes transversales sont plus sombres. Les ailes postérieures sont blanches, à franges grises, avec une tache noire caractéristique au niveau de la région anale [65] (Figure 1.11).



**Figure 1.11** : Papillon de *T.pityocampa*, a : Femelle ; b: Mâle (Originale)

### 1.2.7. Cycle de développement

Le cycle biologique de la chenille processionnaire est connu depuis le 18<sup>ème</sup> siècle [67]. Elle est annuel en principe et se divise en deux principales étapes : une phase aérienne (œuf, larve et adulte) et une phase souterraine (nymphe) [68] (Figure 1.12).



**Figure 1.12** : Cycle schématique de la processionnaire du pin [69]

#### 1.2.7.1. La phase aérienne

La phase aérienne dure cinq à huit mois et comprend plusieurs étapes, de l'émergence des papillons jusqu'à l'enfouissement précédent la nymphe.

##### 1.2.7.1.1. L'émergence des adultes

Les imagos ou adultes sortent de terre au crépuscule au cours de l'été (de la mi-juin à mi-août). Ils se libèrent de leur cocon grâce à des crêtes sclérifiées situées sur leur tête, qui leur permettent de découper l'enveloppe qui les entoure. Le ratio mâle/femelle est proche de 1. Ils ne s'alimentent pas et leur durée de vie est brève (un à deux jours environ), mais ils peuvent néanmoins parcourir plusieurs kilomètres (environ 3 à 5 kilomètres pour la femelle [70] et 25 à 50 kilomètres pour le mâle). Selon DULAURENT et *al.* [71], le taux d'émergence des adultes

augmentent avec l'augmentation de la température de sol et d'humidité relative en avril et en mai.

Les mâles sortent de terre les premiers, une demi-heure environ avant les femelles. Après une période d'inactivité de deux à quatre heures, la femelle attire le mâle en émettant une phéromone spécifique appelée la « pityolure » ((Z)-13-hexadécène-11-ynyl) [72] (Figure 1.13). L'accouplement dure environ une heure, puis les papillons s'envolent de nouveau (Figure 1.14).



**Figure 1.13** : Structure de l'acétate de Z-13-hexadécène-11-ynyle (pityolure) [72]



**Figure 1.14** : Accouplement des papillons de *T. pityocampa* [56]

#### 1.2.7.1.2. La ponte

Après l'accouplement, la femelle part à la recherche du lieu idéal pour la ponte. Elle choisit ainsi préférentiellement des arbres dont la silhouette se découpe bien sur fond clair (en lisière de forêt par exemple) en particulier ceux orientés sud / sud-ouest [73]. La ponte dure trois à quatre heures, puis la femelle s'envole et meurt peu après [74] (Figure 1.15).

La fécondité des femelles dépend de la nourriture [75]. De plus, de récentes études ont révélé que la fécondité de la chenille processionnaire du pin augmentait avec la latitude. L'hypothèse émise est que dans des conditions climatiques peu favorables, il est important pour la survie de l'insecte que la colonie soit de grande taille, car cela lui confère un avantage pour la thermorégulation (par effet de masse) et la construction du nid. Il est donc compréhensible que la femelle pondre plus d'œufs en haute altitude ou latitude. La

variation de la fécondité peut ainsi être due à la spécificité d'hôte et à la moyenne des températures hivernales [76].



**Figure 1.15** : Femelle de *T.pityocampa* pond des œufs sur *Pinus. nigra* [77]

#### 1.2.7.1.3. L'évolution larvaire

L'éclosion a lieu 30 à 45 jours après la ponte (Figure 1.16), au mois de septembre le plus souvent, lorsque la somme des températures moyennes journalières atteint entre 780 et 850°C [56]. Dès l'éclosion, les chenilles tissent un réseau de soie très léger autour du manchon de ponte, qu'on appelle un « pré-nid » [78] (Figure 1.17 a et b). La nuit, elles sortent s'alimenter, elles dévorent dans un premier temps les aiguilles à proximité, puis se déplacent sur les branches lorsque la nourriture vient à manquer. Elles tissent des fils de soie pour retrouver le chemin de leur nid [79]. Pendant toute cette phase de développement larvaire, quels que soient leurs stades les chenilles issues d'une même ponte vont rester groupées [68].



**Figure 1.16** : Ponte et chenilles nouvellement éclosent (Originale)

Les chenilles, au stade L4, construisent un « nid d'hiver » à l'extrémité des branches les plus hautes et les plus ensoleillées pour faire face aux températures hivernales [80] (Figure 1.17 c). Ce nid, constitué de deux enveloppes de soies superposées en petites loges et ne comporte pas d'orifice de sortie, les chenilles pouvant passer à travers les mailles [80] (Figure 1.17 d et e).

Le nid retient les rayons du proche infrarouge émis par le soleil : la température à l'intérieur du nid peut ainsi s'élever jusqu'à 20°C au dessus de la température extérieure [56]. D'autre part, il rassemble de nombreux individus, ce qui, par « effet masse », permet d'atténuer des variations climatiques brutales [81]. Les chenilles quittent cet abri à la tombée de la nuit, pour s'alimenter et pour tisser [56].



**Figure 1.17** : a, b: Prés nid; c,d,e: Nids d'hivers de chenille processionnaire du pin (Originale)

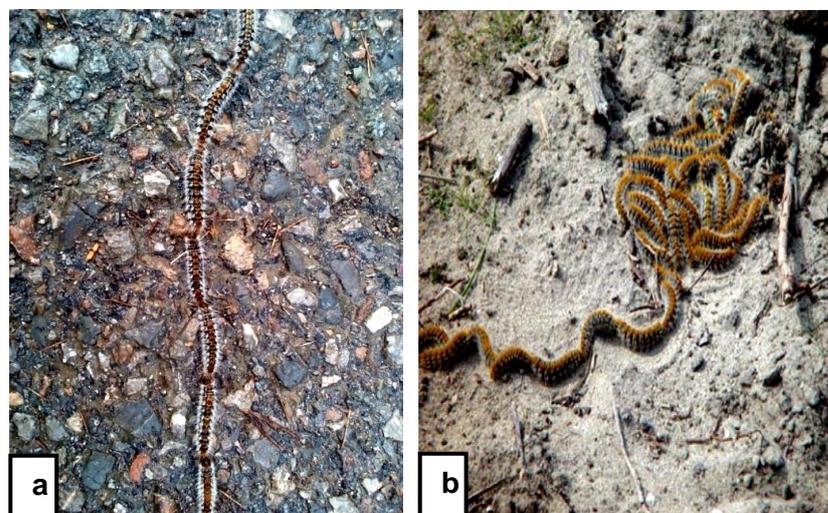
Les différents stades larvaires ont des durées variables, qui dépendent principalement de la température et de l'ensoleillement (Tableau 1.2).

**Tableau 1.2** : Durée moyenne des différents stades larvaires [56]

Mouvements des colonies	Stades larvaires	Durée des stades (en jours)		
Pré-nids	L1	12		
Déplacement des colonies	L2	14		
	L3	30		
Nids d'hiver	L4	doux	Tempéré	Froid
		30	60	90
	L5	30	60	90

Entre les mois de février et mai, la procession a lieu, elle ne peut commencer que si la température au sol est supérieure à 10°C [82]. Ce mode de déplacement repose sur l'acquisition d'une « mémoire sociale », fondée sur une inter-reconnaissance suite à des échanges tactiles entre les larves. La continuité de la procession est donc assurée par les contacts entre chaque individu par des longues soies du premier segment thoracique et des deux derniers segments abdominaux [56, 82, 83] (Figure 1.18 a).

La procession est toujours dirigée par une future femelle [83]. En effet, les larves femelles ont, à la différence des larves mâles, une sensibilité phototactique positive, ce qui permet à la colonie de se diriger vers une zone éclairée où pourra avoir lieu l'enfouissement [83, 84]. Dans une région montagneuse froide d'Espagne, une colonie s'est déplacée de 37 m en 2 jours [85]. La procession se termine par l'enfouissement des chenilles à une profondeur comprise entre 5 et 20 centimètres [68] (Figure 1.18 b).

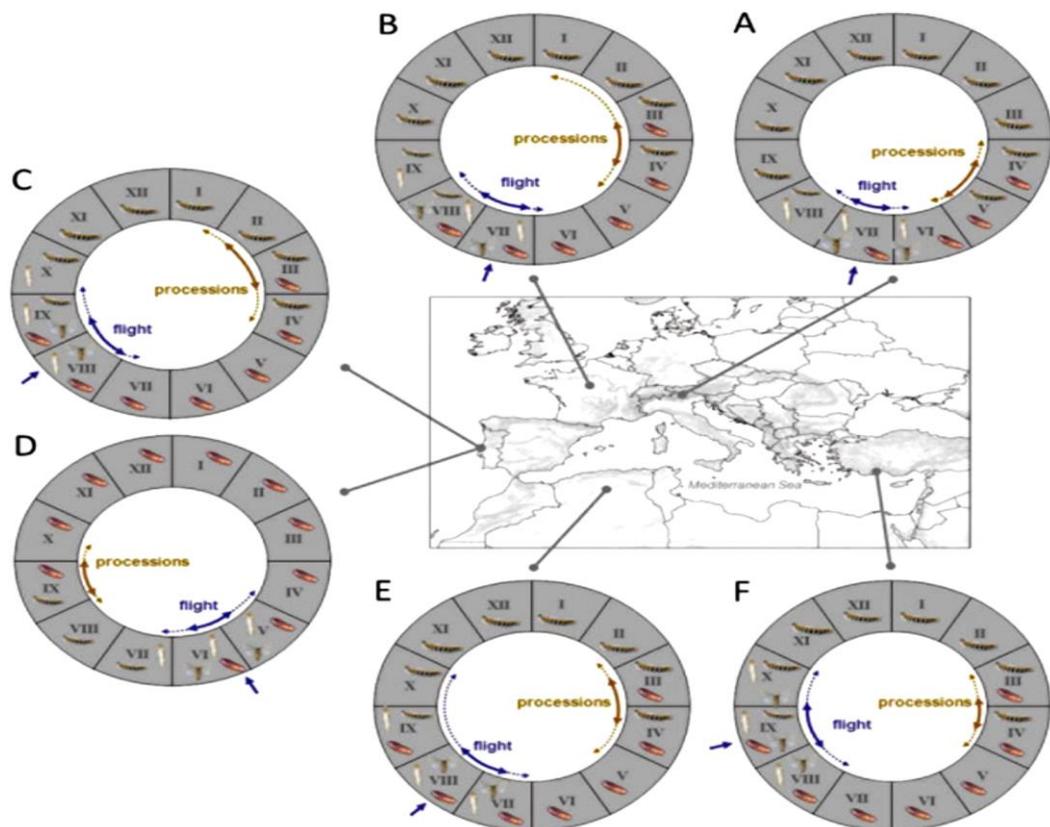


**Figure 1.18** : a : Procession des chenilles (Originale); b: Fin de la procession et début d'enfouissement [86]

### 1.2.7.2. La phase souterraine

Quelques jours après l'enfouissement, Les chenilles se transforment en chrysalides, plus tard a lieu la diapause, un arrêt de développement caractérisé par une diminution notable du métabolisme. Lors de cette période, les chrysalides peuvent résister à de fortes températures (jusqu'à 35-40°C) sans altération [68]. La diapause terminée, l'adulte sera prêt à sortir de terre, une fois sa morphogenèse est achevée, environ un mois plus tard [68]. Toutefois, si les conditions environnementales sont particulièrement défavorables (température très élevée ou très basse, sol très sec), la période de diapause peut se prolonger jusqu'à cinq ans [87], voir même sept ans [88].

Les dates de sortie des adultes sont plus précoces avec l'altitude et la latitude. Dans le plus grand nombre de conditions écologiques, le vol des adultes se déroule en juillet. (Figure 1.19).



**Figure 1.19** : Représentation schématique des cycles de vie typiques de la chenille processionnaire du pin dans différentes zones biogéographiques : a) Alpes italiennes ; b) le centre-nord de la France ; c) sud de France ; d) Portugal ; e) Algérie ; f) Turquie du sud (*T. wilkinsoni*) [77]

### 1.2.8. Prédateurs et parasites de la chenille processionnaire

Les ennemis naturels de la chenille processionnaire du pin sont nombreux et présents à tous les stades du cycle de développement, il peut s'agir de prédateurs, de parasites, ou encore de virus ou bactéries [89] (Tableau 1.3).

**Tableau 1.3** : La liste des ennemis naturels des stades de *T. pityocampa* basée sur 20 ans d'observations en Algérie (1983-2003) dans différents types de forêts. Aucun parasitoïde n'est connu pour le stade adulte [89, 90].

Ennemis	Stade	Espèces	
Parasitoïdes	Œufs	<i>Baryscapus servadeii</i> (Hym., Eulophidae)	
		<i>Ooencyrtus pityocampa</i> (Hym., Encyrtidae)	
		<i>Anastatus bifasciatus</i> (Hym., Eupelmidae)	
		<i>Trichogramma embryophagum</i> (Hym., Trichogrammatidae)	
		<i>Pediobius bruchicida</i> (Hym., Eulophidae)	
		<i>Eupelmus (Macroneura) seculata</i> (Hym., Eulophidae)	
		<i>Eupelmus (Macroneura) sp.</i> (Hym., Eulophidae)	
	Larves	<i>Phryxe caudata</i> (Dipt., Tachinidae)	
		<i>Compsilura concinnata</i> (Dipt., Tachinidae)	
		<i>Exorista segregata</i> (Dipt., Tachinidae)	
		<i>Erigorgus femorator</i> (Hym., Ichneumonidae)	
		<i>Cotesia vestalis</i> (Hym., Braconidae)	
		<i>Pteromalus chrysos</i> (Hym., Chalcididae)	
	Nymphes	<i>Villa brunnea</i> (Dipt., Bombyliidae)	
		<i>Coelichneumon rudis</i> (Hym., Ichneumonidae)	
		<i>Conomorium pityocampa</i> (Hym., Pteromalidae)	
	Prédateurs	Œufs	Orthoptères
			Larves
			<i>Scolopendra sp.</i> (Myriapoda)
		<i>Sphodromantis sp.</i> (Mantidae)	

		<i>Coccinella septempunctata</i> (Coccinellidae)
		<i>Parus spp.</i> (Paridae)
	Nymphes	<i>Upupa epops</i> (Aves, Upupidae)
	Adultes	<i>Vespa germanica</i> (Hym., Vespidae)
		<i>Crematogaster scutellaris</i> (Hym., Formicidae)
		<i>Leptothorax recedens</i> (Hym., Formicidae)
		<i>Paraechinus sp.</i> (Erinaceidae)
Pathogènes	Œufs	Champignon non identified
	Larves	<i>Smithiavirus pityocampa</i> (Virus)
		<i>Borrelina pityocampa</i> (Virus)
		<i>Clostridium sp.</i> (Bactérie)
		<i>Beauveria bassiana</i> (Champignon)
	Nymphes	<i>Beauveria bassiana</i> (Champignon)
		<i>Poecilomyces fumoso-roseus</i> (Champignon)
		<i>Metarhizium anisopliae</i> (Champignon)
<i>Verticillium sp.</i> (Champignon)		

### 1.2.9. Dégâts causés par la chenille processionnaire du pin

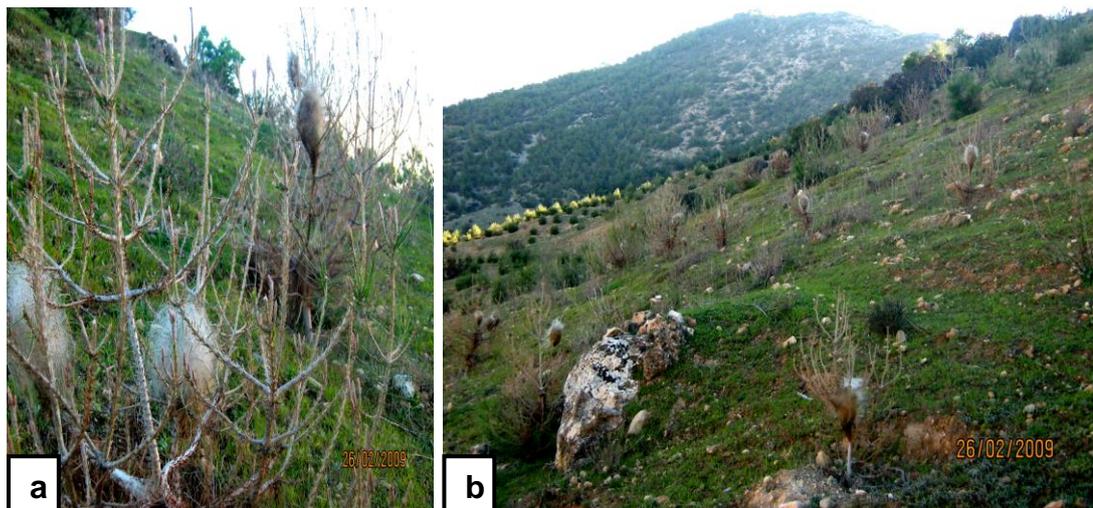
#### 1.2.9.1. Conséquences écologiques et économiques

Les conséquences directes de la défoliation par la chenille processionnaire sont l'affaiblissement et la perte de croissance des arbres, par diminution du pouvoir de photosynthèse. En effet, une colonie de *T.pityocampa* utilise 1,5 à 2 kg (en poids sec) d'aiguilles et il suffit de 4 ou 5 colonies pour mettre entièrement à nu un pin de 20 ans [91]. Les mortalités d'arbres consécutives aux défoliations des chenilles sont très rares et n'interviennent que si d'autres facteurs affaiblissent les pins (ravageurs secondaires ; insectes xylophages notamment ; stresse thermique et hydrique) [56, 92]. (Figure 1.20)

Lors de défoliation totale sur Pin maritime, la diminution de croissance (en volume, circonférence et hauteur) est de l'ordre de 25 à 30% sur trois années consécutives : la période de récupération, au bout de laquelle les arbres retrouvent leur

croissance normale est donc de trois ans environ [93]. En plus, HODAR et *al.* [9] ont montré que les défoliations provoquaient également une diminution des capacités de reproduction des arbres (production des cônes de pins, taille des cônes, production et poids des graines).

D'autre part, dans les forêts, la présence des chenilles auraient même provoqué la migration du gibier, fuyant les zones souillées par ces insectes [94].



**Figure 1.20** : Défoliation totale sur a : pied jeune et b : reboisement de pin d'Alep [95]

Les conséquences économiques sont principalement liées aux pertes de croissance en forêt de production. Ainsi, d'après MOREL [96] et JACQUET [97], une année de forte pullulation entrainera une perte économique d'une année complète de production de bois, étalée sur les 3 années suivant l'attaque. Le second impact économique imputable à la processionnaire du pin est dans le coût des traitements qui sont mis en œuvre contre elle. En effet une enquête réalisée en France par LEBLOND et *al.* [98] a montré que parmi les communes touchées par la processionnaire, le budget moyen de lutte s'élève à 3450€.

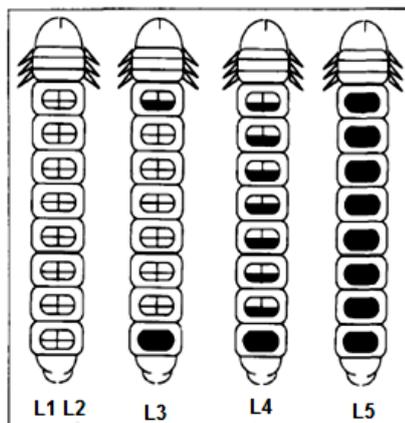
#### 1.2.9.2. L'envenimation par *T. pityocampa*

Les chenilles processionnaires du pin peuvent être pathogènes pour l'homme et les animaux. En effet, elles disposent de poils urticants pouvant provoquer des

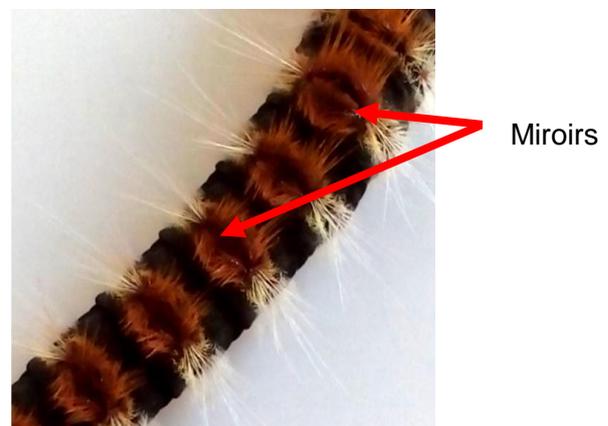
lésions non seulement par contact direct, mais aussi indirectement, par dissémination aérienne [99, 100].

#### 1.2.9.2.1. La mise en place de l'appareil urticant au cours du développement larvaire

Les premiers stades larvaires de la chenille processionnaire du pin ne sont pas urticants. Les « miroirs » sont présents dès le stade L1 sur les huit segments abdominaux, sous forme d'une glande pluricellulaire. A partir du troisième stade larvaire (L3), cette glande débute la synthèse d'une protéine urticante [99], qui se retrouve alors dans les poils urticants qui commencent à apparaître et sont localisés, pour ce stade, aux premier et huitième segments abdominaux seulement. Au stade L4, les poils sont présents sur tous les segments abdominaux mais se limitent aux coussinets postérieurs. Au cinquième stade larvaire, ils sont présents sur les quatre coussinets des huit segments abdominaux [56] (Figures 1.21, 1.22). Une chenille possède environ un million de poils urticants. Les papillons adultes ne sont, quant à eux, pas urticants [68].

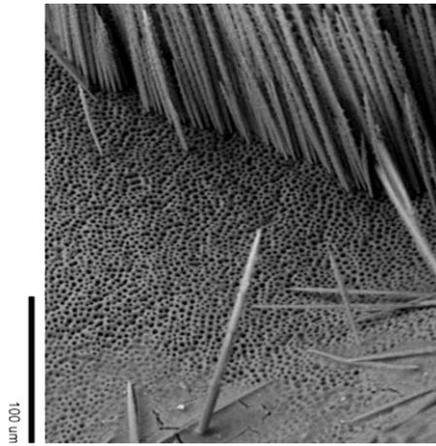


**Figure 1.21** : Développement de l'appareil urticant chez *T. pityocampa* [101]



**Figure 1.22** : Localisation des « miroirs » chez *T. pityocampa* (Originale)

Les poils peuvent être assimilés à des flèches ou des harpons, munis de barbillons dirigés vers l'extrémité distale du poil. Celui-ci peut ainsi pénétrer dans la peau par son extrémité proximale, mais il ne pourra ressortir [102].



**Figure 1.23** : Photographie électronique à balayage des poils urticants de *T. pityocampa* [102]

#### 1.2.9.2.2. Le mode d'action des poils

La nocivité des poils de chenilles processionnaires est due à deux principaux facteurs : d'une part à la structure même du poil, barbelée, qui à elle seule peut provoquer des lésions cutanées ou oculaires ; et d'autre part à la substance urticante qu'il contient, la thaumétopoéine qui ne peut être libérée que lors de la rupture du poil, à la faveur d'un frottement ou d'un grattage [103].

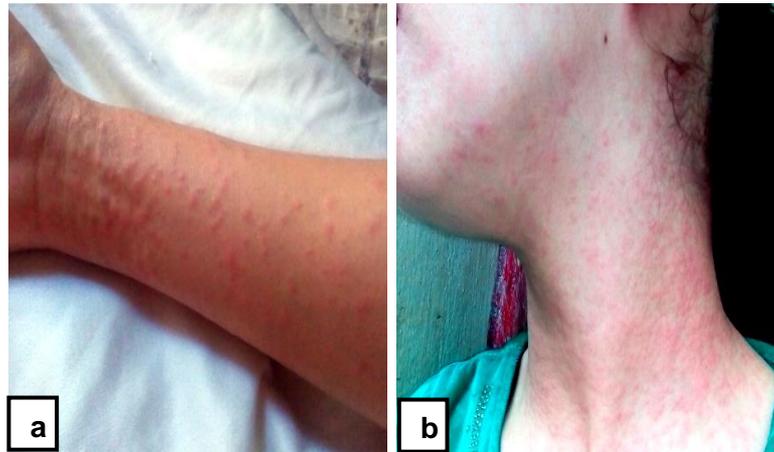
La thaumatopoeine était responsable d'une réaction inflammatoire non spécifique, via l'activation de mastocytes, qui contiennent des granules intra-cytoplasmiques remplies de médiateurs de l'inflammation telles que l'histamine [46, 104]. L'histamine libérée entraîne la contraction des parois vasculaires des terminaisons nerveuses, ce qui conduit à une augmentation de la perméabilité vasculaire et à un œdème, responsables de la réaction urticarienne visible à l'œil nu [46].

#### 1.2.9.2.3. Etude clinique chez l'Homme

Quatre principales voies d'exposition sont classiquement décrites : le contact cutané « érucisme », le contact oculaire, l'inhalation et l'ingestion [105].

En cas d'Atteinte cutanée, on observe l'apparition de lésions papulooedémateuses associées à un prurit important, continu, et parfois à une vive douleur. Les papules persistent trois à quatre jours, puis sont remplacées par des macules brunâtres qui disparaissent en 1 à 2 semaines [68]. Les zones les plus atteintes sont les

régions du corps non couvertes par les vêtements et à peau fine [68] (Figure 1.24).



**Figure 1.24** : Troubles cutanés après contact avec les chenilles processionnaires a : bras, b : cou (Photos originales)

L'atteinte oculaire se manifeste par une vive brûlure, un larmoiement, une photophobie et un blépharospasme marqué, les lésions peuvent aller d'une kératite ponctuée à un ulcère épithélial. Les cas chroniques peuvent notamment provoquer une diminution de l'activité visuelle [106].

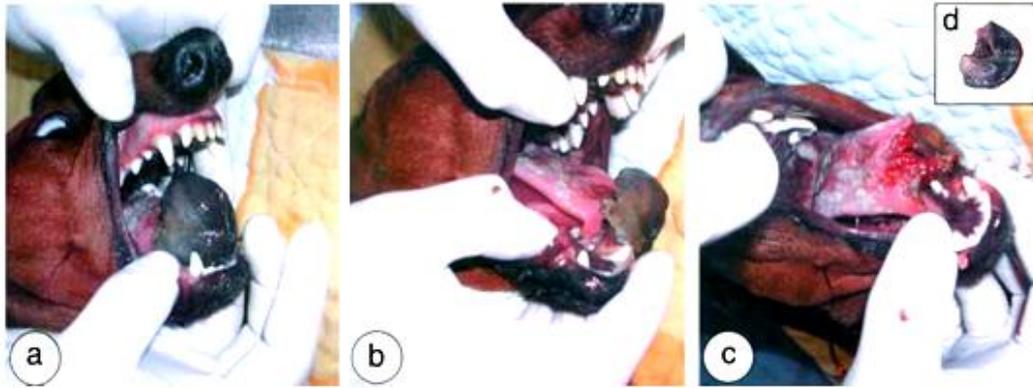
L'inhalation de poils urticants peut provoquer des symptômes bénins des voies respiratoires supérieures, tels que des éternuements, des maux de gorge, une inflammation de la muqueuse laryngée avec apparition de toux et d'enrouement. [107].

Autres atteintes peuvent être observées, des arthralgies, myalgies, nausées, maux de têtes, inflammation des muqueuses buccales et intestinales, hypersalivation, et douleurs abdominale [68]. Une consultation médicale est nécessaire en cas d'atteinte, le traitement comporte antihistaminiques et/ou corticoïdes [68].

#### 1.2.9.2.4. Etude clinique chez l'animal

Les envenimations peuvent toucher toutes les espèces animales, à l'exception de certains prédateurs naturels des chenilles processionnaires (coucou, mésange...) [68]. Diverses études rapportent que le chien est de loin l'espèce la plus touchée

par les envenimations [51, 94, 108]. Ceci peut s'expliquer par leur curiosité exacerbée au phénomène de la procession des chenilles. Les poils urticant provoquent les lésions linguales qui allez jusqu'à la perte de la partie nécrotique (Figure 1.25) [68, 108].



(a) Jour 3 : stomatite, ulcères sur la face dorso-caudale de la langue, (b) Jour 5 : perte de la partie apicale de la langue, début de suppuration. (c) Jour 5 : après intervention chirurgicale, (d) Partie distale nécrotique de la langue ôtée lors de l'intervention chirurgicale.

**Figure 1.25** : Nécroses de la partie dorsale de la langue [56]

#### 1.2.10. Inventaire des techniques de lutte

La lutte contre la chenille processionnaire du pin a pour principal objectif de maintenir les populations à des niveaux tolérables, afin de protéger la santé humaine et animale ainsi que les peuplements forestiers, mais n'a pas pour finalité son éradication [98]. La lutte est d'autant plus efficace qu'elle associe plusieurs techniques [98].

##### 1.2.10.1. La lutte mécanique

Cette technique consiste à prélever manuellement les pontes et/ou les nids (voire les pré-nids) à l'aide d'un sécateur ou d'un échenilloir (sécateur monté au bout d'un mât, et à les détruire (Figure 1.26). La destruction se fait par incinération dans un container, afin d'éviter la dispersion des poils urticants lors de la

combustion [68]. Elle ne convient toutefois qu'à de petites surface seulement, dans des parcs, des lieux publics ou des jardins [98].



**Figure 1.26** : Matériel nécessaire à la lutte mécanique (échenillage) [109]

#### 1.2.10.2. La lutte chimique

Cette technique de lutte, très utilisée jusqu'au début des années 1990, est de moins en moins employée. En effet, les produits utilisés sont soumis à une réglementation stricte et doivent être homologués : les molécules actuellement autorisées sont le Diflubenzuron (famille des benzoyl-urées, analogue hormonal agréé pour les forêts de conifères, arbres et arbustes d'ornement) et la Bifenthrine (famille des pyréthrinoïdes, agréée pour les arbres et arbustes d'ornement) [68].

Ces substances sont vaporisées sur les arbres par voie aérienne ou terrestre en période hivernale (de novembre à mars), se fixent sur les feuilles et sont ingérées par les larves. Elles entraînent un blocage de la mue en perturbant la formation de chitine dans la cuticule, les chenilles des stades L1 à L4 peuvent être touchées, et meurent la mue suivant l'ingestion. Les adultes, quant à eux, ne meurent pas, mais pondent des œufs qui n'éclore pas [56]. L'un des principaux inconvénients de cette méthode est la longue rémanence des substances actives (près d'un an), et leur non-sélectivité [68].

### 1.2.10.3. La lutte microbiologique

- Lutte microbiologique bactériologique

Le traitement est réalisé à l'aide d'un insecticide, le *Bacillus thuringiensis* sérotypes 3 (*B. thuringiensis* Kurstaki 3a et 3b, noté BtK), ayant une bonne efficacité et surtout aucune conséquence sanitaire sur la santé humaine et animal [110]. Cette bactérie aérobie gram positive ubiquiste, qui existe à l'état naturel dans le sol, elle doit être ingérer par la chenille. Elle possède cinq endotoxines, qui sont libérées lors de la lyse de la bactérie et se fixent sur des récepteurs spécifiques de la paroi intestinale de la chenille, induisant une perforation membranaire et une lyse des cellules intestinales. La chenille cesse alors de s'alimenter, et meurt d'inanition et de septicémie quelques jours plus tard (en moyenne 2 à 5 jours, jusqu'à une dizaine de jours selon le stade larvaire) [56]. La septicémie est en partie provoquée par la germination des spores de la bactérie, favorisée par le pH alcalin de l'intestin des larves [68]. La pulvérisation se fait par L'hélicoptère [68].

- Lutte microbiologique virale

Un virus à corps d'inclusion polyédrique cytoplasmique a été récemment isolé en Turquie de larves de *T.pityocampa*, le « *T.pityocampa* cytoplasmic polyhedrosis virus » (TpCPV). Il provoque une infection des cellules de l'intestin moyen, une diminution de la prise alimentaire et de la mobilité des chenilles, ainsi qu'une augmentation de la durée de développement larvaire. A la fin du 15<sup>ème</sup> jour, les pourcentages de mortalité aux fortes et faibles doses de virus étaient respectivement de 90 et 50% [111]. Ce nouveau virus peut donc être considéré comme un agent potentiel de lutte biologique contre *T.pityocampa*.

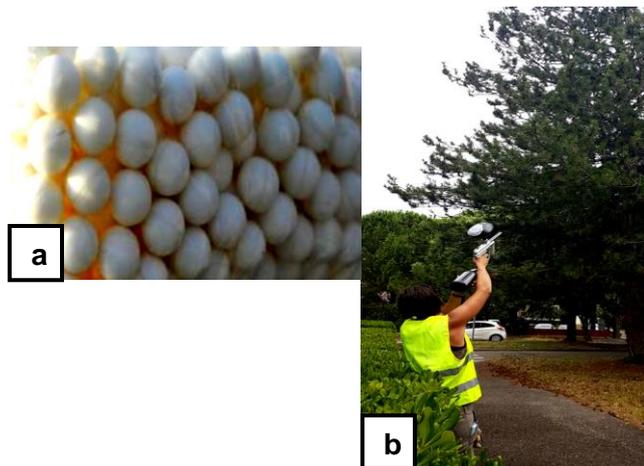
### 1.2.10.4. Les Luttes alternatives

- Lutte physiologique par utilisation de phéromones sexuelles de synthèse

La création d'une phéromone de synthèse très proche de la phéromone naturelle, a permis la mise en place de mesures de lutte spécifiques de la chenille processionnaire du pin, en piégeant les mâles par attraction spécifique « mass-trapping » (Figure 1.27) ou en les désorientant par pulvérisation d'importantes doses de phéromones dans l'environnement (confusion sexuelle) [112], en utilisant un propulseur de Paintball (Figure 1.28). Les doses expérimentées lors des tests de l'été 2017 sont de 300 à 400 billes par hectare ou pour un arbre isolé, 30 billes sur l'arbre (étude en cours) [109]. Cette technique conduit à une diminution du nombre d'accouplements et de pontes, et contribue donc à la régulation des populations de chenilles processionnaires en les maintenant à un faible niveau. Elle permet également la détection précoce de ce ravageur dans des zones non encore colonisées [113].



**Figure 1.27** : Pièges à phéromones [112]



**Figure 1.28** : Dépôt expérimental sur les pins de billes chargées de phéromone (a) à l'aide du lanceur Paintball en zone urbanisée (b) [109]

- Lutte physiologique par utilisation d'une séquence comportementale de l'insecte : l'Eco-piège

Cette méthode de lutte a pour objectif de piéger les chenilles lors de la procession de nymphose, avant qu'elles ne descendent de l'arbre. Ce piège est sous forme d'une collerette entourant le tronc de l'arbre (à une hauteur inaccessible par des enfants), n'ayant pour seul orifice de sortie qu'un tube menant à un sac préalablement rempli de terre meuble, dans lequel les chenilles tombent,

s'enfouissent et réalisent leur nymphose (Figure 1.29). Après la fin des processions, le sac doit être retiré et détruit par incinération [114].



**Figure 1.29** : Piégeage des chenilles lors de la nymphose [115]

- Lutte sylvicole par conversion des peuplements

Cette technique consiste à augmenter la biodiversité des peuplements en implantant des feuillus au sein de peuplements de résineux, en effet, la plupart des insectes forestiers utilisant des signaux olfactifs pour repérer leurs hôtes, l'introduction d'arbres non hôtes peut perturber les signaux de reconnaissance, voire être utilisée comme répulsif [112]. Cette méthode permet aussi de favoriser le développement du cortège parasitaire de la chenille processionnaire, par exemple sites de nidification dans les chênes pour les oiseaux insectivores tels que la Huppe [98].

- Lutte biologique par conservation des prédateurs et parasites

De nombreuses études ont déjà été menées sur l'utilisation des ennemies naturelles comme acteur potentiel dans la lutte contre ce nuisible [116], par exemple ; la fourmi *Formica rufa* ; le parasite des œufs d'*Ooencyrtus pityocampa* [51, 96] et le parasite des adultes *Calosoma sycophanta* [117].

Récemment a été étudiée la pathogénicité de 13 souches de champignons, appartenant aux genres *Paecilomyces*, *Tolyptocladium*, *Beauveria*, *Metarhizium*,

*Lecanicillium*. Les niveaux de mortalité des larves étaient variés de 16 à 100% [118].

L'installation de nichoirs artificiels dans des zones infestées par les chenilles favorise la nidification des mésanges (Figure 1.30), via leur prédation, ce qui permet de réguler les populations de chenilles [112]. Des études sont actuellement en cours pour prouver l'efficacité de cette méthode de lutte.



**Figure 1.30** : La régulation biologique de la processionnaire du pin, en favorisant la nidification des mésanges (*Parus spp.*) [109]

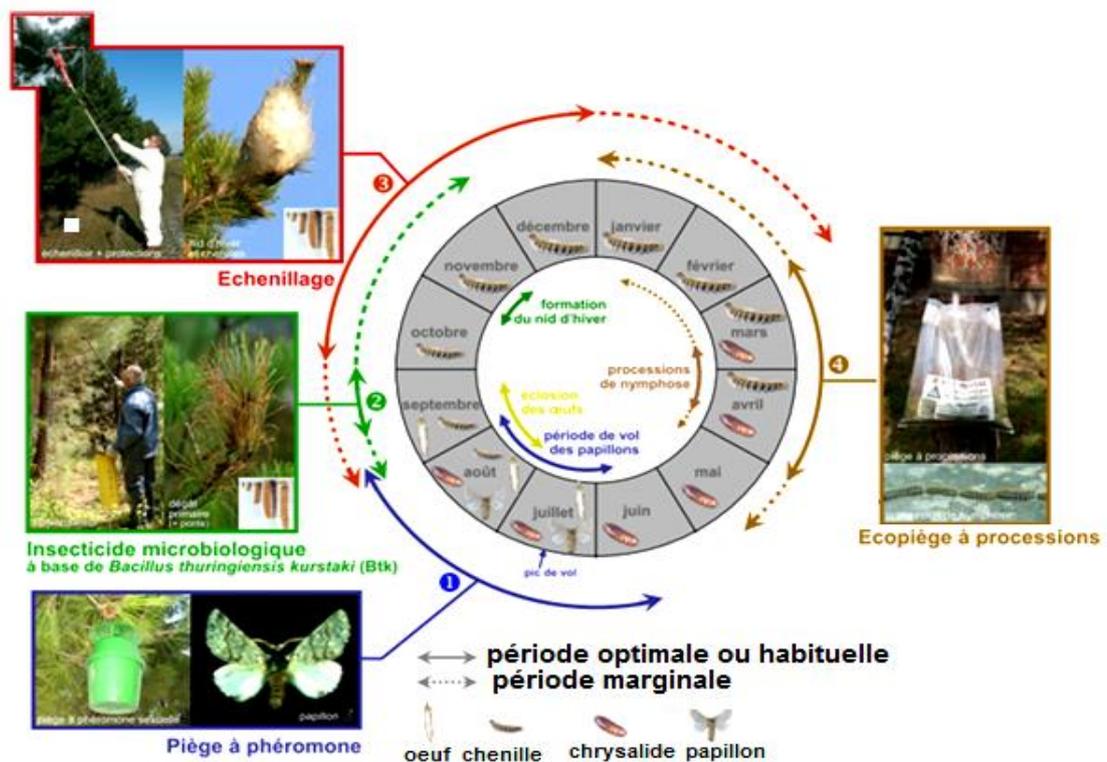
- Le piégeage lumineux

Le piégeage lumineux est une technique permettant de capturer les papillons lors de la période de vol. En effet, ceux-ci sont attirés par la lumière émise par le piège, et après avoir passé plusieurs heures à voler autour, tombent d'épuisement dans un récipient sous le piège contenant une autre source lumineuse et un insecticide [51].

- La confusion de procession

La confusion des chenilles par utilisation des phéromones de traces sur les arbres, qui permettent aux chenilles de se repérer et de réaliser la procession. En appliquant cette technique les chenilles n'arrivent pas à se regrouper en colonie [112].

Anecdotes, les méthodes de lutte alternative doivent être envisagées en association avec les autres traitements plus classiques, afin d'augmenter l'efficacité opérationnelle de ces nouvelles techniques (Figure 1.31) [98]. Il n'existe aucun moyen de se débarrasser définitivement des chenilles, les traitements sont à refaire chaque année. En effet, même si l'on détruit toutes les chenilles vivantes sur son terrain, les arbres seront ré infestés l'année suivante par des papillons pouvant provenir de plusieurs kilomètres.



- 1 Pose en juin, retrait en septembre : piège+phéromone de *T. pityocampa* (Pityolure)
- 2 Période optimale de traitement : fin septembre (sous réserve des conditions météorologiques au moment de l'application, en particulier l'absence de pluie durant quelques jours)
- 3 Attention aux chenilles urticantes dans le nid, intervenir le plus tôt possible (début de l'automne) nécessite un équipement de protection (bottes, gants, masque, lunettes et combinaison jetable avec capuche)
- 4 Période minimale de piégeage : mars-avril, pour couvrir les périodes de processions inhabituelles, on pose les pièges en janvier et les retire début juin

**Figure 1.31** : Calendrier indicatif des méthodes de lutte contre la processionnaire du pin [119]

### 1.3. Les insecticides chimiques et les conséquences négatives de leurs utilisations

#### 1.3.1. Les principaux insecticides et leurs cibles

Sont nommés insecticides les substances actives ayant la propriété de tuer les insectes, leurs larves ou leurs œufs, mais aussi plus généralement les arthropodes. Les cibles potentielles des insecticides sont nombreuses : système nerveux central, le métabolisme respiratoire ou le métabolisme hormonal [120].

##### 1.3.1.1. Insecticides agissent sur le système nerveux

Ces insecticides neurotoxiques ont l'avantage d'opérer avec un délai très bref qui permet d'agir rapidement pour stopper la destruction des cultures et la diffusion de maladies à transmission vectorielle. De plus ils agissent à faible dose sur des sites pour lesquels une faible perturbation peut se révéler mortelle. La faiblesse des mécanismes de détoxification du système nerveux des insectes permet un effet prolongé des neurotoxines [121]. On peut citer parmi eux, les insecticides ciblant l'acétylcholinestérase comme les organophosphates et les carbamates [122, 123], et ceux ciblant le récepteur nicotinique, principalement les néonicotinoïdes [124].

##### 1.3.1.2. Insecticides perturbent les processus de croissance et de développement chez l'insecte

Ces insecticides agissent en tant que régulateurs de croissance des insectes (IGR, Insect Growth Regulators). Ils ont été classés en deux groupes, le premier correspond aux inhibiteurs de la synthèse de la chitine qui intervient dans la formation de la cuticule et le deuxième correspond à des substances qui perturbent l'action des hormones spécifiques des insectes (hormones juvéniles et ecdysone) [125].

##### 1.3.1.3. Insecticides inhibiteurs de la respiration cellulaire

Certains insecticides, comme le pyridabène et l'acequinocyl, ont la propriété d'inhiber les différents complexes de la chaîne respiratoire mitochondriale. Ils vont agir en perturbant soit les réactions d'oxydation soit le gradient de protons. Il en résulte une perturbation dans la synthèse de l'ATP [126].

### 1.3.2. Utilisation des insecticides : conséquences sur l'environnement

L'utilisation massive d'insecticides a des conséquences néfastes sur les écosystèmes, en particulier l'apparition de la résistance chez les insectes ravageurs et des effets indésirables chez les espèces non cibles comme les insectes dits bénéfiques et l'homme.

#### 1.3.2.1. Mécanismes d'acquisition de la résistance

##### 1.3.2.1.1. La résistance comportementale

La résistance comportementale correspond à un changement de comportement suite à une exposition aux insecticides. Ce mécanisme permet de réduire ou d'éviter le contact avec ces produits toxiques et donc d'améliorer la survie de l'insecte. Une étude menée sur le capucin des grains montre une réduction importante de son activité locomotrice suite à l'exposition à la phosphine par fumigation (organophosphorés). Cette diminution de l'activité locomotrice est perçue comme un comportement protecteur car il permet une diminution de la respiration et donc une diminution de la prise d'insecticides [127].

##### 1.3.2.1.2. La résistance cuticulaire

Ce mécanisme correspond à un ralentissement de la pénétration d'un insecticide à travers la cuticule de l'insecte grâce à une modification biochimique de celle-ci. Dans une étude menée chez le moustique (*Anopheles funestus*), une souche résistante à la perméthrine présente une cuticule plus épaisse de 9,5 à 10% qui permet un taux d'absorption plus faible de l'insecticide [128].

#### 1.3.2.1.3. La résistance via une évolution des cibles de l'insecticide

Un changement conformationnel de la protéine cible de l'insecticide peut provoquer une diminution de la capacité de liaison de l'insecticide et donc une diminution de son effet. Dans la plupart des cas, ce type de résistance s'explique par la présence d'une mutation qui entraîne une substitution d'un ou plusieurs acides aminés dans la séquence protéique de la cible de l'insecticide [129]. Ces mutations ont été retrouvées dans différentes espèces résistantes à la dieldrine comme la mouche domestique *Musca domestica*, la blatte *Blattella germanica*, le vers de farine (*Tribolium castaneum*) ou encore chez différentes espèces de moustiques [129,130]. Des mutations ont été trouvées ainsi dans des insectes résistants aux pyréthriinoïdes et le DDT précisément chez les moustiques *Culex pipiens* et *Anopheles gambiae*, le doryphore *Leptinotarsa decemlineata*, et le puceron du pêcher *Myzus persicae* [131].

#### 1.3.2.1.4. La résistance métabolique

Les insecticides doivent atteindre leurs cibles pour exercer leurs effets toxiques. Avant de les atteindre, ils sont transportés à travers l'organisme où ils subissent un processus de biotransformation comme de nombreux composés étrangers à l'organisme (xénobiotiques). Ce processus biochimique implique des enzymes à large spectre de substrats appelées enzymes de détoxification. Elles permettent de transformer des composés lipophiles comme les insecticides en composés hydrophiles non toxiques facilement excrétables par l'insecte. La majorité de ces enzymes appartiennent à la famille des monooxygénases à cytochromes P450 qui catalysent une réaction d'oxydation [132]. Ainsi que les déshydrogénases ou les estérases qui sont capables d'hydrolyser certains insecticides comme les organophosphorés [133].

#### 1.3.2.2. L'impact des insecticides sur les organismes non cibles

##### 1.3.2.2.1. Les insectes non cibles

L'exposition aux insecticides à des doses sublétales peut conduire à des défauts dans le comportement des insectes. Par exemple, la guêpe *Trissolcus basalus* (parasite de la punaise verte *Nezara viridula*) présente une réduction importante de l'activité locomotrice chez des femelles deux heures après une exposition à la deltaméthrine (pyréthrinoloïde) [134]. Cette réduction de la mobilité peut conduire à une efficacité plus faible du parasitisme ou encore une diminution de l'accès à la nourriture [134].

Le développement chez les insectes peut être perturbé par différents insecticides, se traduisant généralement par un rallongement de la durée de développement, l'apparition de malformations morphologiques ou par une augmentation de la mortalité larvaire ou pupale [135]. Le fénoxycarbe, un analogue d'hormone juvénile, allonge la durée de développement des stades larvaires chez le prédateur *Chrysoperla rufilabris* [136], comme il provoque des malformations de la larve et de la pupa chez l'abeille (*Apis mellifera*) conduisant à la mort directement dans la ruche [135]

#### 1.3.2.2.2. Autres organismes

De nombreux organismes non cibles sont exposés à ces composés chimiques comme les poissons, les amphibiens, les reptiles, les oiseaux ou encore les mammifères. L'exposition même à des doses faibles d'insecticides peut provoquer chez les espèces touchées des changements comportementaux et physiologiques pouvant conduire à une baisse de la survie et de la reproduction [137].

#### 1.3.2.2.3. L'homme

L'homme est également exposé aux insecticides de par son environnement, son alimentation et ses activités professionnelles ou privées [138]. L'exposition aux pesticides peut jouer un rôle dans l'apparition des cancers chez l'homme [139] et elles sont impliquées dans le développement de maladies respiratoires comme la bronchite chronique et l'asthme [140]. Ainsi, des études épidémiologiques ont mis en évidence une corrélation entre l'exposition aux pesticides et une incidence plus

importante de certaines anomalies du système reproducteur masculin [141] et l'apparition de troubles neurologiques [142].

#### 1.4. Les biopesticides, alternative à la lutte chimique

Les interventions phytosanitaires présentent des effets néfastes sur l'environnement et favorisent le développement de souches résistantes aux matières actives utilisées. Faces à ces problèmes et à l'attitude des consommateurs sensibilisés aux ennuis de santé liés aux résidus des pesticides dans les denrées alimentaires et exigeant des produits de qualité, des nouvelles stratégies de protection vis-à-vis des parasites des cultures, basé sur l'utilisation de biopesticides tentent d'émerger et visent d'assurer une rentabilité pour l'agriculteur et éviter les effets néfastes sur l'environnement [143].

##### 1.4.1. Définition des biopesticides

Même s'il n'existe aucune définition officielle, dans le domaine de l'agriculture, les biopesticides pourraient être définis de la manière suivante : « Organismes vivants ou produits issus de ces organismes ayant la particularité de limiter ou de supprimer les ennemis des cultures. » [11].

##### 1.4.2. Les classes des biopesticides

Les produits considérés comme des biopesticides peuvent être classés en trois grandes catégories, selon leur nature : les biopesticides microbiens, les biopesticides végétaux et les biopesticides animaux [144 ,145].

###### 1.4.2.1. Biopesticides d'origine microbienne

- Les biopesticides à base de souches bactériennes

Les biopesticides à base de bactéries représentent la majorité des biopesticides microbiens [146]. Le genre *Bacillus* est le genre bactérien le plus étudié dans la recherche scientifique et le plus utilisé en agriculture. En effet, le US Food and

Drug Administration (USFDA) a confirmé que toutes les espèces qu'englobe le groupe *Bacillus subtilis* sont non pathogènes à l'homme. En plus, ce genre possède la possibilité de se sporuler dans des conditions défavorables ce qui facilite sa production industrielle et sa formulation en un produit stable [147]. Ils sont actifs, une fois ingérées par les ravageurs, contre les lépidoptères, les diptères et les larves de coléoptères [148].

Des bactéries appartenant à d'autres genres que le genre *Bacillus* ont également été développées en tant que biopesticides. La souche *Pseudomonas chlororaphis* MA342 est utilisée dans la prévention et le traitement de champignons des graines de céréales *Drechslera teres*, agent de l'helminthosporiose de l'orge [149] et protège également le blé et le seigle contre la fusariose et la septoriose. Cette bactérie pourrait agir contre les champignons phytopathogènes par antibiose directe, par concurrence spatiale et nutritive ou en activant les défenses des plantes [150].

- Les biopesticide à base de virus

Les Baculoviridae sont des virus à double brins d'ADN circulaire, ayant un génome compris entre 100 et 180 KD, protégés par une paroi protéique [151]. Ils infectent les arthropodes, insectes ou larves. Ils représentent un faible risque sanitaire car aucun virus similaire n'a à l'heure actuelle, été répertorié dans l'infection des vertébrés ou des plantes. Cette propriété les rend particulièrement intéressants pour une utilisation en qualité de bio-insecticide, d'autant plus qu'ils peuvent tuer leur hôte en quelques jours [151].

On retrouve ainsi les nucleopolyhedrovirus qui infectent les larves de lépidoptères, comme *Helicoverpa zea* (HzSNPV) et *Spodoptera exigua nucleopolyhedrosis* qui sont inclus dans des polyhédres de forme arrondie, cubique ou hexagonale [151]. Une fois les protéines cristallines dissoutes par le pH alcalin de l'estomac des larves, les virions sont libérés. L'infection primaire qui débute dans l'intestin moyen produit les formes bourgeonnantes qui progressent de la membrane basale jusqu'aux tissus de l'hôte. Lors de cette progression, des formes virions bourgeonnants et virions inclus sont produites. La propagation dure environ 4

jours. Les tissus meurent et se liquéfient. Cette liquéfaction, libère des millions de formes incluses qui infectent les nouveaux hôtes [152].

- Les biopesticides à base de souches fongiques

Outre les bactéries et les virus, certains champignons présentent des activités contre les bioagresseurs et sont exploités en tant que biopesticides.

*Coniothyrium minitans* est connu pour parasiter les champignons du genre *Sclerotinia* spp. l'agent causal de la pourriture blanche chez la carotte, le haricot, le colza ou le tournesol. *C.minitans* est connu pour pénétrer dans les sclérotés de *Sclerotinia sclerotiorum* soit par des craquelures situées à l'extérieur de cette forme de conservation du champignon, soit en s'introduisant par l'écorce extérieure en suivant une voie intercellulaire. Il poursuit ensuite son chemin en intracellulaire en pénétrant le cortex et la médullaire. Ce parcours intracellulaire de *C. minitans* est possible car il produit des enzymes de dégradation des parois telles que les chitinases ou les  $\beta$ -1,3 glucanases [153].

Le champignon *Paecilomyces lilacinus* est l'un des produits alternatifs les plus étudiés dans la lutte biologique contre les nématodes du genre *Meloidogyne* spp. .Il a la capacité d'infester plusieurs phases de développement du parasite. *P.lilacinus* pénètre dans les œufs de nématodes en sécrétant des chitinases et protéases. Il peut également infester les nodules racinaires où se trouvent ces œufs. Les hyphes fongiques déjà formées peuvent s'introduire dans les nématodes adultes *via* leurs orifices naturels. Dans tous les cas d'infestation, *P. lilacinus* se nourrit des tissus des nématodes pour pouvoir se développer [154].

#### 1.4.2.2. Biopesticides animaux

Ces biopesticides sont des animaux comme les prédateurs ou les parasites, ou des molécules dérivées d'animaux, souvent d'invertébrés comme les venins d'araignées, de scorpions, des hormones d'insectes et des phéromones [155, 156]

La coccinelle est l'insecte auxiliaire le plus connu. La coccinelle *Rodolia cardinalis* prélevée en Australie est couramment utilisée comme prédateur de la cochenille *Icerya purchasi*. Même si elle a été introduite dès le 19<sup>ème</sup> siècle en Californie pour enrayer la destruction des agrumes, les îles Galápagos n'ont autorisé son introduction qu'en 2002 [157].

L'activité parasitique des nématodes comme *Phasmarhabditis hermaphrodita* est utilisée pour la lutte contre les limaces et les gastéropodes en général. Les nématodes juvéniles de troisième stade de *P. hermaphrodita* vont initier l'infection en pénétrant par les cavités des coquilles sous le manteau de leur hôte, après cette pénétration, les nématodes juvéniles vont transmettre leurs bactéries associées qui vont se multiplier et libérer des endotoxines qui provoqueront la mort des gastéropodes entre 4 et 7 jours. Les nématodes juvéniles vont acquérir leur forme hermaphrodite dans cette cavité et s'y reproduire et ils continueront à se développer jusqu'à ce que tout le corps du gastéropode soit consommé et que la prochaine génération de nématodes trouve de nouveaux hôtes à parasiter [158].

#### 1.4.2.3. Biopesticides végétaux

Les biopesticides végétaux constituent l'objectif principal de recherche de cette thèse, ils représentent une des alternatives à la dépendance aux pesticides chimiques [11].

Le biopesticide d'origine végétale le plus utilisé est l'huile de neem, un insecticide extrait des graines d'*Azadirachta indica* [159]. L'azarachtine est le principal ingrédient actif de cette huile et a la propriété de perturber la morphogénèse et le développement embryonnaire des insectes [160, 161]. D'autres extraits de plantes ont des activités insecticides ; ainsi, *Tanacetum (Chrysanthemum) cinerariaefolium*, plus communément appelé pyrèthre, est une plante herbacée vivace cultivée pour ses fleurs dont une poudre insecticide est extraite. Ses principes actifs, appelés pyréthrinés, attaquent le système nerveux de tous les insectes. Cependant, ces molécules naturelles sont rapidement dégradées par la lumière [143].

Les plantes à pesticides intégrés (*Plant Incorporated-Protectants*, PIPs) sont des organismes modifiés par génie génétique, capables de produire et d'utiliser des substances pesticides afin de se protéger contre des insectes, des virus ou des champignons. Les PIPs les plus connues sont des plants de pommes de terre, maïs et coton ayant la particularité de produire la protéine Cry de *B. thuringiensis*. Pour l'agence américaine de protection de l'environnement, les PIPs sont une catégorie de biopesticides [162 ,163].

#### 1.4.3. Les avantages et les inconvénients des biopesticides

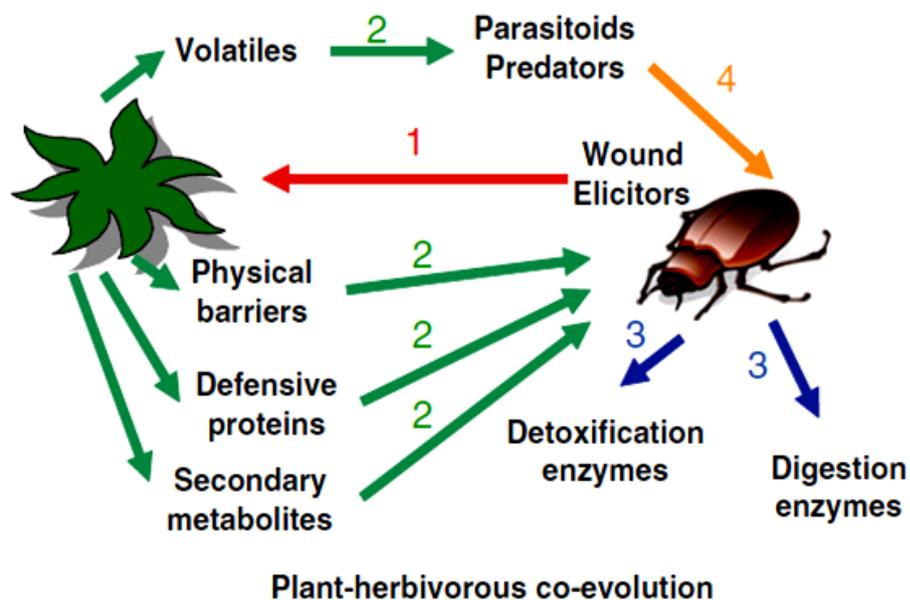
Les biopesticides offrent de nombreux avantages, sont utilisation permet de restreindre l'utilisation d'insecticides chimiques en diminuant l'apparition de souches résistantes, Ils sont moins toxiques que les pesticides chimiques, ainsi son dégradation rapide diminue les risques de pollution et sa plus grande spécificité d'action en maintenant la biodiversité des biotopes [143].

Certains de ces avantages écologiques, comme leur faible rémanence ou le fait qu'un produit soit actif contre un faible spectre de nuisibles, peuvent être considérés comme des inconvénients. En effet, ces deux avantages écologiques combinés à leur activité souvent dépendante des conditions climatiques et environnementales rendent les biopesticides moins efficaces que leurs homologues chimiques. Certains professionnels de l'agriculture estiment que les biopesticides ne leur conviennent pas car ils ne sont pas assez efficaces. Ces derniers évaluent les résultats du biopesticide à court terme, comme s'il s'agissait d'un substitut aux produits phytosanitaires chimiques. Cependant, la mise en place et l'efficacité d'un contrôle biologique doivent être évaluées sur la durée [164]

#### 1.5. Les métabolites secondaires des plantes

##### 1.5.1. Interactions plantes- arthropodes

Les plantes et les arthropodes sont des organismes qui interagissent continuellement dans les écosystèmes naturels. Ces relations leur procurent des avantages réciproques. Plusieurs espèces d'arthropodes protègent et participent activement à la pollinisation des plantes, de même, les plantes fournissent un abri, des sites de ponte et de la nourriture aux arthropodes. Cependant, les arthropodes peuvent également agir comme des parasites et être extrêmement nuisibles [165]. L'interaction arthropode-plante est un système très dynamique, soumis à des variations. Les interactions plantes-herbivores sont présentées dans la figure 1.32.



**Figure 1.32** : Les interactions plantes-herbivores [165]

Lorsque les arthropodes attaquent une plante (1), la réponse de la plante est une conséquence de la perception des modèles moléculaires associés aux herbivores [166]. Ces molécules peuvent être classés en deux catégories : (i) les éliciteurs chimiques dérivés des sécrétions oral de l'herbivore et des liquides de ponte ; et (ii) ceux qui proviennent de la blessure. Bien que les stimuli chimiques et mécaniques conduisent les plantes à réagir différemment aux deux stress.

Les plantes attaquées ont plusieurs niveaux de défense différents (2). Les défenses comprennent des barrières physiques telles que les cuticules, les trichomes et les épines, un arsenal de composés secondaires ayant des effets

toxiques, répulsifs ou anti-digestifs sur les arthropodes nuisibles, et l'émission de composés volatils pour attirer les prédateurs des arthropodes nuisibles [167, 168].

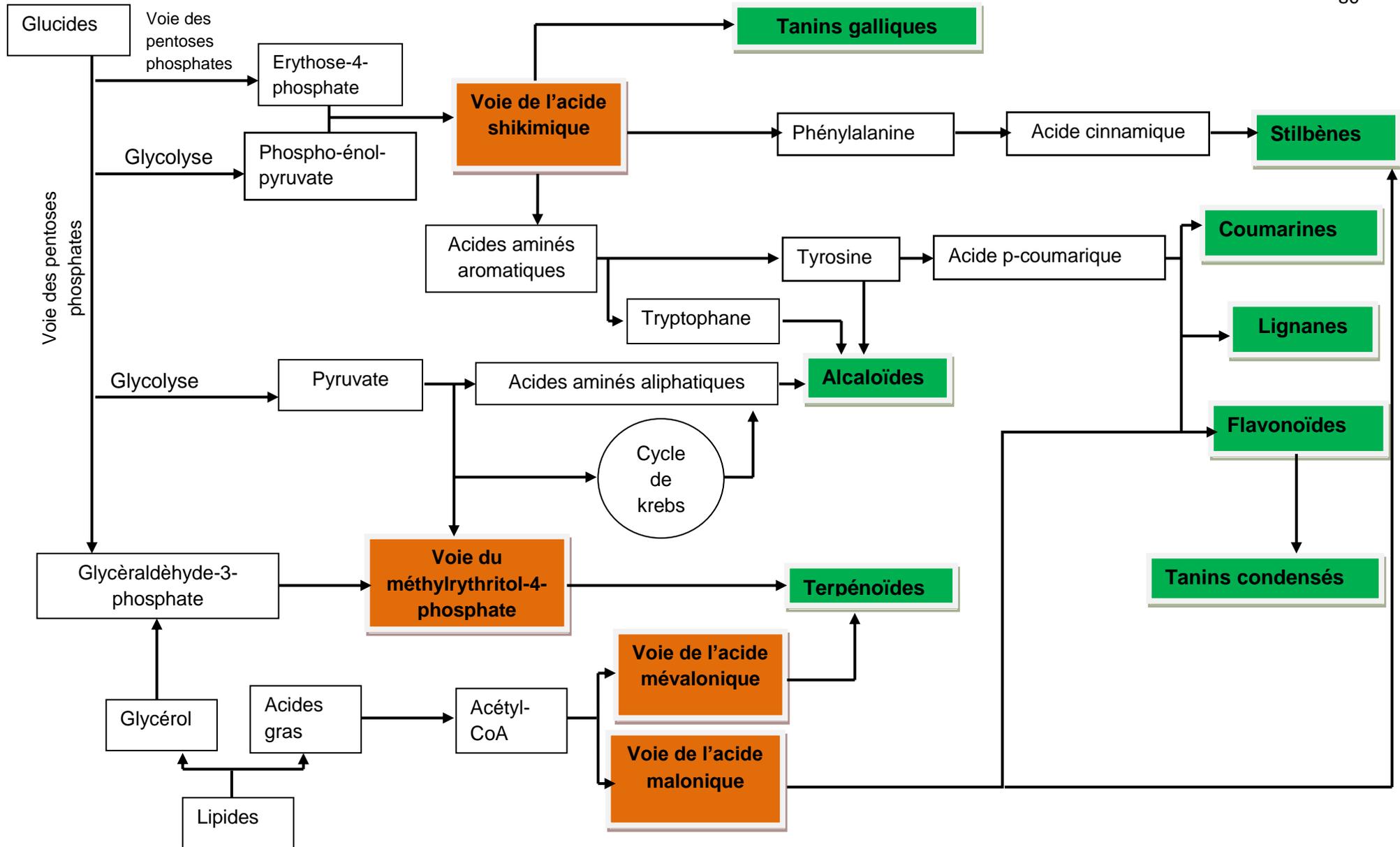
En parallèle, les insectes ont développé des stratégies pour surmonter les barrières végétales (3). La production et l'accumulation de toxines sont suivies par une réponse physiologique de l'insecte (détoxification, stockage ou excrétion) qui lui permet de se nourrir au dépend de la plante produisant les molécules toxiques.[169]. En outre, les arthropodes nuisibles pourraient développer des mécanismes alternatifs pour lutter contre les parasitoïdes et les prédateurs attirés par les composés volatils (4). Les métabolites secondaires des plantes peuvent être séquestrés et utilisés dans la défense des parasites contre les prédateurs [170].

#### 1.5.2. Fonctions et voies de biosynthèse des métabolites secondaires des plantes

Ces métabolites sont décrits comme étant des composés présents de façon limitée dans les groupes taxonomiques. Ils ne sont pas nécessaires à la vie de la cellule (ou de l'organisme), mais jouent un rôle dans l'interaction de la cellule avec son environnement en assurant sa survie [171]. En général, les termes, métabolites secondaires, xénobiotiques, facteurs antinutritionnels, sont utilisés pour déterminer ce groupe. Le règne végétal compte près de 200000 molécules qui ont été identifiées jusqu'à présent, pratiquement tous synthétisés en réponse à des contraintes environnementales [172, 173].

Les métabolites secondaires sont synthétisés, en très faible quantité, à partir d'intermédiaires du métabolisme primaire, généralement par trois voies : la voie de shikimate, la voie de mevalonate et d'acétate/malonate [174]. La figure 1.33 présente les voies de biosynthèse des composés secondaires.

Ces métabolites après synthétisés, la plante les stockent avec des concentrations élevées dans la vacuole (dans le cas des composés hydrophiles), et dans des canaux, trichomes, laticifères ou cuticule (pour les composés lipophiles) [175].



**Figure 1.33 :** Origine biosynthétique des métabolites secondaires (Les métabolites secondaires en Vert issus du métabolisme primaire) [175,176]

### 1.5.3. Classification des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont classés selon leur appartenance chimique en 3 grandes classes : les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes [175,176].

#### 1.5.3.1. Les composés phénoliques

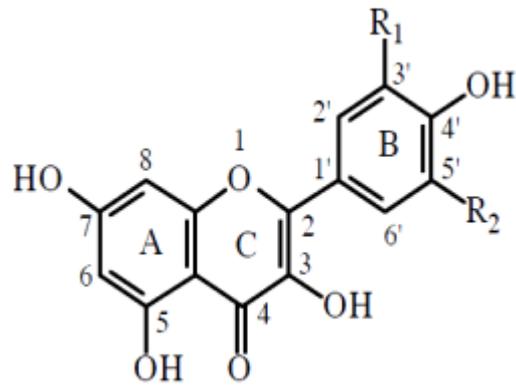
Les polyphénols constituent un groupe largement distribué des substances dans le royaume des végétaux, avec plus de 8000 structures phénoliques présents dans tous les organes de la plante [177]. L'élément structural fondamental qui les caractérise est la présence d'un cycle aromatique (benzoïque) portant au moins un groupement hydroxyles [178], libres ou engagés dans une autre fonction chimique (éther, méthylque, ester, sucre...) [174].

La structure de ces composés varie, des molécules simples (acides phénoliques simples) aux molécules hautement polymérisées (tanins condensés) [178, 179]. Les premiers critères de distinction entre ces classes sont le nombre d'atomes de carbone constitutifs et la structure de base du squelette carboné.

#### 1.5.3.1.1. Classification des composés phénoliques

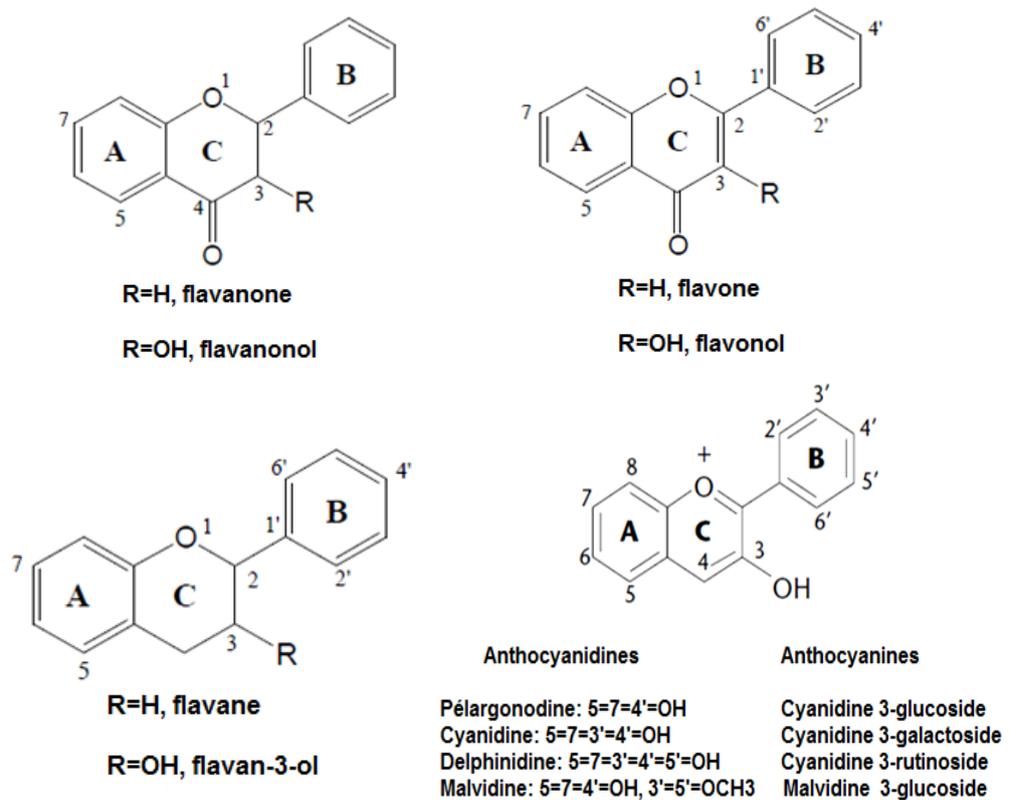
##### 1.5.3.1.1.1. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont quasiment universels chez les plantes vasculaires, où ils jouent un rôle très important comme pigments responsables des colorations jaune, orange, et rouge des différents organes [180]. Ces composés basés sur un squelette à 15 carbones, qui a son niveau le plus simple, consiste en deux cycles phényles, les cycles A et B, connectés par un pont à trois carbones (structure en C6-C3-C6). Le pont en C3 entre les cycles A et B est communément cyclisé pour former le cycle C (Figure 1.34) [181]. Les flavonoïdes peuvent se présenter sous forme d'aglycones ou génines (entités dépourvues de reste osidique) ou d'hétérosides (portant un ou plusieurs résidus osidiques).



**Figure 1.34** : Structure de base des flavonoïdes [181].

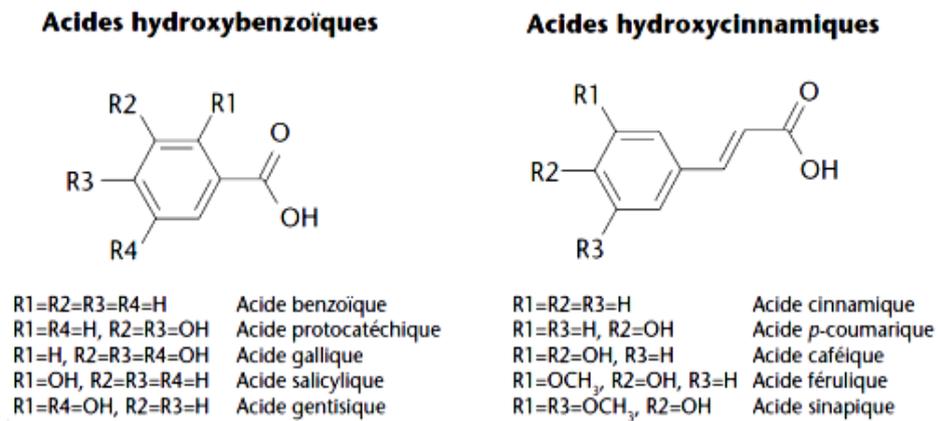
La figure 1.35 représente les structures chimiques de quelques flavonoïdes.



**Figure 1.35** : Principales classes de flavonoïdes issues du règne végétal [182]

#### 1.5.3.1.1.2. Les acides phénoliques

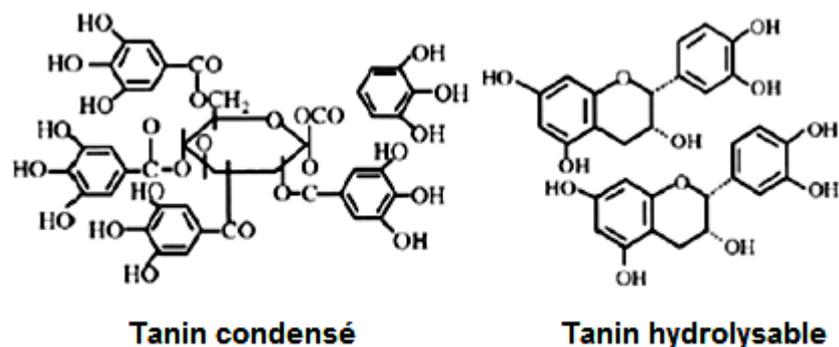
Les acides phénoliques peuvent être divisés en deux catégories : les dérivés de l'acide benzoïque tel que l'acide gallique, et les dérivés de l'acide cinnamique tel que l'acide coumarique, l'acide caféique et l'acide férulique [182] (Figure 1.36).



**Figure 1.36** : Principaux acides phénoliques issus du règne végétal [182]

#### 1.5.3.1.1.3. Les tanins

- Les tanins hydrolysables : Ces tanins sont des dimères d'acide gallique condensés sur un dérivé glycosyle. Ces tanins subissent facilement une hydrolyse acide et basique, et s'hydrolysent sous l'action enzymatique et de l'eau chaude. Ils libèrent ainsi une partie non phénolique (souvent du glucose ou l'acide quinique) et une partie phénolique qui peut être soit l'acide gallique (cas des gallotanins) soit un dimère de ce même acide, l'acide ellagique (cas des tanins ellagiques) (Figure 1.37) [178].
- Les tanins condensés (Proanthocyanidines) : Ce sont des polyphénols de masse molaire élevée. Ils résultent de la polymérisation des unités de flavan-3,4-diol. Ils sont résistants à l'hydrolyse et seules des attaques chimiques fortes permettent de les dégrader. Ainsi, par traitement acide à chaud, ils se transforment en pigments rouges (Figure 1.37) [178].



**Figure 1.37** : Structure des deux types de tanins [183]

#### 1.5.3.1.1.4. Les coumarines

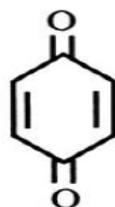
Les coumarines constituent une classe importante de produits naturels, elles donnent une odeur caractéristique semblable à celle du foin fraîchement fauché. A l'exception des algues, ces composés sont les constituants caractéristiques du règne végétal chlorophyllien [184]. Elles sont considérées comme des phytoalexines que la plante synthétise en grande quantité pour lutter contre une infection causée par des champignons ou par des bactéries [185]. Le squelette de base des coumarines est constitué de deux cycles accolés avec neuf atomes de carbone [186] (Figure 1.38).



**Figure 1.38** : Structure de base des coumarines et quelques exemples [186]

#### 1.5.3.1.1.5. Les quinones

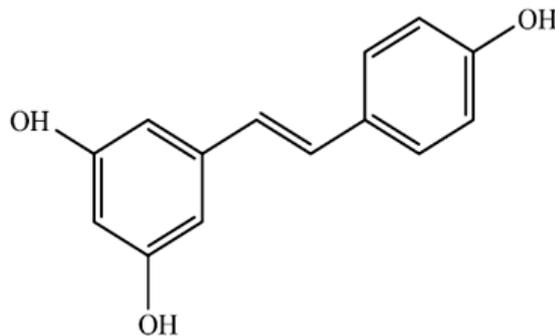
Ce sont des substances colorées et brillantes, en général rouges, jaunes ou orange et possédant deux fonctions cétones. Les quinones sont capables de se complexer de façon irréversible aux protéines des membranes bactériennes ce qu'ils donnent un potentiel antimicrobien élevé [187] (Figure 1.39).



**Figure 1.39** : Structure d'un quinone [187]

### 1.5.3.1.1.6. Les stilbènes

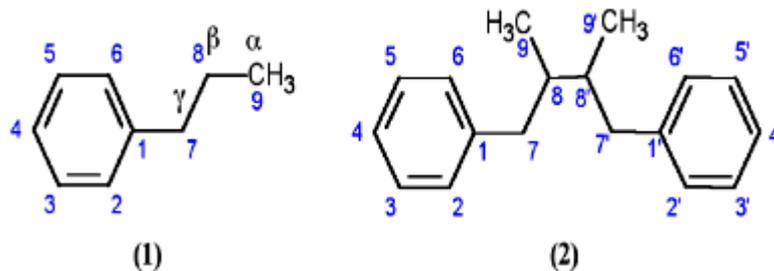
Ce sont les composés ayant comme structure de base le 1,2-diphényléthylène (C6 C2-C6) avec des groupes hydroxyle substitué sur les cycles aromatiques, et ils existent sous formes monomères ou d'oligomères. Le composé le plus connu est le trans-resvératrol (Figure 1.40) [188].



**Figure 1.40** : Le trans-resvératrol [188].

### 1.5.3.1.1.7. Lignanes

Le terme « Lignane » a été introduit par [189] pour décrire un groupe de dimères phénylpropanoïdes où deux C6-C3 sont attachés par son carbone central (C8), comme le montre la figure 13 [190]. Ces substances sont trouvées chez les tissus en lignifications (Figure 1.41).



**Figure 1.41** : Structure et numérotation des atomes de carbone du phénylpropane (1) et des lignanes (2) (liaison 8,8') [190]

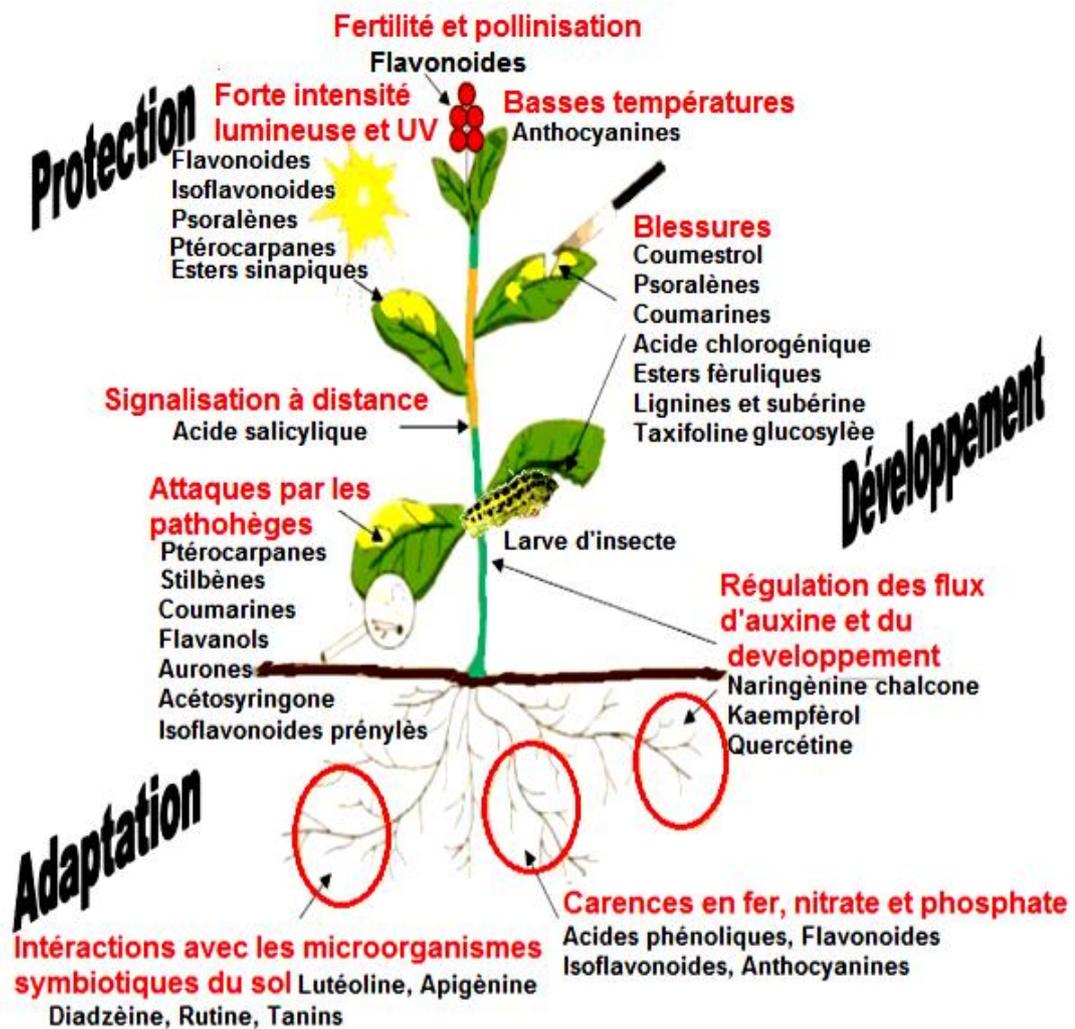
#### 1.5.3.1.2. Polyphénols dans les plantes : localisation et intérêt

A l'échelle de la cellule, les composés phénoliques sont principalement répartis dans deux compartiments : les vacuoles et la paroi. Dans les vacuoles, les polyphénols sont conjugués, avec des sucres ou des acides organiques, ce qui permet d'augmenter leur solubilité et de limiter leur toxicité pour la cellule. Au niveau de la paroi, on trouve surtout de la lignine et des flavonoïdes liés aux structures pariétales. Les composés phénoliques sont synthétisés dans le cytosol. Une partie des enzymes impliquées dans la biosynthèse des phénylpropanoïdes est liée aux membranes du réticulum endoplasmique [191].

Au niveau tissulaire, la localisation des polyphénols est liée à leur rôle dans la plante et peut être très caractéristique. Au sein même des feuilles la répartition des composés est variable, par exemple les anthocyanes et les flavonoïdes sont majoritairement présents dans l'épiderme. Au niveau de la plante entière, il faut noter que certains composés ne sont accumulés que dans des organes bien définis. Chez la pomme par exemple, les composés phénoliques interviennent au niveau de la coloration de la peau via les anthocyanes, et dans la qualité organoleptique de la chair, notamment pour l'amertume ou l'astringence [191].

Les composés phénoliques jouent un rôle important dans le métabolisme de la plante mais aussi peuvent réagir dans les interactions des plantes avec leur environnement biologique et physique (relations avec les bactéries, les champignons, les insectes, résistance aux UV). Toutes les catégories de composés phénoliques sont impliquées dans les mécanismes de résistance [192]. Ils assurent la communication entre cellules, entre végétaux, entre végétaux et animaux [193]. (Figure 1.42).

Dans tous les cas, différents facteurs externes et internes sont fortement impliqués dans la régulation spatio-temporelle de l'expression du métabolisme phénolique, se traduisant par des différences qualitatives et quantitatives considérables entre les variétés, les tissus et les organes et selon les stades physiologiques [194].



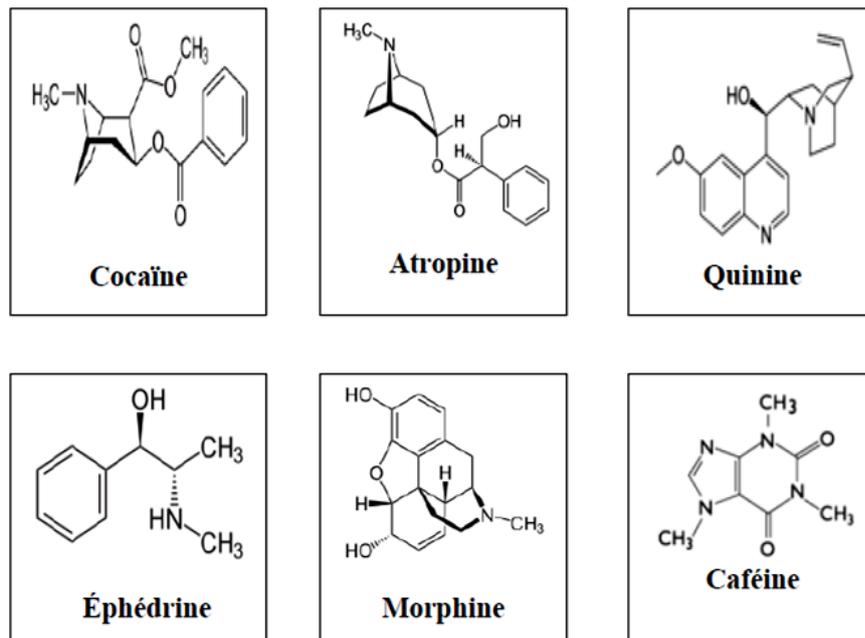
**Figure 1.42 :** Quelques exemples de l'implication des composés phénoliques dans le développement de la plante et dans les interactions avec l'environnement [178].

### 1.5.3.2. Les alcaloïdes

Un alcaloïde est une substance organique azotée d'origine végétale à caractère alcalin et présentant une structure moléculaire hétérocyclique complexe [195]. Ce sont des composés relativement stables qui sont stockés dans les plantes en tant que produits de différentes voies biosynthétiques [196]. Les alcaloïdes sont caractérisés par une solubilité faible dans l'eau, facilement soluble dans l'alcool et peuvent donner des colorations spécifiques avec certains réactifs (réactifs de Mayer, de Dragendorff, de Wasicky, de Bouchardat) [197].

### 1.5.3.2.1. Structure des alcaloïdes

La plupart des alcaloïdes sont dérivés des acides aminés tels que le tryptophane, L'ornithine, la lysine, l'asparate, l'antranilate, la phénylalanine et la tyrosine. Ces acides aminés sont décarboxylés en amines et couplés à d'autres squelettes carbonés [198] (Figure 1.43).



**Figure 1.43** : Structure de quelques alcaloïdes [195]

### 1.5.3.2.2. Classification des alcaloïdes

Les alcaloïdes sont divisés en trois classes :

- Les alcaloïdes vrais : Représentent le plus grand nombre d'alcaloïdes, Ils dérivent d'acides aminés et comportent un atome d'azote dans un système hétérocyclique. Ils sont présents dans les plantes, soit sous forme libre, soit sous forme de sel, soit comme N-Oxyde [195].
- Les pseudo-alcaloïdes : Présentent le plus souvent toutes les caractéristiques des alcaloïdes vrais, mais ne sont pas des dérivés des acides

aminés [195]. Ce sont des dérivés d'isoprénoïdes (alcaloïdes terpéniques) et du métabolisme de l'acétate [198].

- Les proto-alcaloïdes : Sont des amines simples dont l'azote n'est pas inclus dans un hétérocycle, ils ont un caractère basique et sont élaborés *in vivo* à partir d'acide aminé. Ils sont souvent appelés « amines biologiques » et sont soluble dans l'eau [195].

#### 1.5.3.2.3. Les alcaloïdes dans les plantes : localisation et intérêt

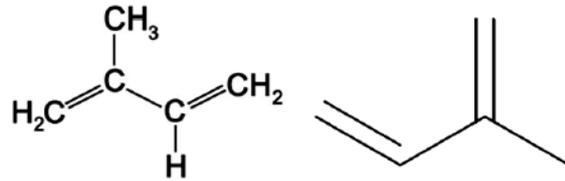
Généralement, les alcaloïdes sont produits dans les tissus en croissance : jeunes feuilles, jeunes racines, puis, ils gagnent des différents lieux où ils sont trouvés et concentrés dans les vacuoles [199]. Les alcaloïdes peuvent se trouver dans toutes les parties de la plante, mais selon les espèces, ils s'accumulent uniquement dans les écorces, dans les racines, dans les feuilles ou dans les fruits. Dans la pomme de terre, les tubercules comestibles ne contiennent pas d'alcaloïdes, tandis que les parties vertes contiennent la solanine toxique. La partie dans laquelle les alcaloïdes s'accumulent n'est pas forcément celle où ils sont synthétisés. Dans le tabac par exemple, la nicotine est produite dans les racines mais transférée ensuite vers les feuilles où elle est stockée [200].

Plusieurs alcaloïdes sont très toxiques et offrent, par conséquent, un arsenal chimique de défense des plantes contre l'attaque des herbivores et des micro-organismes. La nicotine empêche la croissance des larves du tabac. En outre, des alcaloïdes protègent les plantes contre les dommages provoqués par la lumière UV. Ils constituent aussi une réserve de substances capables de fournir l'azote ou d'autres fragments nécessaires au développement de la plante [200].

#### 1.5.3.3. Les terpènes

Les terpènes sont des substances généralement lipophiles, dérivées d'unités isopréniques avec une formule brute générale  $(C_5H_8)_n$  [201] (Figure 1.44), la condensation de ces unités aboutit à la formation de terpènes de tailles différentes. Cette famille comprend des hormones (gibbérélines, acide

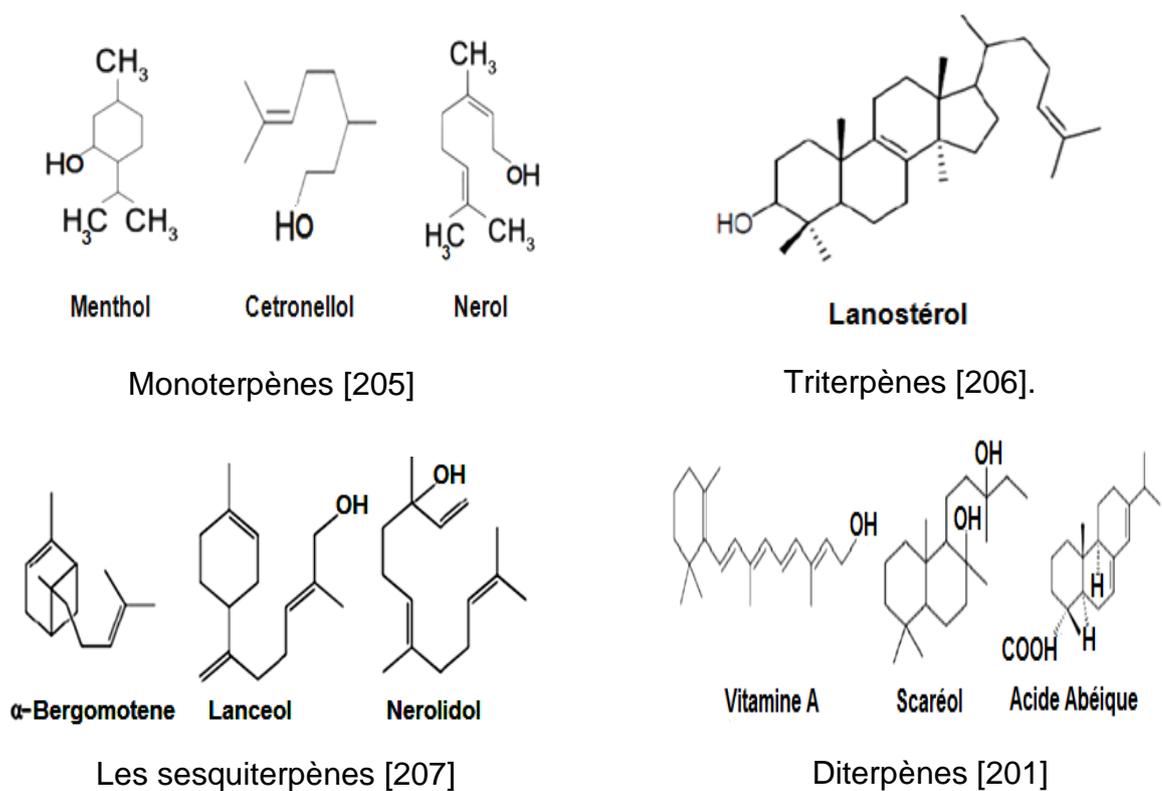
abscissique), des pigments photosynthétiques (carotènes, xanthophylles), des constituants membranaires (stérols), des vitamines (A, D, E et K), et des huiles essentielles [202].



**Figure 1.44** : Structure d'isoprène [203].

#### 1.5.3.3.1. Classification des terpénoïdes

La classification des terpénoïdes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène, en donnant des hémiterpènes (C5), monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), triterpènes (C30), tétraterpènes (C40) et des polyterpènes (C >40) [204]. La figure 1.45 présente les structures de quelques exemples de terpènes.



**Figure 1.45** : Structure de quelques exemples de terpènes

#### 1.5.3.3.2. Les terpénoïdes dans les plantes : localisation et intérêt

La synthèse des terpénoïdes est généralement associée à la présence de structures histologiques spécialisées, souvent situées sur ou à proximité de la surface de tissus des plantes. Les principales structures cellulaires sont : des cellules à essence (Lauracées, Zingibéracées..), des poils sécréteurs stipités (Pélargonium) ou sessiles (Labiées), des poches sécrétrices schizogènes (Myrtacées) ou schizolysigènes (Rutacées, Burséracées), soit enfin des canaux sécréteurs (Térébinthacées, Ombellifères) [201]. Plusieurs catégories de tissus sécréteurs peuvent coexister simultanément chez une même espèce, voire dans un même organe [208].

Dans la plante, Les monoterpènes et sesquiterpènes peuvent jouer des rôles dans la relation des plantes avec leur environnement. Par exemple, le 1,8-cinéole et le camphre inhibent la germination des organes infectés ou la croissance des agents pathogènes issus de ces organes [209]. Les huiles essentielles Interviennent dans les processus de défense de la plante contre les ravageurs phytophages (microorganismes, champignons, insectes, herbivores) [210]. Elles auraient en réalité un rôle de mobilisateur d'énergie lumineuse et de régulateur thermique au profit de la plante, elles réguleraient la transpiration diurne en absorbant les rayons ultraviolets par leurs constituants insaturés [211]. Les constituants des huiles essentielles sont considérés par LUTZ [212] comme des modérateurs des réactions d'oxydation intramoléculaire protégeant la plante contre les agents atmosphériques. Selon lui, certains de ces composés se comporteraient aussi comme source d'énergie à la suite d'une baisse de l'assimilation chlorophyllienne.

#### 1.6. Données sur la wilaya de Tissemsilt

La wilaya de Tissemsilt s'intègre dans les monts de l'Ouarsenis sur une superficie de 3151,37 km<sup>2</sup>.

##### 1.6.1. Cadre géographique de l'Ouarsenis

Le massif de l'Ouarsenis appartient au Tell. Ce dernier correspond à la partie méridional comprise entre les méridiens de Boghari et de Rélizane, c'est-à-dire entre la vallée transversale de l'Oued Chélif à l'Est et celle de l'Oued Mina à l'Ouest (Figure 1.46). Il est encadré par le massif de Titteri à l'Est et par les Monts des Béni Chougrane à l'Ouest et le plateau du Sersou au Sud, à cheval sur les wilayas de Médéa, Ain Defla, Tissemsilt, Chlef, Rélizane et Tiaret (Figure 1.57) [213]. Il se situe nettement entre la parallèle 35° et 36° 30'N et le méridien 1° et 2°E s'étendant sur une distance de 200 km [214].



Figure 1.46 : Situation géographique de l'Ouarsenis dans le Tell Algérien [214]

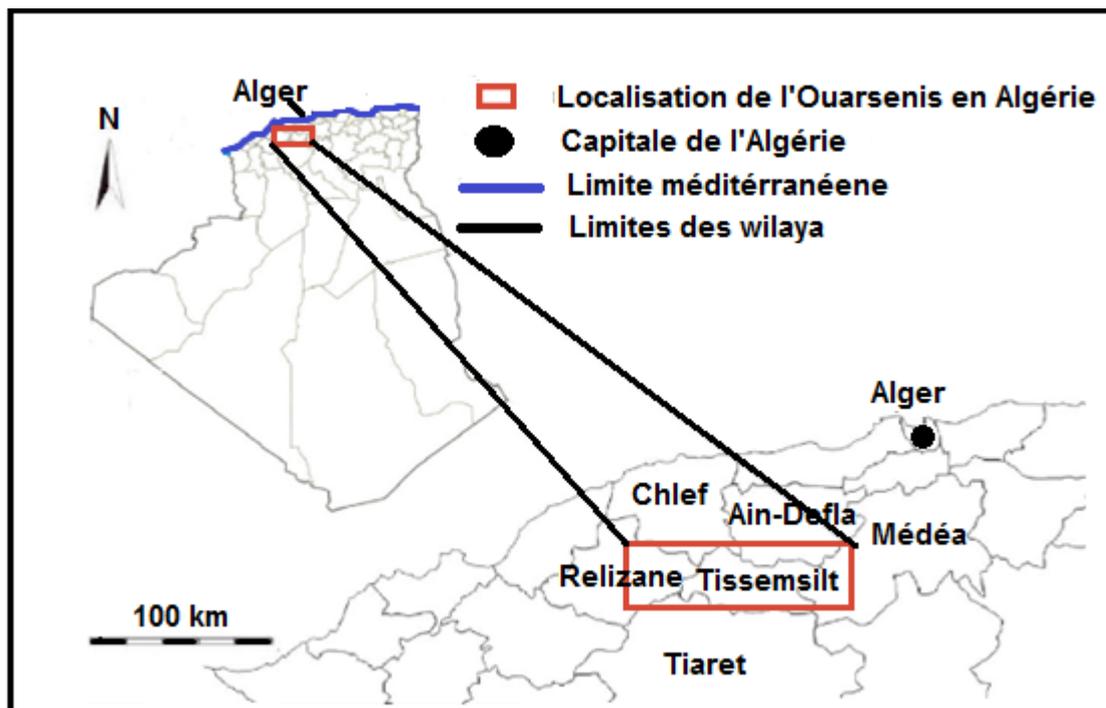


Figure 1.47 : Délimitation administrative des monts de l'Ouarsenis [215]

### 1.6.2. Caractéristiques climatiques

Le climat de l'Ouarsenis est de type méditerranéen à subhumide (l'été chaud et sec et l'hiver froid et pluvieux). La pluviosité est estimée à environ 600 mm/an avec la forte tombée de neige [216].

La température moyenne mensuelle est d'environ 15,8°C. Les températures extrêmes sont -2,5 et 42,5°C, en janvier et juillet respectivement [216].

L'humidité relative varie saisonnièrement de 70 à 83% dans la période du Novembre à Mars et de 40 à 63% d'Avril à Octobre [216].

Les vents dominants soufflent dans la direction Ouest Nord-Ouest dans la période allant du mois d'Octobre au mois de Mai et Est Sud-est des mois de Juin à Septembre. La vitesse maximale de vent atteint 36m/s, enregistrée en Novembre et Décembre [216].

L'évaporation annuelle moyenne est de 1241 mm avec un minimum de 1005,5 mm et un maximum de 1454,5 mm, la répartition mensuelle de l'évaporation montre un maximum de 208 mm et un minimum de 150 mm [216].

### 1.6.3. Occupation du sol

En plus du climat particulier, la nature du sol et l'altitude correspondent à une occupation particulière du sol par la végétation dense (forêts de pins d'Alep, de chênes et de cèdres) [214]. Les plateaux de Tiaret, au Sud de l'Ouarsenis, caractérisées par sa fertilité, et grâce aux pluies qu'elle reçoit du Nord -Ouest par la vallée de la Mina, peuvent porter de belles moissons. Cette zone fertile se continue au Nord-Est, le long du Nahr Ouassel, qui se dirige vers le Chélif [217].

### 1.6.4. Compartimentation phytogéographique de l'Ouarsenis

La végétation potentielle dans l'Ouarsenis est nettement forestière, mais les types d'écosystèmes forestiers (*Quercetea ilicis*, *Querco-Cedretalia atlanticae*) et pré-

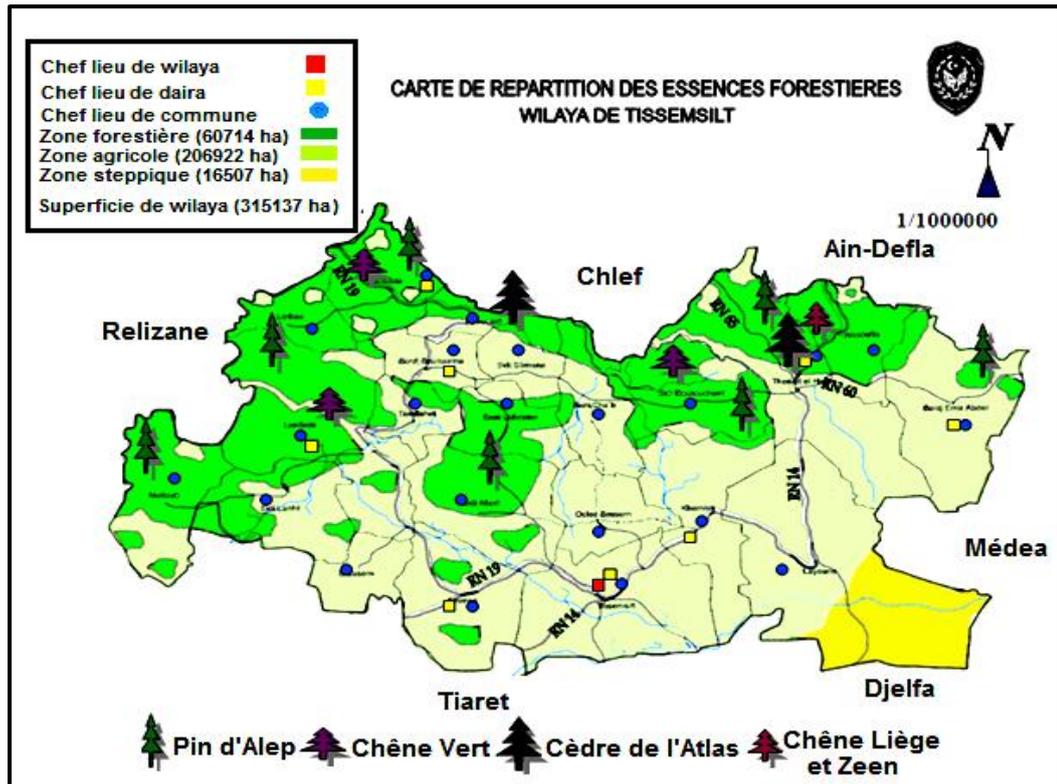
forestiers (*Pistacio-Rhamnetalia alaterni*) et la flore y varient beaucoup suivant les conditions édaphoclimatiques [218]. Elle est complétée par des maquis à Oléolentisque (Oleo-Ceratonion), des génistaies à *Genista numidica*, des garrigues à *Calicotome spinosa* et *Genista tricuspidata*, des cistaies (*Cisto-Lavanduletea*, *Lavanduletalia stoechadis*) ...etc [218]. Par contre, on y rencontre qu'un très petit nombre de plantes distinctives (*Hedysarum naudinianum*, *Linum narbonense*, *Narcissus tazetta* subsp. *Italicus*) [219].

#### 1.6.5. La couverture forestière à Tissemsilt

La couverture forestière dans la wilaya de Tissemsilt est estimée à 60714 hectares ce qui présente 19,26% de la superficie totale [6]. (Tableau 1.4) (Figure 1.48)

**Tableau 1.4** : Couverture forestière à Tissemsilt [6]

Formations forestières	Superficies (Hectares)	Taux (%)
Pin d'Alep	33584,89	55,32
Chêne vert	8413,62	13,86
Cèdre de l'Atlas	1092	1,80
Chêne liège	873,31	1,44
Thuya	1637,85	2,70
garrigues et maquis	11884,83	19,58
Chêne zeen	559,97	0,92
Cyprès	127	0,21
Eucalyptus	50	0,08
Des lacunes forestières	2143,5	3,53
Olivier sauvage	16	0,03
Arbousier	25	0,04
Autres formations	305,92	0,50
totale	60714	100



**Figure 1.48** : Répartition des essences forestières dans la wilaya de Tissemsilt [6]

#### 1.6.6. La faune à Tissemsilt

D'après les investigations effectuées par l'Agence National de la Nature [6] , plus de 60 espèces d'oiseaux sont identifiés dans la région, elles sont toutes d'origine méditerranéenne, les mammifères sédentaires sont dominants. Pour les reptiles on distingue la vipère, le scorpion et le lézard.

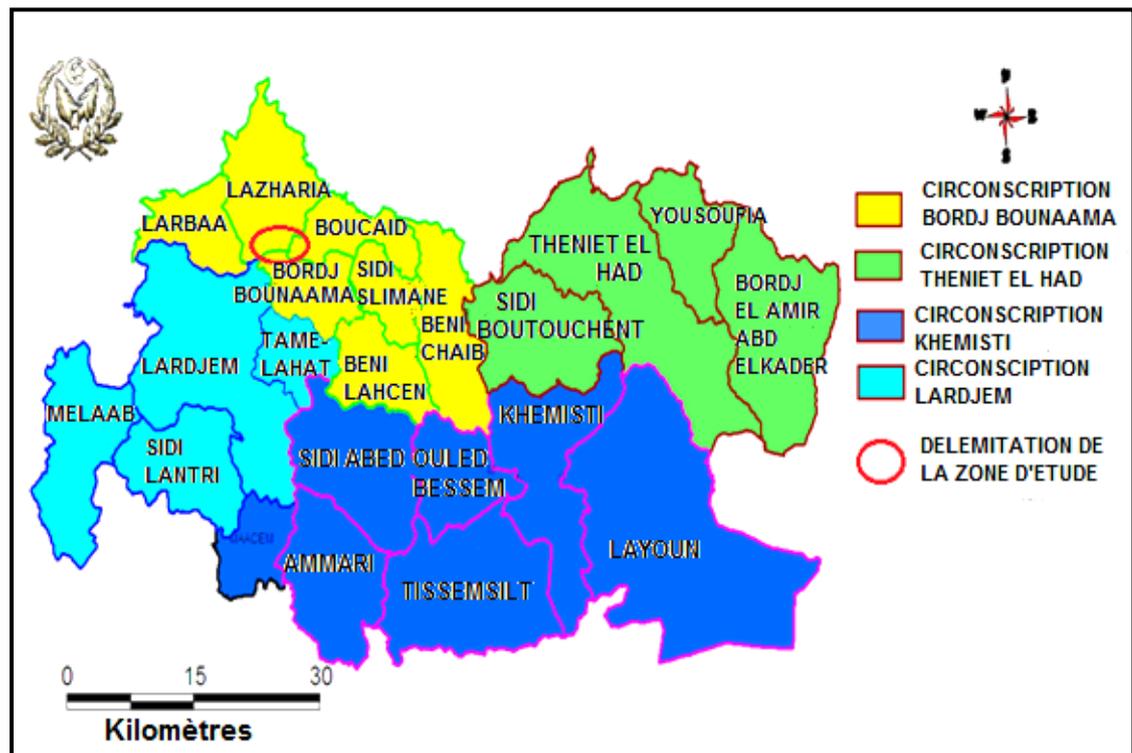
Un inventaire de la faune et de la flore à Tissemsilt est présenté en appendice A [6].

## CHAPITRE 2

### MATERIELS ET METHODES

#### 2.1. Position géographique de la zone d'étude

Les larves soumises aux tests de toxicité proviennent des nids de chenilles non traités situés dans les forêts de Tissemsilt, à l'ouest algérien dans la région entre Bordj Bounaâma Boucaïd et Lazharia (Figure 2.1) à 1200m d'altitude [6]. Le tableau 2.1 présente les coordonnées de la zone de prélèvement.



**Figure 2.1 :** Délimitation de la zone de prélèvement des nids de *T.pityocampa* et des plantes [6]

**Tableau 2.1** : Localisation de la zone des prélèvements

Régions Localisations	Tissemsilt
Longitude Est	1° 37' 11" est
Latitude Nord	35° 53' 25" nord
Altitude	1200m

## 2.2. Etude climatique de la wilaya de Tissemsilt durant la période des relevées expérimentales

### 2.2.1. Présentation des moyennes mensuelles des températures (°C) et des précipitations

Le tableau 2.2 présente les moyennes mensuelles des températures (°C) et des précipitations (mm) durant la période des relevées expérimentales pendant les années 2016 et 2017 [220].

D'après le tableau 2.2, les variations des moyennes mensuelles des précipitations calculées pour l'année 2016, montrent que les valeurs les plus élevées de pluviométrie sont enregistrées au cours du mois mars avec 75 mm. En période estivale, les quantités enregistrées sont très limitées, ne dépassant pas 10 mm en septembre. Pour les températures, le mois le plus froids c'est décembre (7,58°C) et le plus chaud c'est Aout (25,94°C). L'année 2017, montrent que les valeurs les plus élevées de précipitations sont enregistrées au cours du mois janvier avec 156 mm. En période estivale, les quantités enregistrées n'excèdent pas 12 mm en mai. Le mois le plus froid c'est janvier (4,58°C) et le mois le plus chaud est juillet avec 27,21°C. Pour les deux ans d'expérimentation la quantité pluviométrique est semblable, dont les valeurs enregistrées sont 310 mm et 309 mm pour 2016 et 2017 respectivement.

### 2.2.2. Diagramme Ombrothermique de Gaussen

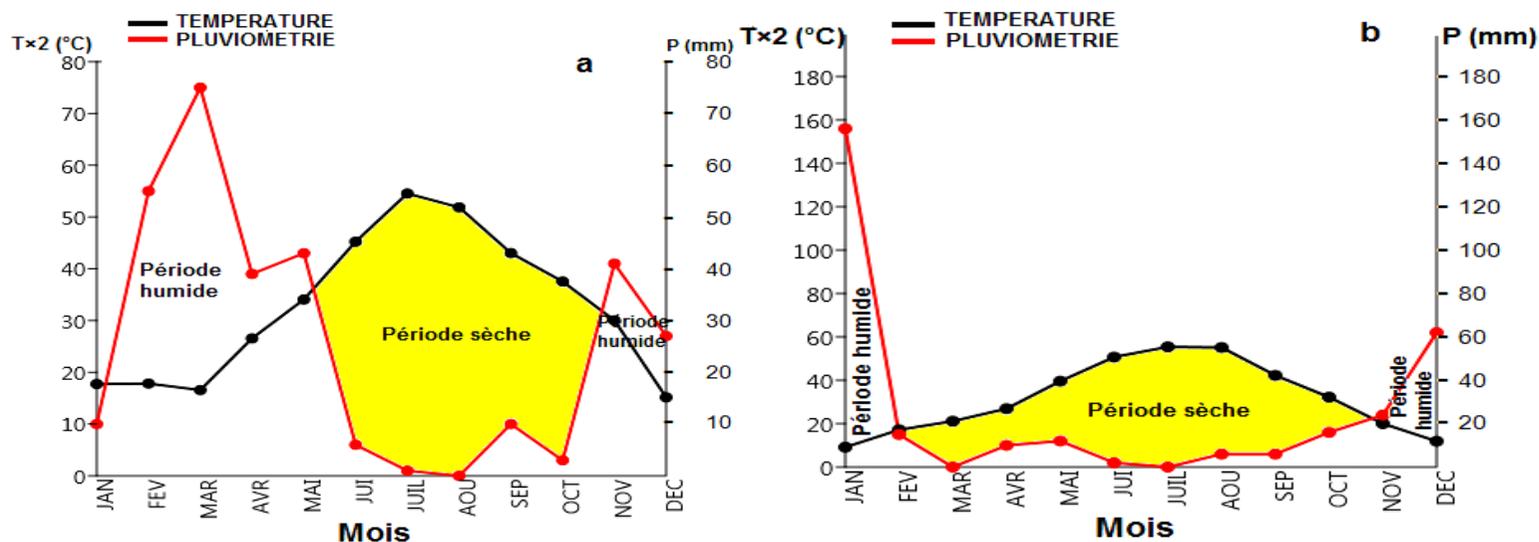
Le diagramme Ombrothermique de Gaussen définit les mois secs. Un mois est considéré sec lorsque les précipitations mensuelles correspondantes exprimées en millimètres sont égales ou inférieures au double de la température exprimées en degré Celsius [221]. De même le climat est sec quand la courbe des températures se trouve au dessus de celle des précipitations. Néanmoins, il est humide dans le cas contraire [222].

L'étude du diagramme Ombrothermique de Gaussen de la wilaya de Tissemsilt, révèle l'existence de deux périodes ; sèche et humide ; pour les deux ans d'expérimentation 2016 et 2017. En effet, pour l'année 2016 (Figure 2.2a), la période sèche s'étale de la première semaine du mois de mai jusqu'à la deuxième semaine du mois d'octobre, alors que la période humide dure de la première semaine du mois de novembre jusqu'au la fin d'avril. Pour l'année 2017, la période sèche s'étale de début du mois de février et se prolonge jusqu'à la fin d'octobre (Figure 2.2b)

**Tableau 2.2** : Les températures et les précipitations mensuelles durant la période des relevés expérimentales [Source 220].

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUI	JUIL	AOU	SEP	OCT	NOV	DEC
Année 2016												
T° <sub>min</sub>	2,52	3,45	2,35	5,77	8,71	13,27	18,03	16,74	13,60	10,90	4,80	2,32
T° <sub>max</sub>	15,23	14,38	14,23	20,80	25,35	31,97	33,52	35,13	29,43	26,65	25,23	12,84
T° <sub>moy</sub>	8,87	8,91	8,29	13,28	17,03	22,62	25,77	25,94	21,52	18,77	15,02	7,58
PP (mm)	10	55	75	39	43	6	1	0	10	3	41	27
Année 2017												
T° <sub>min</sub>	-0,55	2,61	3,32	5,20	11,23	16,90	18,61	19,10	13,03	8,16	2,60	1,03
T° <sub>max</sub>	9,71	14,57	17,84	21,73	28,39	33,80	35,81	35,03	29,23	24,06	17,43	10,87
T° <sub>moy</sub>	4,58	8,59	10,68	13,47	19,81	25,35	27,21	27,06	21,13	16,11	10,02	5,95
PP(m m)	156	15	0	10	12	2	0	6	6	16	24	62

T°<sub>min</sub> : Température minimale ; T°<sub>max</sub> : Température maximale ; T°<sub>moy</sub> : Température moyenne ; PP: Précipitations

**Figure 2.2** : Diagrammes Ombrothermiques de Gausse de la zone d'étude ( a: 2016 - b: 2017)

## 2.3. Monographie des plantes utilisées dans notre expérimentation

### 2.3.1. *Eucalyptus camaldulensis*

#### 2.3.1.1. Généralités sur *E.camaldulensis*

L'Eucalyptus est l'une des principaux genres forestiers à croissance rapides plantés dans le monde qui comptent environ 600 à 700 espèces et variétés [223]. Ils ont été introduits dans nombreux pays et ce n'est qu'à partir de 1860 que les Eucalyptus ont été introduits par les Français en Algérie, avec *l'E.camaldulensis* comme espèce pionnière, mais la plantation massive de ces arbres a eu lieu, entre 1865 et 1963 [224]. Au début, les *Eucalyptus* ont été plantés à titre exceptionnel pour l'assèchement des marais [225]. C'est un ingrédient approprié pour la fabrication du papier [226].

#### 2.3.1.2. Position taxonomique

La position taxonomique selon la classification scientifique APG (Angiospermes Phylogeny Group) d'*E.camaldulensis* est la suivante [227] :

Règne	: Plantae
Embranchement	: Spermatophytes
Sous-embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
Sous-classe	: Rosidae
Ordre	: Myrtales
Famille	: Myrtaceae
Genre	: Eucalyptus
Espèce	: <i>Eucalyptus camaldulensis</i>

#### 2.3.1.3. Description botanique

- Arbre à feuilles persistantes, au port élancé, atteignant 12 à 20 m de haut, à fût généralement droit et plus ou moins blanchâtre, à cime étroite avec des branches tombantes et peu fournies [228] (Figure 2.3 a).
- L'écorce est lisse, blanc crème, écailleuse, se desquamant en écailles irrégulières grises, marron ou brunes, à tranche rougeâtre devenant marron [228].
- Les feuilles Sont alternes, étroitement lancéolées de 12 à 17 cm de long et 1,5 à 2,5 cm de large, légèrement courbé, acuminées, tout entière, épais, les deux surfaces luisantes gris-vert pal avec des veines régulières, ombelles simples à base des feuilles [228].
- Les Inflorescences sont en grappes, sur des branches courtes poussant dans l'axe des feuilles, vers l'extrémité des rameaux. Les bourgeons peuvent être par groupes de 3 à 7, absence de cicatrice entre le corps du bourgeon et son opercule [229].
- Les fleurs sont très variées. Elles ont de très nombreuses étamines qui peuvent être de couleur blanche, crème, jaune, rose ou rouge. La pollinisation des fleurs se fait principalement par les insectes, attirés par le nectar [230]. La Floraison a lieu au début de saison sèche, mais peut fleurir durant une grande partie de l'année, en fonction de l'âge du rejet et de l'humidité de l'air [228].
- Les fruits sont des capsules à paroi fine, hémisphérique ou ovoïde, de 3 à 10 mm de long et 4 à 10 mm de large (Figure 2.3 b), incluse dans un hypanthium ligneux, s'ouvrant par 3 à 5 valves, brun rougeâtre à brune, contenant de nombreuses graines [231].



**Figure 2.3** : Pied (a) et fruits (b) d'*E.camaldulensis* (Originale)

### 2.3.2. *Pistacia lentiscus*

#### 2.3.2.1. Généralités sur *P.lentiscus*

Le lentisque *P. lentiscus* est un arbuste ou arbrisseau vivace ramifié (Figure 2.4) qui pousse sur tout le bassin méditerranéen. On le retrouve à l'état sauvage en association avec l'oléastre (olivier sauvage), la salsepareille et le myrte dans un groupement végétal nommé "l'Oléolentisque", mais également dans les boisements clairs à pin d'Alep ou d'autres formations de garrigues basses dans tout type de sols, bien qu'il préfère les terrains siliceux [232]. En Algérie, on le retrouve sur tout type de sol, des zones subhumides et semi-arides, plus précisément dans le bassin du Soummam en association avec le pin d'Alep, le chêne vert et le chêne liège [233].



**Figure 2.4 :** Arbuste de *P.lentiscus* (Originale)

#### 2.3.2.2. Position taxonomique

Selon Pell [234], la classification taxonomique de lentisque est la suivante :

Règne	: Plantae
Embranchement	: Tracheobionta
Super-division	: Spermatophyta
Classe	: Magnoliopsida
Sous-classe	: Rosidae
Ordre	: Sapindales
Famille	: Anacardiaceae
Genre	: Pistacia
Espèce	: <i>Pistacia lentiscus</i> L

#### 2.3.2.3. Description botanique

- Le tronc étant court, a une hauteur de 1 à 3 m et dégage une odeur résineuse très prononcée. Il peut cependant atteindre la taille d'un arbre lorsqu'il est dans des sites humides et protégés. L'écorce est résineuse, d'un brun rougeâtre lisse sur les jeunes branches virant au gris avec le temps. Le bois est

blanc, puis jaune, puis rosé et parfois veiné de jaune. Les branches tortueuses et pressées, forment une masse serrée [235]. L'incision du tronc de cet arbuste fait écouler un suc résineux nommé mastic, une fois distillé, fournit une essence employée en parfumerie [232].

- Les feuilles ont une durée de vie de 2 ans à rachis ailé, paripennées, composées de 2 à 3 paires de folioles coriaces, vert sombre qui sont largement lancéolées, brillantes au dessus et de taille allant de 1,5 à 3 cm. Ces feuilles persistent pendant l'hiver et qui rougit sous l'effet de la chaleur [236].
- Les fleurs sont unisexuées d'environ 3 mm de large se présentent sous forme de grappe, et très aromatiques, de petite taille à l'aisselle des feuilles. Les fleurs femelles sont vert jaunâtre et les fleurs mâles sont rouge foncé [232].
- Les Fruits sont des baies globuleuses de 2 à 3 mm, monospermes, remplissent par nucléole de la même forme, d'abord rouges, elles deviennent brunâtres à sa maturité en automne [232].

### 2.3.3. Zizyphus lotus

#### 2.3.3.1. Généralités sur Z.lotus

Le jujubier sauvage *Z.lotus* est un arbuste fruitier, épineux. Communément appelé en Afrique du Nord "Sedra" [237]. Il forme des touffes de quelques mètres de diamètres pouvant atteindre 2m de haut (Figure 2.5). C'est un arbuste des zones sahariennes, saharo-sahéliennes collines sèches, pierreuses et de préférence sur calcaire [238]. Il est très répandue dans les régions tropicales et régions subtropicales : Asie, Afrique, Amérique tropical et en Europe [239]. En Algérie, le *Z.lotus* est très répandu dans les régions arides d'Algérie du Sud, Ain Ouessara et Maessad (willaya de Djelfa) à climat aride et Taghit wilaya de Bechar au climat saharien [240].



**Figure 2.5 :** Arbuste de *Z. lotus* (Originale)

#### 2.3.3.2. Position taxonomique

Selon Quezel et Santa [219], la position systématique de jujubier sauvage est la suivante :

Règne	: Plantae
Embranchement	: Spermatophytes
Sous embranchement	: Angiospermes
Classe	: Spermatopsida
Sous-classe	: Dicotylédone.
Ordre	: Celastrales
Famille	: Rhamnacées
Genre	: Zizyphus
Espèce	: <i>Zizyphus lotus</i> L.

#### 2.3.3.3. Description botanique

- La tige est de couleur grise et porte des épines.

- Les feuilles sont petites, courtes, et ovales plu en moins elliptiques de 1 à 2 cm de longueur et de 7 mm de largeur [238]. à marges fortement dentées. Elles sont lisses et brillantes sur les deux faces, et présentent trois nervures longitudinales saillantes partant du pétiole [240].
- Les fleurs de *Z.lotus* sont très visibles de couleurs jaunes de 3 à 4 cm de diamètre avec des sépales ouvertes en étioles et des petits pétales [241]. Le *Z.lotus* est en sommeil depuis Octobre à Mars et fleurisse de Mars et Juin et produise des fruits en Aout [242].
- Les fruits sont des drupes à noyaux soudés, l'endocarpe mucilagineux appelé "Nbeg" qui renferme à l'intérieur les graines [243].

#### 2.4. Démarches expérimentales de l'étude

Cette étude contient 2 objectifs :

1. Etude de la toxicité des extraits aqueux des plantes sur les larves de la chenille processionnaire du pin *T.pityocama* proviennent des forêts de Tissemsilt dans les conditions contrôlées de laboratoire selon les deux modes d'administration ; contact et ingestion. Les plantes utilisées dans les tests de toxicité sont originaires des régions où se trouvent les nids de la processionnaire.
2. La caractérisation chimique des extraits aqueux des plantes utilisées dans les tests de toxicité.

Les extraits aqueux préparés à base des différents organes des plantes à savoir, *Eucalyptus camaldulensis*, *Pistacia lentiscus* et *Zizyphus lotus* et administrés par pulvérisation directe et par ingestion sur chacun des cinq stades larvaires de *T.pityocampa*.

L'estimation de la toxicité des extraits aqueux des plantes sur *T.pityocampa* est basée sur la détermination des variations temporelles des pourcentages de la mortalité journalière cumulée des larves comparées entre les différents

traitements utilisées pendant 11 jours ainsi que l'évaluation des valeurs des doses létaux 50 et 90 (DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub>).

L'évaluation de l'effet toxique des traitements biologiques a été estimée ainsi par l'évaluation des variations temporelles des pourcentages des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* selon les deux modes; contact et ingestion.

La deuxième partie de l'étude, est consacrée à la mise en évidence de la composition phytochimique des extraits aqueux utilisés dans les tests de toxicité contre *T.pityocampa* par le screening phytochimique et le dosage quantitatif des composés phénoliques des extraits par spectrophotomètre.

La figure 2.6 présente les principaux objectifs de l'étude.

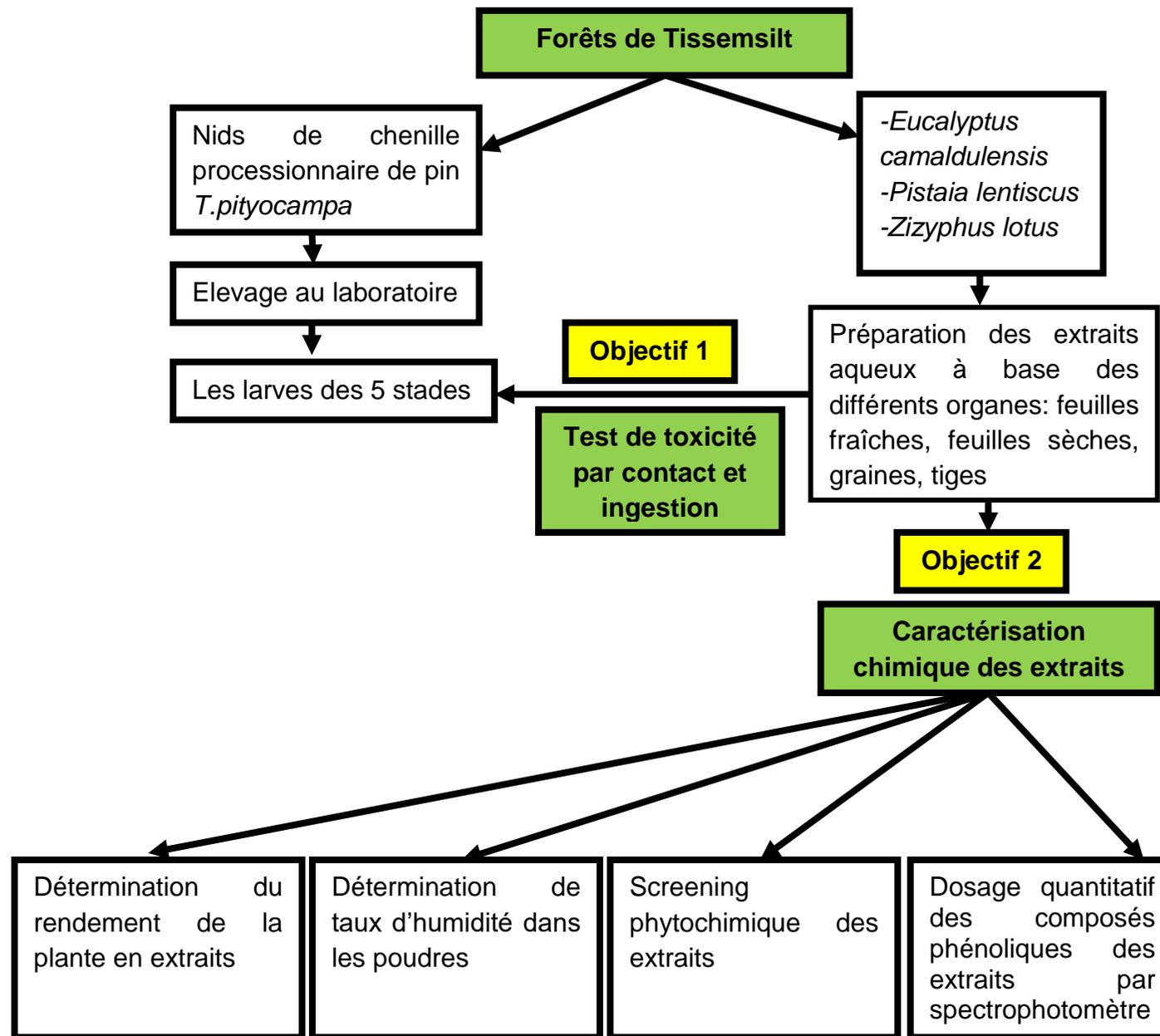


Figure 2.6 : Les principaux objectifs et étapes de l'expérimentation (Originale)

## 2.5. Etude de l'effet toxique des extraits des plantes sur la chenille processionnaire du pin *T.pityocampa*

### 2.5.1. Objectif

L'objectif de cette partie d'expérimentation est de déterminer la toxicité des extraits aqueux préparés à base de différents organes de trois espèces végétales qui se trouvent là où se localisent les nids de la chenille processionnaire du pin selon les deux modes de traitement ; contact et ingestion ; dans les conditions contrôlées de laboratoire.

### 2.5.2. Choix des larves de *T.pityocampa*

Les larves soumises aux tests de toxicité proviennent des nids de chenilles non traités. Un échantillonnage au hasard de nids contenant des colonies de chenilles des stades a été prélevé.

Elles sont maintenues en élevage au laboratoire au niveau de la station expérimentale à la faculté des sciences de la nature et de la vie à l'université de Blida. L'élevage des chenilles se fait dans des boîtes en plastique (12×23×8 cm) ; recouvertes de toile moustiquaire pour permettre l'aération (Figure 2.7).

La température moyenne de l'élevage est de 25° C ± 2°C, l'humidité relative est de 60% avec 12 heures de lumière sur 12 heures d'obscurité [244]. L'alimentation est constituée des aiguilles de pin *Pinus halepensis*. Les tests sont réalisés sur chaque un des cinq (5) stades larvaires.



**Figure 2.7 :** Boite en plastique pour l'élevage de la chenille processionnaire du pin (Originale)

### 2.5.3. Provenance, identification et date de collecte du matériel végétal

Le matériel végétal provenant d'une végétation naturelle proche du lieu où il existe les nids de la chenille processionnaire à Boucaid, Bordj Bounaâma et Lazharia (wilaya de Tissemsilt), la détermination des espèces est fait au niveau de la conservation des forêts de Tissemsilt.

Ces plantes ont été choisies pour ces deux raisons :

- Comme ressources naturelles méritant d'être exploiter pour des fins scientifiques ainsi qu'économique (Biopesticides).
- Utilisées déjà en médecine traditionnelle et en pharmacologie

Les organes de plantes utilisées pour les tests de toxicité ainsi que les dates de collecte sont mentionnés dans le tableau 2.3.

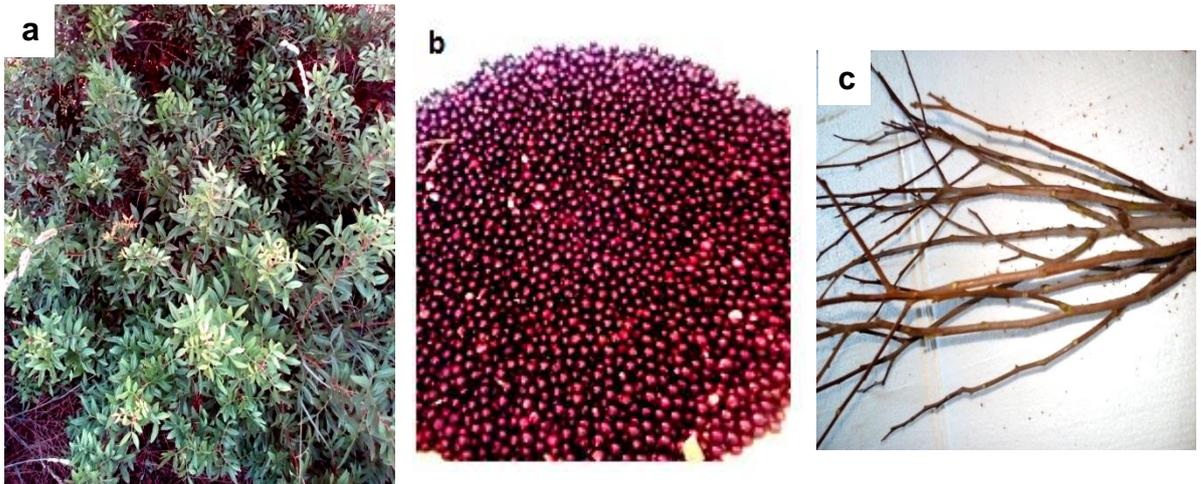
**Tableau 2.3** : Date de collecte des organes de plantes

Plante	Organe	Date de collecte
Eucalyptus <i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Feuilles	Novembre 2016
	Graines	Novembre 2016
	Ecorce	Novembre 2016
	Tiges	Novembre 2016
Lentisque <i>Pistacia lentiscus</i>	Feuilles	Novembre 2016
	Graines	Novembre 2016
	Tiges	Novembre 2016
Jujubier sauvage <i>Zizyphus lotus</i>	Feuilles	Octobre 2017
	Pulpe des fruits	Octobre 2017
	Graines	Octobre 2017
	Tiges	Octobre 2017

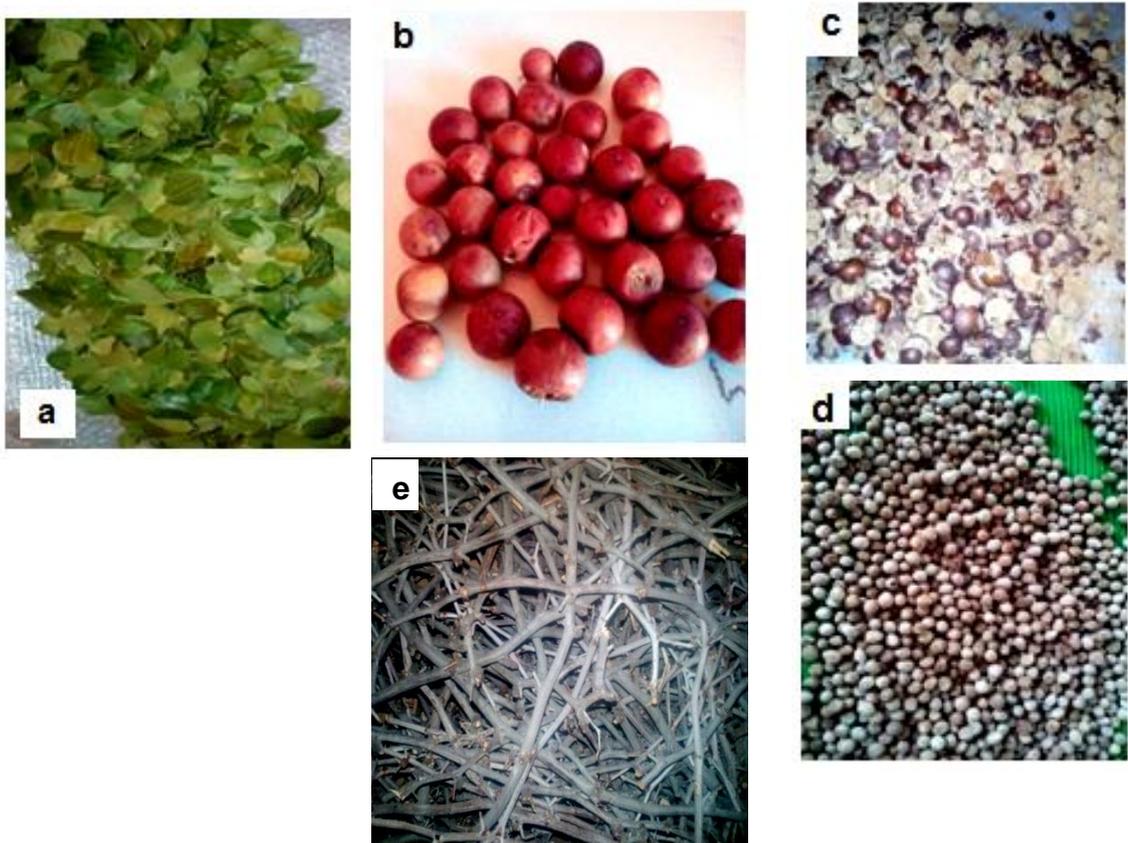
Les figures 2.8, 2.9, 2.10, présentent les parties des plantes utilisées pour la préparation des extraits aqueux.



**Figure 2.8** : Organes d'*E.camaldulensis*. a : Feuilles ; b : Ecorce ; c : Graines ; d : Tiges (Originale)



**Figure 2.9** : Organes de *P.lentiscus*. a : Feuilles ; b : Graines ; c : Tiges (Originale)

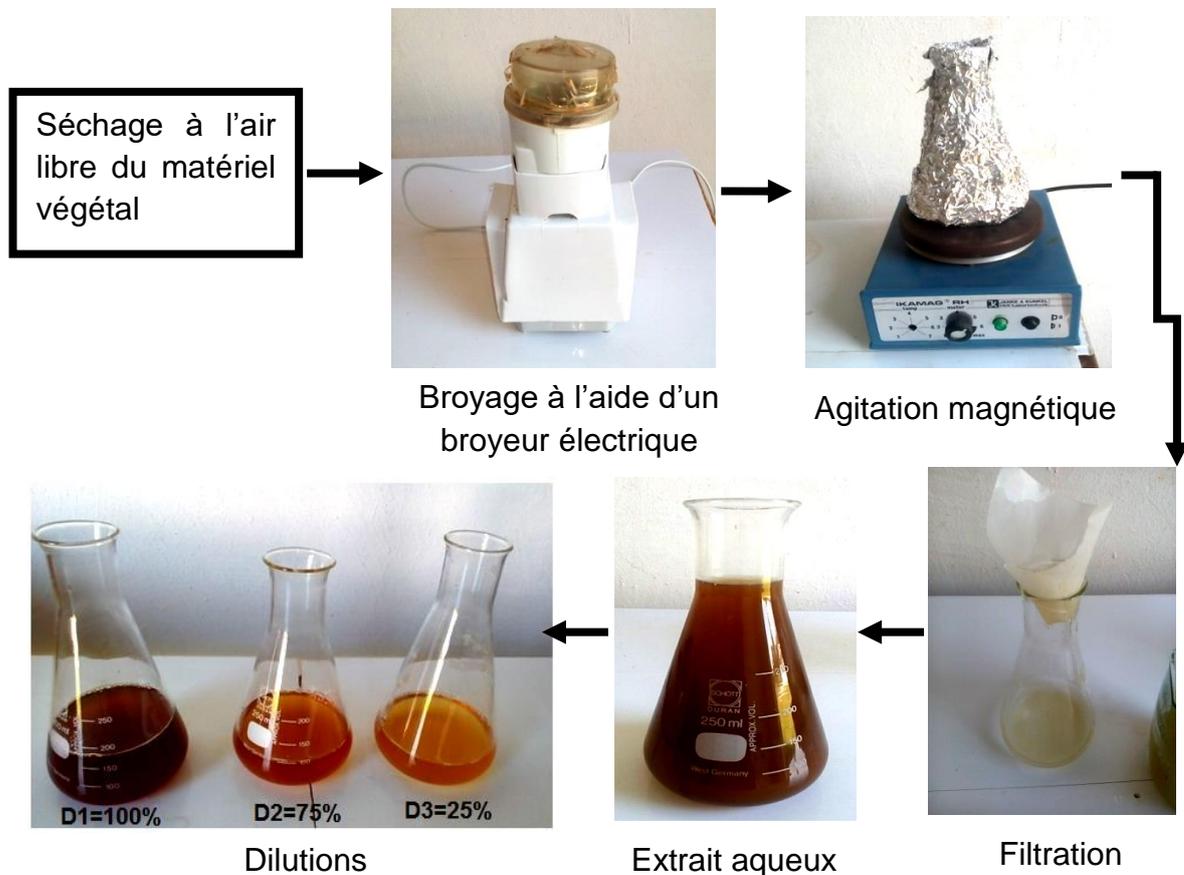


**Figure 2.10** : Organes de *Z.lotus*. a : Feuilles ; b : Fruits ; c : Pulpe ; d : Graines ; e : Tiges (Originale)

#### 2.5.4. Préparation des extraits aqueux

Le matériel végétal une fois collecté, est lavées avec de l'eau distillée et séchée à l'abri de la lumière et d'humidité et finement broyée, les poudres obtenues sont conservées à l'abri de la lumière et de l'humidité dans des flacons stériles hermétiquement fermes. Une partie des feuilles est utilisée à l'état frais. [12]. Les tiges après séchage sont transformées en poudre manuellement à l'aide d'un mortier en cuivre.

100 g de broyat est dilué dans un litre d'eau distillée nous le laissons sous agitation magnétique pendant 72 heures. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier Whatman. Le filtrat récupéré représente une solution initiale à 100 g par l soit 10 %. [12]. À partir de l'extrait initial ( $D_1 = 100 \text{ mg/l}$ ) de chaque extrait, des solutions diluées ( $D_2 = 50 \text{ mg/l}$ ) ( $D_3 = 25 \text{ mg/l}$ ) ; ont été préparées. [12]. La figure 2.11 présente les étapes de préparation des extraits aqueux.



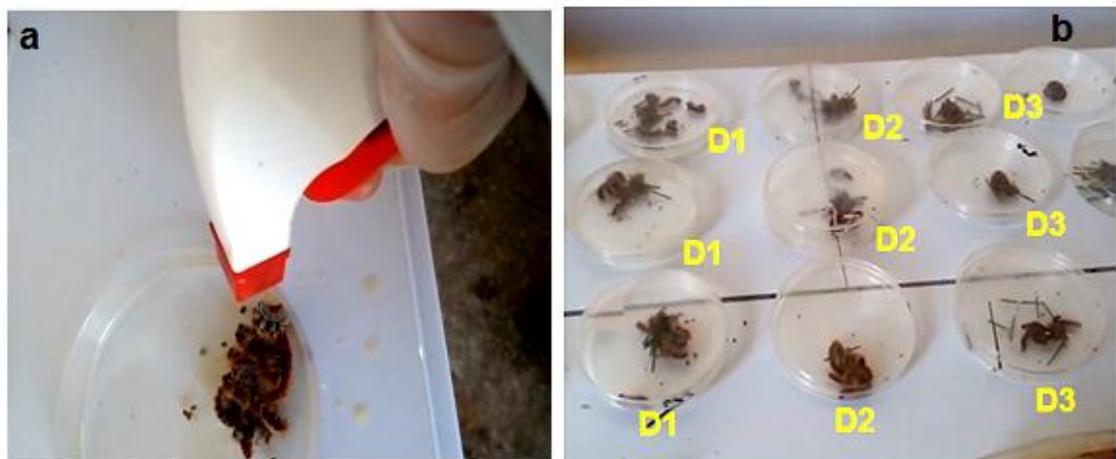
**Figure 2.11** : Etapes de préparation des extraits aqueux (phytopréparations)  
(Originale)

### 2.5.5. Bio essais et application des phytopréparations

Le test de toxicité par contact direct a été réalisés selon le protocole de KANAT et ALMA [245], par pulvérisation de 2 ml de la solution aqueuse sur des larves placées dans des boîtes de Pétri (Figure 2.12). Pour le mode ingestion, le protocole suivi est celui de BEN SLIMANE et *al.* [246] avec quelques modifications dont les larves sont alimentées par des feuilles de *P. halepensis* pulvérisées et trompées dans les extraits (Figure 2.13). Les larves du bloc témoins sont traitées avec de l'eau distillée.

Trois répétitions ont été retenues avec 8 larves pour chaque une (Figure 2.14).

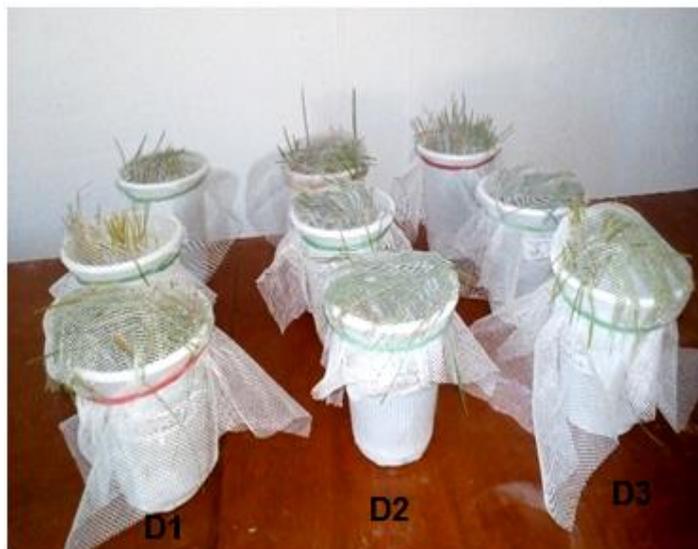
Au cours de la manipulation des chenilles je dois porter un masque sophistiqué pour la protection du visage contre les urtications de la chenille processionnaire et des gants et une tenue jetable.



**Figure 2.12** : Pulvérisation des phytopréparations dilués sur les larves de *T.pityocampa* (a); et répétitions (b) (traitement par contact)



**Figure 2.13** : Trempage des aiguilles de *Pinus halepensis* dans les trois dilutions des phytopréparations (traitement par ingestion) (Originale)



**Figure 2.14** : Les larves de *T.pityocampa* dans des récipients en plastique recouverts avec d'une toile moustiquaire (contact et ingestion) (Originale)

#### 2.5.6. Correction de la mortalité

Nous avons estimé les mortalités journalières des populations larvaires pour chaque bio essai pendant une période de 11 jours et les exprimées en

pourcentages de mortalité. Ces taux sont corrigés par la formule D'ABBOTT (1925) [247]

$$MC (\%) = \frac{(M - MT) \times 100}{100 - MT}$$

Dont : MC = Mortalité corrigée.

M = le pourcentage de mortalité dans la population traitée.

MT= le pourcentage de mortalité dans la population témoin.

#### 2.5.7. Calcul des doses létales 50 et 90

Les concentrations létales 50 et 90 sont déterminées 24 ; 48 ; 72 ; 90 et 120 heures après traitement, elles sont calculées en transformant les doses utilisées en logarithmes décimaux et les valeurs de pourcentages de mortalité corrigée en probits en se servant de la table de Bliss in Cavelier (1976) et déterminées à partir des droites de régression probits =  $f(\log \text{ dose})$  [248].

#### 2.5.8. Estimation de la toxicité des traitements

L'évaluation de l'effet toxique des traitements biologiques a été estimée ainsi par la comparaison des populations résiduelles (PR) selon le Test de Dunnett [249]. Il est exprimé en :

$$PR (\%) = \frac{\text{Nombre de formes mobiles dans lot traité} \times 100}{\text{Nombre de formes mobile dans lot témoin}}$$

Lorsque le pourcentage des populations résiduelles est inférieur a 30%, la molécule bioactive est toxique, si ce pourcentage est compris entre 30% et 60%, la molécule est moyennement toxique, s'il est par contre évalué à plus de 60%, l'effet toxique de la substance ou de la molécule est faible ou neutre.

### 2.5.9. Traitement statistique des résultats

Les boîtes de moustaches exposent la variation des valeurs de taux de mortalité corrigée ; elles sont été consolidées par le test Post Hoc Newman-Keuls au seuil de signification 5%, dans le but de confirmer les doses qui ont participé à la signalisation des différences significatives [250].

La significativité des résultats a été testée par une analyse de variance à intervalle de confiance de 95%. Dans les cas où plusieurs facteurs sont en jeu (temps après traitement, dose, stade larvaire, et type d'extrait), nous avons utilisé le Modèle Linéaire Global de l' ANOVA (GLM), pour connaître explicitement l'effet d'un facteur indépendamment. Ces tests sont faits à l'aide du logiciel SYSTAT 13.

Dont :

Si  $P > \alpha = 0,05$  (ns) différence non significative.

$p \leq \alpha = 0,05$  : (\*) différence juste significative.

$p \leq \alpha = 0,01$  : (\*\*) différence hautement significative.

$p \leq \alpha = 0,001$  : (\*\*\*) différence très hautement significative.

Dans l'esprit de mieux visualiser les rapprochements de l'effet biocide des différents types d'extrait par contact et ingestion nous avons projeté l'ensemble des valeurs des mortalités corrigés sur les deux axes d'ACP [250].

Dans le but d'appréhender l'activité larvicide des extraits des plantes, nous avons eu recours au test DUNETT. Ce dernier admis à travers les fluctuations des populations résiduelles de définir certains paramètres de toxicité de molécule à savoir : le niveau de populations résiduelles qui indiquent le degré de toxicité de la molécule (moyenne, faible ou toxique), l'activité temporelle de l'effet toxique (période d'effet, période de toxicité et période de reprise biocénotique) [250].

## 2.6. Caractérisation chimique des extraits des plantes utilisées dans les tests de toxicité

### 2.6.1. Objectifs

Le recours au traitement par les plantes ainsi que la recherche des nouvelles substances à activités biologiques constituent une des plus grandes préoccupations scientifiques. Cela n'est abordable que par faire d'abord un appel à l'analyse phytochimique qui va permettre d'identifier les différents groupes chimiques présents dans l'extrait de plantes, suivi d'un dosage quantitatif des principaux composants phénoliques par spectrophotométrie.

### 2.6.2. Détermination de la teneur en eau

Le taux d'humidité, dans nos échantillons, a été déterminé par le procédé de dessiccation à une température de  $103 \pm 2^\circ\text{C}$  dans une étuve isotherme ventilée à la pression atmosphérique jusqu'à l'obtention d'un poids constant, la teneur en eau est égale à la perte de masse subie dans les conditions de mesure [251]. Il est calculé selon la formule suivante : [251]

$$H (\%) = \frac{M_i - M_f}{M_i} \times 100$$

Où : H %: Teneur en eau ou humidité.

M<sub>i</sub> : Masse initiale (avant dessiccation).

M<sub>f</sub> : Masse finale (après dessiccation).

Les résultats sont la moyenne de trois essais.

### 2.6.3. La teneur en matière sèche

Elle est calculée selon la relation suivante :  $M_s = 100 - H\%$

Ou :

M<sub>s</sub> : Matière sèche ; H% : Humidité.

Les résultats sont la moyenne de trois essais.

#### 2.6.4. Détermination du rendement d'extraction

Dans le but de donner une signification plus logique aux quantités de matières végétales solubles dans les extraits aqueux, ces derniers ont été concentrés par évaporation à l'aide d'un rotavapeur à 45°C pendant 2 à 3 heures.

Le rendement de la plante en extraits est le rapport entre le poids de l'extrait et le poids de la plante à traiter [252]. Le rendement qui est exprimé en pourcentage a été calculé par la formule suivante :

$$R (\%) = \frac{P_e}{P_a} \times 100$$

Où :

R : Rendement de l'extrait en pourcentage.

P<sub>e</sub> : Poids de l'extrait en gramme.

P<sub>a</sub> : Poids de la plante en gramme.

Les résultats sont la moyenne de trois essais.

#### 2.6.5. Le screening phytochimique des extraits des plantes

Le screening phytochimique représente l'ensemble des techniques qualitatives permettant la détermination des différents groupes chimiques contenus dans un organe végétal. Il est réalisé sur les phases aqueuses par des réactions usuelles en tubes à l'aide des réactifs de caractérisation classique. Ces techniques permettent de détecter la présence des groupes de familles chimiques par contre, il ne permet pas d'identifier ou déterminer la structure chimique des composés présents.

Nous avons caractérisé les différents groupes chimiques en nous référant aux techniques décrites dans les travaux de RONCHETTI et RUSSO [253],

HEGNAUER [254], WAGNER [255]., DOHOU et al. [256], AZIMAN et al. [257], KOFFI et al., [258], TREASE et EVANS [259], BEKRO et al. [260], MOJAB et al. [261], YADAV et AGARWALA [262], ROOPALATHA et MALA NAIR [263].

Les groupes phytochimiques à caractériser sont :

- Le groupe des polyphénols totaux y compris : les flavonoïdes, les anthocyanes, les tanins, les quinones.
- Le groupe des terpènes y compris : les triterpènes, les stérols, saponosides, et les composés volatils.
- Le groupe des alcaloïdes.
- Autres composants.

Les résultats qualitatifs sont classés en :

- Réaction positive : + + +
- Réaction moyennement positive : + +
- Réaction louche : ±
- Réaction négative : -

#### 2.6.5.1. Les composés phénoliques

##### 2.6.5.1.1. Les flavonoïdes totaux

À 5 ml de chaque extrait, on ajoute quelques gouttes d'HCl concentré (2N) et environ 0,5 g de tournures de magnésium. Laisser agir 3 min et regarder le changement de la couleur. La présence des flavonoïdes est confirmée par l'apparition d'une couleur rouge, rouge brique, orange, rose ou rouge violacé .

##### 2.6.5.1.2. Flavones, flavonols, flavanonols flavanones

5 ml d'extrait ont été introduits dans un tube à essai, puis on ajoute 5 ml d'alcool chlorhydrique (alcoolique 95°+ eau distillée + HCl concentré à partie égale en

volume) et 1 ml d'alcool isoamylique et quelques copeaux de magnésium. L'apparition au niveau de la couche surnageante d'alcool iso amylique d'une coloration :

- Rose orangée indique la présence des flavones.
- Rose violacée indique la présence des flavanones.
- Rouge indique la présence de flavonols et de flavanonols.

#### 2.6.5.1.3. Les anthocyanes

A 2 ml d'extrait, on ajoute 2 ml d'acide chlorhydrique (2 N). L'apparition d'une coloration rose-rouge qui vire au bleu-violacé par addition d'ammoniac indique la présence d'anthocyanes .

#### 2.6.5.1.4. Les leucoanthocyanes

A 5 ml du filtrat on ajoute 5 ml d'alcool chlorhydrique, et quelques gouttes d'alcool isoamylique et chauffer pendant 15 minutes au bain-marie. Une réaction positive se caractérise par une teinte rouge cerise ou violacée, la présence de teinte brun rouge indique la présence des catéchols.

#### 2.6.5.1.5. Les tanins galliques

A 2,5 ml d'extrait aqueux, on ajoute 5 ml d'acétate d'Ammonium (5M) et 3 à 4 gouttes de solution FeCl<sub>3</sub> à 2%, le développement d'une couleur bleu noire foncé confirme que la réaction est positive.

#### 2.6.5.1.6. Les tanins catéchiques (Prothocyanidoles)

A 1 ml d'extrait, on ajoute 10 ml de formol à 40% et 5 ml d'HCl concentré, le tout est chauffé au Bain-marie à 90°C pendant 15 mn. L'obtention d'un précipité rouge montre la présence de tanins catéchiques.

#### 2.6.5.1.7. Les quinones libres

A 1 ml de chacun de nos extraits, quelques gouttes de NaOH à 1% sont ajoutées. L'apparition d'une couleur qui vire au jaune, rouge ou violet indique la présence des quinones libres.

#### 2.6.5.2. Les alcaloïdes

Le test est fondé sur la capacité qu'ont les alcaloïdes à se combiner avec les métaux lourds ou avec l'iode est généralement effectué .

- Test de caractérisation

Nous avons introduit 1 ml de filtrat dans deux tubes à essai chacun. Dans le tube n°1 nous avons ajouté 5 gouttes de réactif de Mayer (5 g de KI et 1,358 g de HgCl<sub>2</sub> solubilisés dans 100 ml d'eau distillée), la présence de précipité (un trouble) blanc jaunâtre indique que la réaction est positive.

- Test de confirmation

Dans le tube n°2 ; à 1 ml d'extrait on ajoute 5 gouttes de réactif de Wagner (2 g de KI et 1,27g d'I<sub>2</sub> solubilisé dans 100 ml d'eau distillée), l'apparition d'un précipité brun indique que la réaction est positive.

#### 2.6.5.3. Les terpénoïdes

La présence des terpénoïdes a été détectée par l'ajout de 0,4 ml du chloroforme et 0,6 ml d'acide sulfurique à 1 ml d'extrait. Le test positif des terpénoïdes est indiqué par l'apparition de deux phases et une couleur marron à l'interphase.

##### 2.6.5.3.1. Les triterpènes et stéroïdes

A 1 ml d'extrait on ajoute trois gouttes d'anhydride acétique puis agiter légèrement. Ajouter une goutte de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentré. Le changement de coloration est observé pendant une heure : une coloration bleu-vert indique la

présence de triterpènes tandis que le rouge-violet à rose dénote la présence des stéroïdes.

#### 2.6.5.3.2. Les composés volatils

A 2 ml d'extrait on ajoute 0,1 ml hydroxyde de sodium (10%) et quelque goutte de HCl dilué à 10%. la formation d'un précipité blanc indique la présence d'huiles volatiles.

#### 2.6.5.3.3. Les saponosides

A 1 ml d'extrait, on ajoute à 3 ml d'eau distillée, après agitation pendant 2 min, la formation d'une mousse persistante pour plus de 15 min indique la présence de saponines dans le milieu.

#### 2.6.5.4. Autres composés

##### 2.6.5.4.1. Les mucilages

On mélange 1 ml d'extrait aqueux et 5 ml d'alcool absolu. Un test positif est révélé par l'apparition d'un précipité floconneux.

##### 2.6.5.4.2. Les sucres réducteurs

A 1 ml d'extrait, on ajoute 1 ml de (solution A + B) du réactif de Fehling. Le mélange est agité puis chauffé dans un bain-marie pendant 10 minutes. Le précipité rouge brique formé confirme le test.

##### 2.6.5.4.3. Les oses et holosides

On mélange de 1 ml d'extrait à cinq gouttes de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentré et 3 gouttes d'éthanol saturé au thymol sont ajoutées. Une réaction positive se traduit par une coloration rouge.

#### 2.6.5.4.4. Les glycosides cardiotoniques

0,4 ml d'acide acétique glacial et quelques gouttes de solution de chlorure ferrique à 5% sont ajoutés à 1 ml d'extrait. Auxquels 0,5 ml d'acide sulfurique concentré sont ajouté le long du tube à essai avec soin. La formation d'une couleur bleu dans la couche d'acide acétique confirme le test.

#### 2.6.6. Le dosage quantitatif des composés phénoliques

##### 2.6.6.1. Dosage des composés phénoliques totaux

Les teneurs en polyphénols totaux des différents extraits sont déterminées selon la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par LISTER et WILSON [264].

##### 2.6.6.1.1. Principe

Le réactif de Folin-Ciocalteu est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et d'acide phosphomolybdique ( $H_3PMo_{12}O_{40}$ ). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène ( $W_8O_{23}$ ) et de molybdène ( $MO_8O_{23}$ ) [265]. Cette coloration bleue dont l'intensité est proportionnelle aux taux de composés phénoliques présents dans le milieu donne un maximum d'absorption à 760 nm [266].

##### 2.6.6.1.2. Réactifs utilisés

- Un polyphénol témoins : l'acide gallique pour la réalisation de la gamme d'étalonnage en milieu aqueux.
- Réactif de Folin-Ciocalteu : à 10 ml du réactif Folin Ciocalteu, on ajoute 90 ml d'eau distillée.
- Bicarbonate de sodium à 7.5 % : 15g de bicarbonate de sodium ont été dissous dans 200 ml d'eau distillée.
- Tous les extraits aqueux des plantes.

### 2.6.6.1.3. Mode opératoire

#### 2.6.6.1.3.1. Préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique

Une gamme de 9 concentrations d'acide gallique allant de 0 à 0,5 mg /ml a été préparée à partir d'une solution mère de 0,2 mg/ml de concentration. (Tableau 2.4)

**Tableau 2.4** : Gamme d'étalonnage de l'acide gallique

N° des tubes	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Volume pris de la solution mère (ml)	0	0.02	0.03	0.04	0.05	0.06	0.07	0.08	0.09	0.1
Volume ajouté d'eau distillée (ml)	1	0.98	0.97	0.96	0.95	0.94	0.93	0,92	0.91	0.9
Concentration final d'acide gallique (mg/ml)	0	0,1	0,15	0,20	0,25	0,30	0,35	0,40	0,45	0,5

#### 2.6.6.1.3.2. Analyse du standard et des extraits

- Introduction de 300 µl de la solution de l'acide gallique à différentes concentrations dans les tubes d'une première série et 300 µl de chaque échantillon à analyser dans les tubes d'une deuxième série.
- Ajout de 1500 µl du réactif Folin Ciocalteu puis de 1200 µl de la solution de bicarbonate de sodium dans chaque tube.
- Agitation puis incubation à l'obscurité pendant 1 heure.
- Lecture des absorbances à 760 nm.
- Le blanc est représenté donc par 300 µl d'eau distillée, additionnée de 1,5 ml du réactif de Folin-Ciocalteu et 1,2 ml de carbonate de sodium à 7,5 %.

- Voir Appendice B pour courbe d'étalonnage des composés phénoliques.

#### 2.6.6.1.3.3. Expression des résultats

La concentration en composés phénoliques est déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage de l'acide gallique (Appendice B) et exprimée en microgrammes d'équivalents d'acide gallique par 1 ml d'extrait ( $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait).

Les résultats de dosage sont la moyenne de trois essais.

#### 2.6.6.2. Dosage des flavonoïdes totaux

La méthode utilisée pour l'estimation des taux de flavonoïdes dans les différents extraits est celle avec le réactif de trichlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ) décrite par DONZO et *al.* [267].

##### 2.6.6.2.1. Principe

Les flavonoïdes forment des complexes jaunâtres en présence du chlorure d'aluminium, grâce aux groupements hydroxyles libres. Ainsi la couleur jaune obtenue est proportionnelle à la quantité des flavonoïdes dans l'extrait [268].

##### 2.6.6.2.2. Réactifs utilisés

- 2g de Chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ) dissous dans 100 ml de méthanol absolu.
- Solution mère du standard : 5 mg de quercétine dissous dans 100 ml de méthanol absolu.
- Tous les extraits aqueux.

##### 2.6.6.2.3. Mode opératoire

###### 2.6.6.2.3.1. Préparation de la gamme d'étalonnage de la quercétine

Une gamme de 10 concentrations de quercétine allant de 2,5 à 45  $\mu\text{g/ml}$  a été préparée à partir d'une solution mère de 50  $\mu\text{g/ml}$  de concentration (5 mg de quercétine dissous dans 100 ml de méthanol). (Tableau 2.5)

**Tableau 2.5** : Gamme d'étalonnage de la quercétine

N° des tubes	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Volume pris de la solution mère (ml)	0	0,15	0,3	0,6	0,9	1,2	1,5	1,8	2,1	2,4	2,7
Volume ajouté de méthanol (ml)	3	2,85	2,7	2,4	2,1	1,8	1,5	1,2	0,9	0,6	0,3
Concentration finale de quercétine ( $\mu\text{g/ml}$ )	0	2,5	5	10	15	20	25	30	35	40	45

#### 2.6.6.2.3.2. Analyse du standard

- Des aliquotes de 0,15 à 2,7 ml de la solution mère de quercétine ont été introduites dans une série de tubes à essai, le volume finale dans chaque tube a été complété à 3 ml par addition de méthanol absolu.
- 1 ml a été prélevé de chaque tube et transféré à un autre.
- 1 ml de la solution méthanoïque du chlorure d'aluminium à 2 % y a été ajouté.
- Après 10 mn, l'absorbance est lue à 430 nm.

(Voir Appendice B pour courbe d'étalonnage des flavonoïdes).

#### 2.6.6.2.3.3. Analyse des extraits

Deux séries de tubes à essai ont été préparées :

- 1 ml de chaque extrait a été introduit dans un tube de chacune des deux séries.
- 1 ml de la solution méthanoïque du chlorure d'aluminium à 2 % a été additionné à chacun des tubes de la première série.

- 1 ml de méthanol absolu a été ajouté à chacun des tubes de la deuxième série.
- Après 10 mn, l'absorbance est lue à 430 nm.

#### 2.6.6.2.3.4. Expression des résultats

Les absorbances des extraits des tubes de la 2<sup>ème</sup> série sont soustraites de celles de la 1<sup>ère</sup> série pour éviter d'éventuelles interférences des pigments tels que les caroténoïdes. La concentration en flavonoïdes est déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage de la quercétine (Appendice B) et exprimée en microgrammes d'équivalents de quercétine par 1 ml d'extrait ( $\mu\text{g EQ}/1 \text{ ml d'extrait}$ ).

Les résultats de dosage sont la moyenne de trois essais.

#### 2.6.6.3. Dosage des tanins condensés en catéchine

Le dosage des tanins condensés a été réalisé par la méthode de la vanilline décrite par DESHPANDE et *al.* [269].

##### 2.6.6.3.1. Principe

La vanilline réagit avec les flavan3-ols libres et les unités terminales des proanthocyanidines donnant une coloration rouge dont l'intensité est proportionnelle aux taux de flavanols présents dans le milieu et qui présente un maximum d'absorption à 500 nm de longueur d'onde [270].

##### 2.6.6.3.2. Réactifs utilisés

- Standard : solution mère de catéchine à 0,6 mg /ml méthanol.
- Vanilline à 1% dans du méthanol.
- HCl à 8% dans du méthanol.

- HCl à 4% : 4 ml HCl complétés à 100 ml avec du méthanol.
- Réactif de l'analyse : une part de la solution de vanilline à 1% mélangée à une part de la solution du HCl à 8%.
- La température des préparations doit être portée à 30°C.
- Tous les extraits aqueux des plantes.

#### 2.6.6.3.3. Mode opératoire

##### 2.6.6.3.3.1. Préparation de la gamme d'étalonnage de la catéchine

Une gamme de 9 concentrations de catéchine allant de 0 à 0,6 mg /ml a été préparée à partir de la solution mère (Tableau 2.6).

**Tableau 2.6** : Gamme d'étalonnage de la catéchine

N° des tubes	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Volume pris de la solution mère (ml)	0	0,25	0,75	1	1,25	1,5	2,0	2,25	2,5	3
Volume ajouté de méthanol (ml)	3	2,75	2,25	2	1,75	1,5	1	0,75	0,5	0
Concentration finale de catéchine (mg/ml)	0	0,05	0,15	0,2	0,25	0,3	0,4	0,45	0,5	0,6

##### 2.5.6.3.3.2. Analyse du standard

- Des aliquotes de 0,2 à 1,0 ml de la solution mère de catéchine ont été introduits dans une série de tubes à essai, le volume finale dans chaque tube a été complété à 1 ml par addition de méthanol absolu.
- 5 ml du réactif de l'analyse ont été ajoutés et à une minute d'intervalle à chaque tube de la série et mis par la suite au bain mari réglé à 30°C pendant 20 minutes.
- L'absorbance a été lue à 500 nm.

(Voir Appendice B pour courbe d'étalonnage des tanins condensés)

#### 2.5.6.3.3.3. Analyse des extraits

Deux séries de tubes à essai ont été préparées :

- 1 ml de chaque extrait a été introduit dans un tube de chacune des deux séries.
- 5 ml du réactif d'analyse sont additionnés à 1 minute d'intervalle dans chacun des tubes de la première série.
- 5 ml de la solution d'HCl à 4% sont additionnée à 1 minute d'intervalle dans chacun des tubes de la deuxième série.
- Les tubes sont ensuite introduits au bain marie à 30°C et laissés pendant 20 minutes.
- Lectures des absorbances à 500 nm en respectant l'intervalle d'une minute.

#### 2.5.6.3.3.4. Expression des résultats

L'absorbance des tubes de la deuxième série (les blancs) est soustraite de celle des tubes correspondants de la première série car le blanc peut être considérable pour les tissus qui contiennent une quantité importante de pigments ; Les valeurs obtenues sont utilisées pour déduire les concentrations en tanins condensés à partir de la courbe d'étalonnage obtenue avec la catéchine (Appendice B) et exprimée en microgrammes d'équivalents de catéchine par 1 ml d'extrait ( $\mu\text{g EC}/1$  ml d'extrait).

Les résultats de dosage sont la moyenne de trois essais.

#### 2.6.6.4. Dosage des tanins hydrolysables

Nous avons adopté le protocole de MOLE et WATERMAN [271], avec quelques modifications. Cette méthode est basée sur une réaction avec le chlorure ferrique

qui provoque la coloration rouge violette du complexe, d'où la formation des ions (Fe<sup>3+</sup>) [272].

1 ml de chaque extrait a été additionné à 3,5 ml d'une solution préparée à base de trichlorure ferrique (FeCl<sub>3</sub>) 0,01 M dans l'acide chlorhydrique (HCl) 0,001 M. Après 15 secondes, l'absorbance du mélange a été lue à 660 nm. Les tanins hydrolysables ont été exprimés par la formule suivante :

$$TH = \frac{A \times M \times V}{E \text{ mole} \times P}$$

Avec : TH : Tanins hydrolysables.

A : Absorbance.

E Mole : 2169 de l'acide gallique (constante exprimée en mole).

M : Masse = 300 g/Mol.

V : Volume de l'extrait utilisé 1 ml.

P : Poids de l'échantillon (g).

Les résultats sont représentés en gramme par gramme de matière sèche.

Les résultats de dosage sont la moyenne de trois essais.

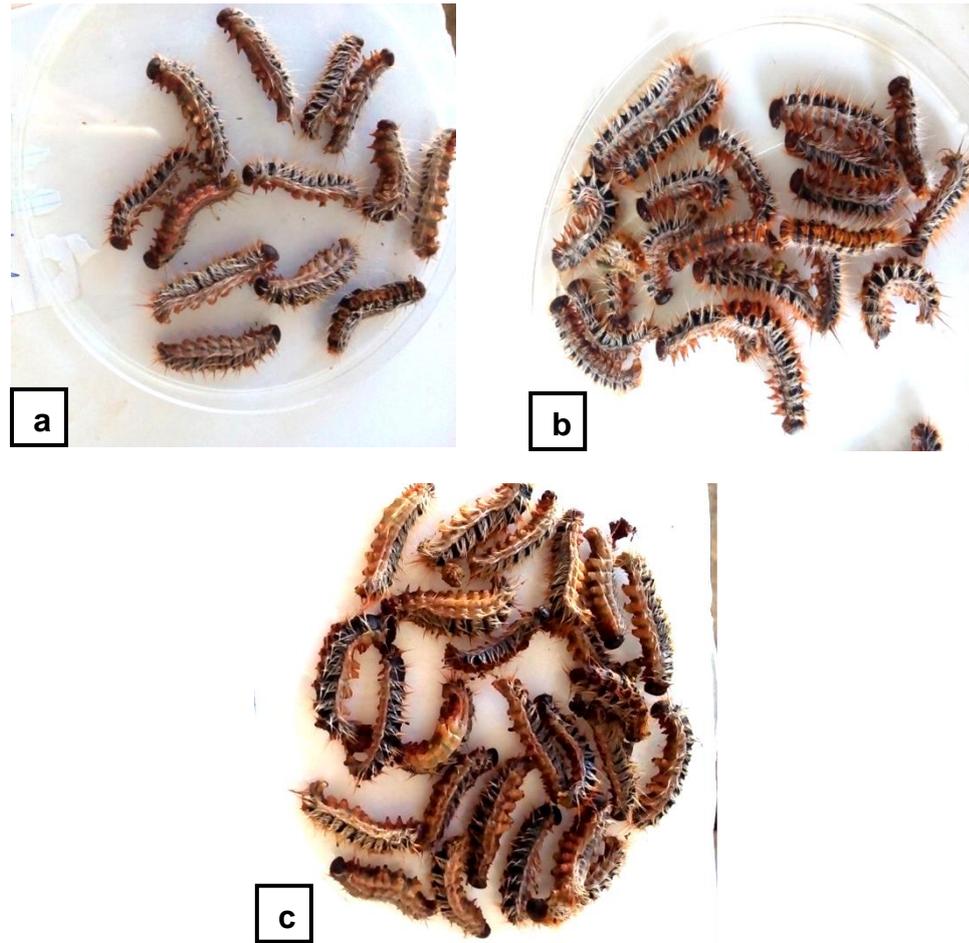
## CHAPITRE 3

### RESULTATS

#### 3.1. Etude de l'effet toxique des extraits aqueux des plantes sur les larves de la chenille processionnaire du pin *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration, contact et ingestion

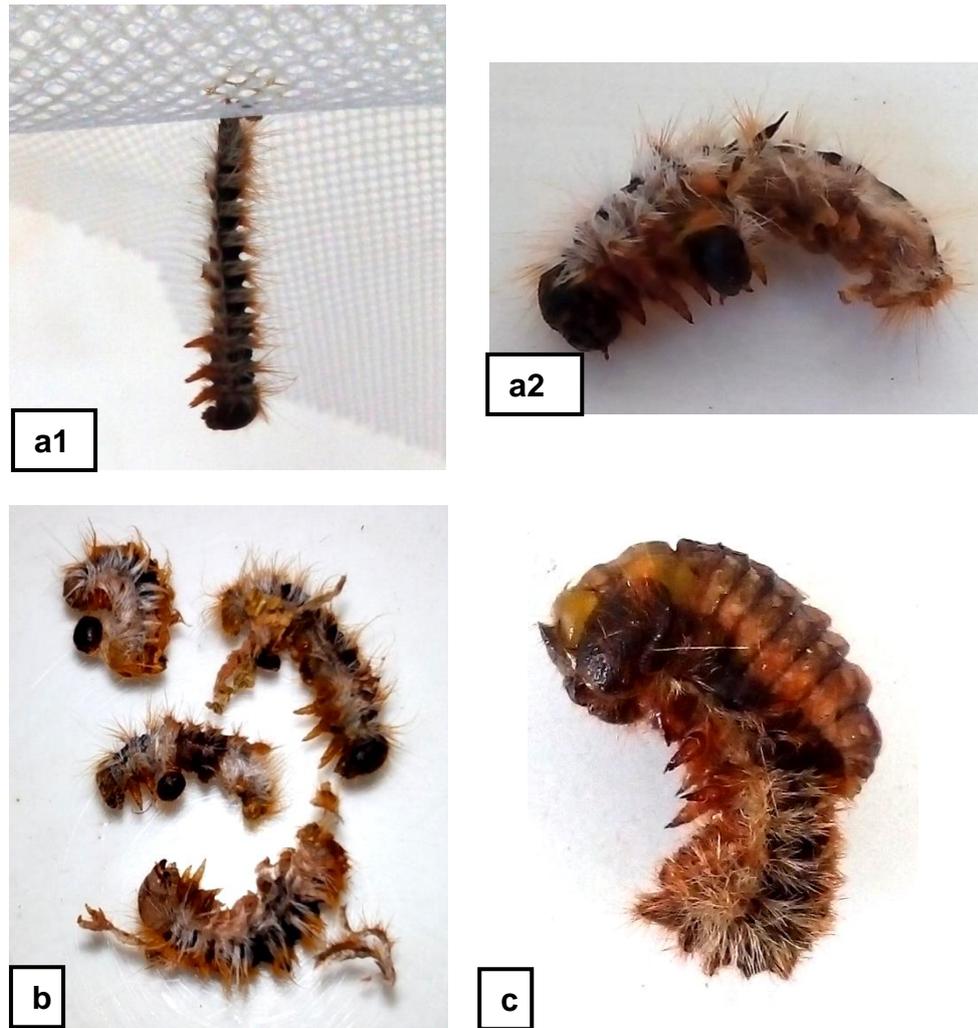
##### 3.1.1. Mortalité et symptômes

Les larves de la processionnaire du pin *T.pityocampa* ont été affectées suite aux traitements par les extraits aqueux des plantes testées, avec une augmentation des mortalités avec le temps notamment chez larves traitées par contact plus que par ingestion. Ces taux de mortalité diffèrent d'un extrait testé à un autre. La figure 3.1 présente des larves de *T.pityocampa* affectées par les extraits aqueux des plantes expérimentées.



**Figure 3.1** : Mortalités des larves de *T.pityocampa* traitées par les extraits aqueux des plantes testées. a: Extrait des tiges d'*E.camaldulensis* par contact; b: Extrait des graines de *P.lentiscus* par contact; c: Extrait des feuilles fraîches de *Z.lotus* par contact

Les chenilles semblent affaiblies et présentent des difficultés pour se débarrasser de leur exuvie ou finissent par mourir, ce qui est présenté dans la figure 3.2.



**Figure 3.2 :** Des chenilles de *T.pityocampa* traitées par les extraits aqueux des plantes testées, présentent des difficultés pour se débarrasser de leur exuvie et finissent par mourir. a1 et a2 : Extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* par contact ; b: Extrait de l'écorce d'*E.camaldulensis* par contact; c: Extrait des tige d'*E.camaldulensis* par ingestion

3.1.2. Evaluation de l'effet des extraits aqueux des plantes sur la mortalité journalière et les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration; contact et ingestion

3.1.2.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base d'*E.camaldulensis*

### 3.1.2.1.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis*

Les tableaux 3.1 et 3.2 (Appendice C), présentent les taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* à trois doses différentes, par contact et ingestion respectivement.

Les résultats indiquent que le traitement à base de l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* affiche une toxicité distincte en termes de mortalité des larves de *T.pityocampa* par rapport aux témoins. Ainsi, les 3 doses d'extrait montrent un effet larvicide plus important selon le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif  $D3 < D2 < D1$ , à l'exception des larves L4 et L5 administrées par ingestion où la dose D2 affichent les taux de mortalité les plus élevés [L4 :  $D3 (41,7\%) < D1 (54,2\%) < D2 (75,0\%)$ ], [L5:  $D3 (0,0\%) < D1 (20,0\%) < D2 (33,3\%)$ ].

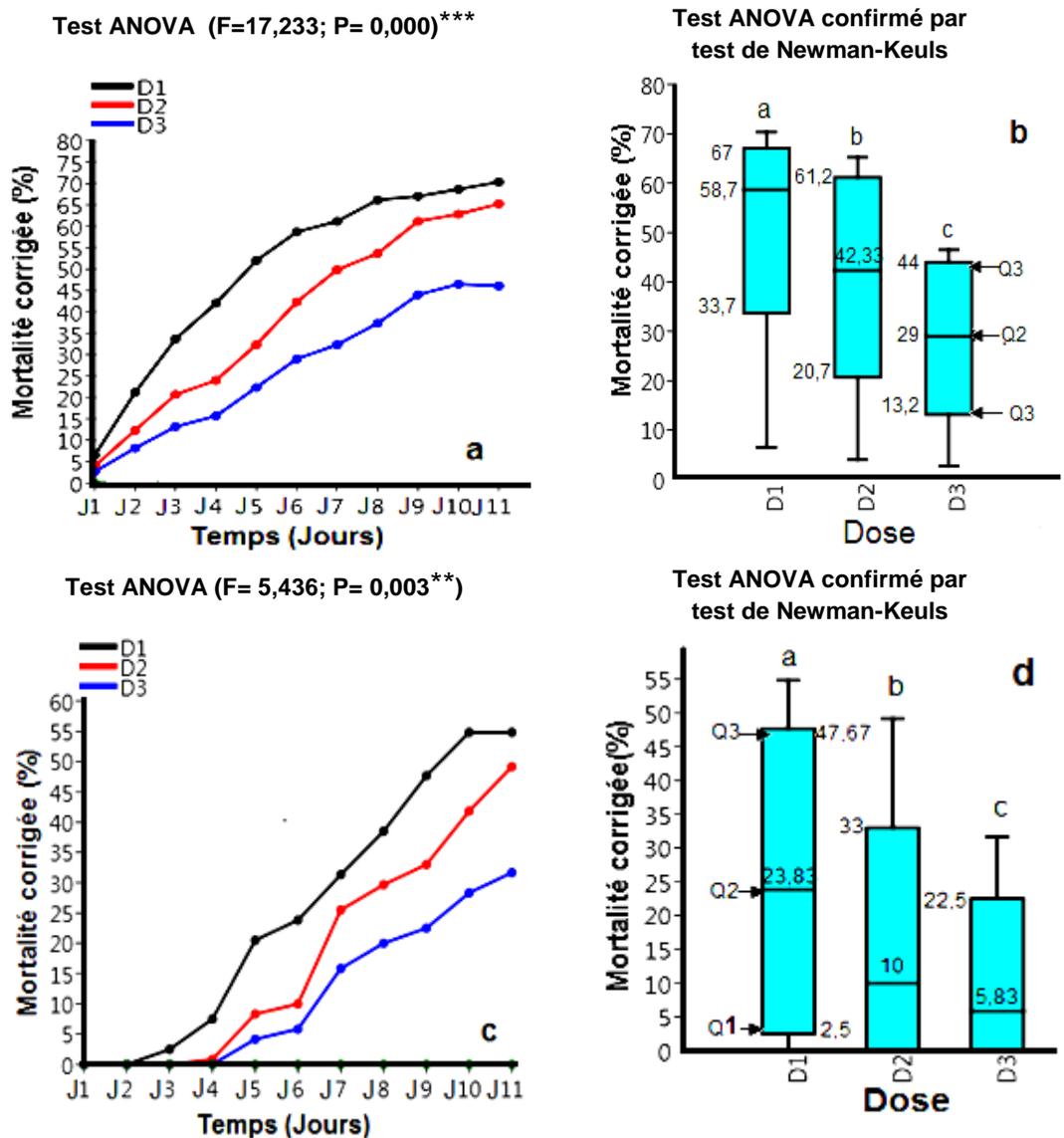
Les résultats par contact montrent que, les larves du stade L1 sont les plus vulnérables au traitement avec des taux de mortalité de 100% sous l'effet des 3 doses de l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* au dernier jour d'expérimentation, suivi des larves L2 (D1: 100,0%; D2: 87,0%; D3: 47,8%), des larves L4 (D1: 70,8%; D2: 62,5%; D3: 20,8%), et des larves L3 (D1: 54,2%; D2: 50,0%; D3: 41,7%). Les larves L5 proclament les taux les plus bas (D1 : 26,7%; D2: 26,7%; D3: 20,0%). (Tableau 3.1)

Par ailleurs par ingestion, les larves L1 sont les plus sensibles avec des proportions de mortalité les plus distincts (D1: 91,7%; D2: 70,8%; D3: 66,7%), suivi des larves L3 (D1: 58,3%; D2: 29,2%; D3: 25,0%), des larves L4 (D1: 54,2%; D2: 75,0%; D3: 41,7%), des larves L2 (D1: 50,0%; D2: 37,5%; D3: 25,0%), et des larves L5 (D1: 20,0%; D2: 33,3%; D3: 0,0%). (Tableau 3.2)

Pour chacun des stades larvaires, les taux de mortalité par contact sont très élevés par rapport à ceux enregistrés par ingestion, la dissemblance est

marquante chez les larves L3 administrées à la dose D1 et chez les larves L4 et L5 à la dose D2 ; qui affichent les valeurs de 58,3% ; 75,0% ; 33,3% en comparaison avec ceux par contact 54,2% ; 62,5% ; 26,7% respectivement.

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* sont présentées dans la figure 3.3.



**Figure 3.3 :** Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis*. a et b: par contact; c et d: par ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3, (\*\*\*) différence très hautement significative; (\*\*) différences hautement significative

D'après la figure 3.3(a), nous observons que dans le cas d'administration du bioproduit par contact, l'effet biocide sur des larves apparaît au 1<sup>er</sup> jour, il s'accroît graduellement dans le temps et nous enregistrons des taux de mortalité de l'ordre de 70,33±31,34%, 65,22± 29,19% et 46,07±32,59% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement à la fin de l'expérimentation. Par ingestion (Figure 3.3c), cette activité est tardive et elle débute au J2, J3 et J4, et atteint 54,83±25,53%; 49,17±21,93% et 31,67±24,58% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. En effet pour les deux modes, les taux de mortalité obtenus soumis à un gradient positif D3 < D2 < D1 selon le degré de concentration des dilutions utilisées.

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.3 b et d), montrent que le taux de mortalité corrigée à la forte dose D1 contact (Q1= 37,7; Q2= 58,7; Q3= 67) se rapproche de l'effet de la demi dose D2 contact (Q1=20,7; Q2= 42,33, Q3= 61,2), par contre à la faible dose D3 contact (Q1= 13,2; Q2= 29; Q3= 44), le taux de mortalité corrigée se rapproche de celui à la forte dose D1 et la demi dose D2 par ingestion (D1 ingestion: Q1=2,5; Q2= 23,83; Q3= 47,67) (D2 ingestion: Q1=0 ; Q2= 10 ; Q3= 33). Avec une différence très hautement significative par contact (F=17,233 ; P= 0,000) et hautement significative par ingestion (F= 5,436 ; P= 0,003).

#### 3.1.2.1.2. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches d'*E.camaldulensis*

Les tableaux 3.3 et 3.4 (Appendice C), présentent les taux de mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* à 3 doses différentes, par contact et ingestion respectivement.

Les tableaux 3.3 et 3.4, montrent que les larves de *T.pityocampa* traitées par le bioproduit préparé à base des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* éditent des mortalités qui détachent nettement par rapport aux témoins. Ainsi, les mortalités enregistrées suivent une allure positive D3 < D2 < D1 selon le degré de concentration

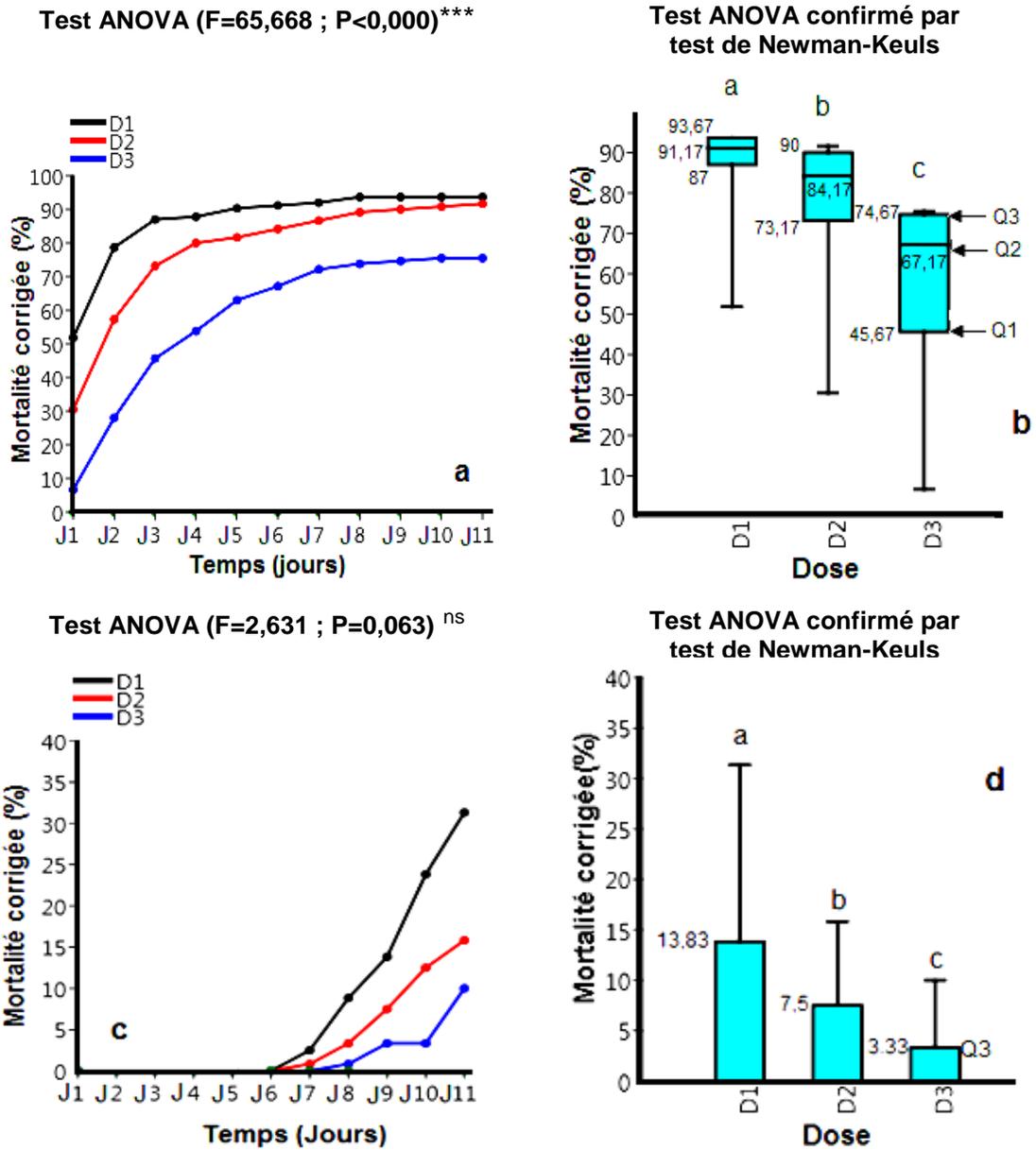
des dilutions utilisées, sauf pour des larves L5 administrées par pulvérisation directe de l'extrait, dont la dose D2 affiche le taux de mortalité le plus élevé (100,0%) par rapport à D1 (93,3%) et D3 (40,0%).

Tandis que par contact, les larves L1 et L2 sont les plus affectées dont elles dévoilent à la fin de l'expérimentation des taux de mortalité de 100% pour les 3 doses prescrites, suivi des larves L3 (D1: 100,0%; D2: 95,8%; D3: 91,7%); des larves L5 (D1: 93,3%; D2: 100,0%; D3: 40,0%) et des larves L4 (D1:75,0%; D2: 62,5%; D3: 45,8%). (Tableau 3.3)

Quant à par ingestion, les larves L1 affichent les taux de mortalité les plus culminants (D1: 62,5%; D2: 50,0%; D3: 29,2%), suivi des larves L4 (D1: 62,5%; D2: 29,2%; D3: 20,8%); des larves L3 (D1: 16,7%; D2: 0,0%; D3: 0,0%); des larves L2 (D1: 8,3%; D2: 0,0%; D3: 0,0%) et finalement des larves L5 (D1: 6,7%; D2: 0,0%; D3: 0,0%).(Tableau 3.4)

Les taux de mortalités enregistrés pour le mode contact sont très élevés par rapport à ceux de l'ingestion chez tous les stades larvaires.

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* sont présentées dans la figure 3.4.



**Figure 3.4** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camadulensis* : a et b: contact; c et d: ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; (\*\*\*) différence très hautement significative, (ns) différence non significative

Sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis*, l'évolution temporelle des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, montre l'effet biocide le plus important par contact plus que par ingestion, selon le degré de concentration des dilutions utilisées pour les deux modes respectivement.

L'effet mortel des trois doses commence le premier jour par contact et progresse graduellement dans le temps et atteint des taux de l'ordre de  $93,67 \pm 10,83\%$ ,  $91,67 \pm 16,40\%$ ,  $75,50 \pm 30,01\%$  pour les trois doses D1, D2 et D3 respectivement au dernier jour du suivi. Par ingestion, l'effet mortel du biopesticide commence au 6<sup>ème</sup> jour d'exposition pour D1 et D2, et au 7<sup>ème</sup> jour pour D3 et arrive à des taux inférieurs à  $32 \pm 28,70\%$ . (Figure 3.4 (a et c)).

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.4 b et d), montrent que la forte dose D1 par contact exerce l'effet toxique le plus importants (Q1= 87; Q2= 91,17; Q3= 93,67) par rapport au D2 (Q1= 73,17; Q2= 84,17; Q3= 90) et D3 (Q1= 45,67; Q2= 67,17; Q3= 74,67). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive. Avec une différence hautement significative pour le mode contact ( $F=65,668$  ;  $P<0,000$ ) et non significative pour le mode ingestion ( $F=2,631$  ;  $P=0,063$ ).

#### 3.1.2.1.3. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base de l'écorce d'*E.camaldulensis*

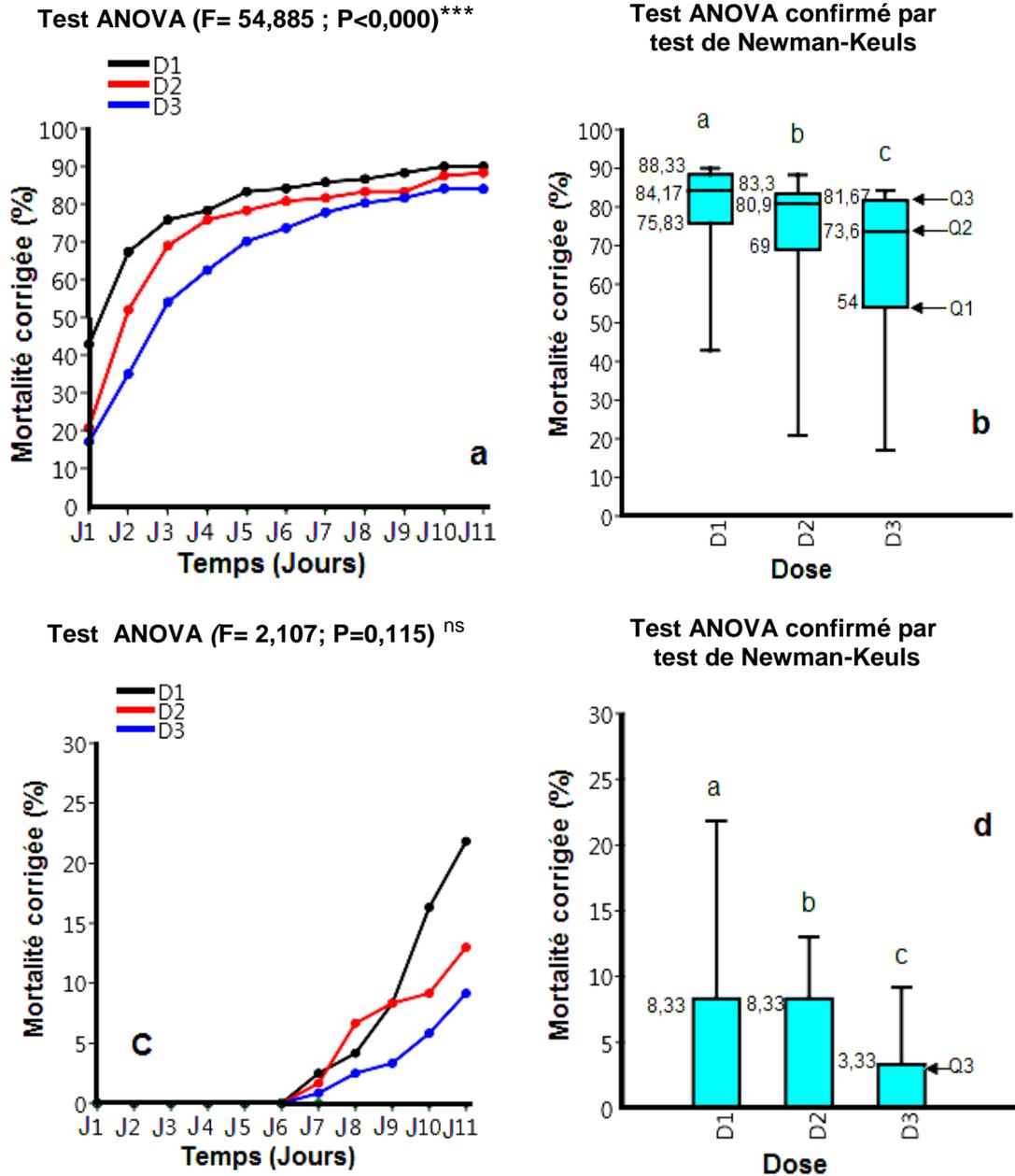
Les tableaux 3.5 et 3.6 (Appendice C), présentent les taux de mortalités journalières cumulées chez les larves des cinq stades de *T. pityocampa* traitées par l'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* à différentes trois doses, par contact et par ingestion respectivement.

Le traitement à base de l'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* déploie des mortalités chez les larves de *T.pityocampa* traitées, par rapport aux larves du bloc témoin. Ainsi, les valeurs de taux mortalité enregistrés augmentent avec le degré de concentration des dilutions utilisés  $D3 < D2 < D$ . L'exception est faite pour le cas des larves L3 administrées par contact où la dose D3 dévoile la plus grande valeur de mortalité (66,7%) par rapport à la dose D1 et D2 (62,5%), et le cas de la dose D1 chez les larves L1 par ingestion où elle affiche une valeur (41,7%) inférieure à D2 (45,8%) et D3 (45,8%), et des larves L4 où les taux de mortalité suit le gradient  $D3 (0,0\%) < D1 (4,2\%) < D2 (12,5\%)$ . (Tableaux 3.5 et 3.6)

Chez tous les stades larvaires, la toxicité du bioproduit par contact est attestée où les taux de mortalité enregistrés sont hautement distinctes de celui par ingestion. En effet, par contact, les larves L1 et L5 sont extrêmement sensibles à l'extrait (100% de mortalité pour les 3 doses), suivi des larves L2, qui dévoilent les proportions de mortalité de 100,0%; 95,7% et 87,0% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement, et des Larves L4 avec les taux de 87,5%, 83,3%; 66,7% respectivement. Tandis que les larves L3 sont moins sensibles dont elles présentent les taux les plus bas (D1: 62,5%; D2: 62,5%, D3: 66,7%).

Par ingestion, les larves L1 présentent les taux de mortalité les plus importants (D1: 41,7%; D2: 45,8%; D3: 45,8%). Cependant, chez les autres stades les valeurs de mortalité ne dépassent pas 33,3%.

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* sont présentées dans la figure 3.5.



**Figure 3.5 :** Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux d'écorce d'*E.camadulensis* : a et b : contact ; c et d : ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative; (ns) différence non significative

La figure 3.5 (a et c), montre qu'il y a une évolution progressive des moyennes des taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux de l'écorce de *E.camaldulensis*, en cas d'administration par les deux voies contact et ingestion. En effet, par contact, à partir le premier jour, nous obtenons des valeurs très importantes de mortalité qui arrivent à 90,00±16,30%;

88,30±15,95% et 84,06±16,75% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement à la fin de l'expérimentation. Par ingestion, c'est au 6<sup>ème</sup> jour qu' apparaît l'activité biocide de l'extrait avec des taux à la fin du suivi de 21,83±15,30%, 13,00±19,08% et de 9,17±20,50% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. Les résultats attestent que les valeurs de mortalité obtenues suivent le gradient positif selon le degré de concentration des dilutions utilisées D3 < D2 < D1 pour les deux modes.

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.5 b et d), confirment que la forte dose D1 par contact exerce l'effet toxique le plus important (Q1= 75,83; Q2= 84,17; Q3= 88,33) par rapport au D2 (Q1= 69; Q2= 80,9; Q3= 83,3) et D3 (Q1= 54; Q2= 73,6; Q3= 81,67). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves traitées par ingestion. Avec une différence très hautement significative par contact (F= 54,885 ; P<0,000) et non significative par ingestion (F= 2,107; P=0,115).

#### 3.1.2.1.4. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines d'*E. camaldulensis*

Les tableaux 3.7 et 3.8 (Appendice C), présentent l'évolution temporelle des mortalités journalières cumulées des larves de cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des graines d'*E.camaldulensis* à 3 doses différentes, par contact et ingestion respectivement.

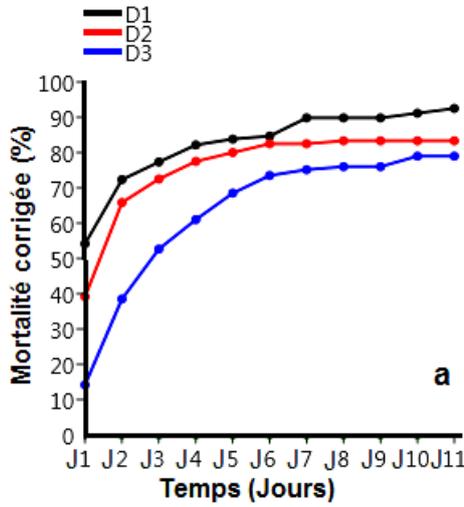
Les larves de *T.pityocampa* procèdent des mortalités suite au traitement par l'extrait aqueux des graines d'*E.camaldulensis* en comparant avec les larves témoins. Ainsi, les 3 doses expérimentées montrent un effet larvicide plus important selon le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif D3 < D2 < D1, à l'exception des larves L2 administrées par ingestion (D1 et D2 (4,2%) < D3 : 8,3%, et des larves L5 par ingestion D1 (13,3%) < D2 (20,0%) < D3 (40,0%).

Par contact (Tableau 3.7), chez les larves des trois premiers stades, l'activité insecticide de l'extrait aqueux est remarquable, elle s'est traduite par la mort de la totalité des larves (100%) sous l'effet des 3 doses au 6<sup>ème</sup> jour d'expérimentation pour L1 et L2, et au 8<sup>ème</sup> jour pour les larves L3. De même, les larves L4 affichent des taux qui ne descendent pas au delà de 75,0%; et les larves L5 révèlent des taux de 66,7%; 33,3%; 20,0% pour D1, D2 et D3 respectivement. Par ingestion (Tableau 3.8), les larves L1 dévoilent les taux les plus élevées (D1: 54,2%; D2: 54,2%, D3:33,3%); suivi des larves L5 (D1:13,3%, D2: 20,0%; D3: 40,0%), des larves L3 (D1:29,2%; D2:4,2%; D3:0,0%), des larves L4 (D1:16,7%; D2: 0,0%; D3: 0,0%) et finalement des larves L2 (D1: 4,2%, D2: 4,2%; D3: 8,3%).

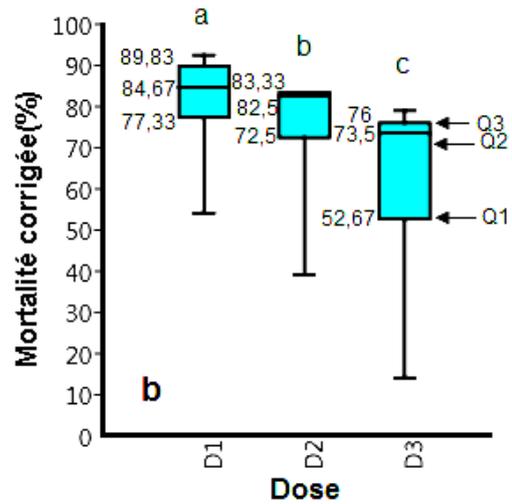
Il est à noter que l'effet toxique de l'extrait par contact est distinct par rapport à l'ingestion.

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des graines d'*E.camaldulensis* sont présentées dans la figure 3.6.

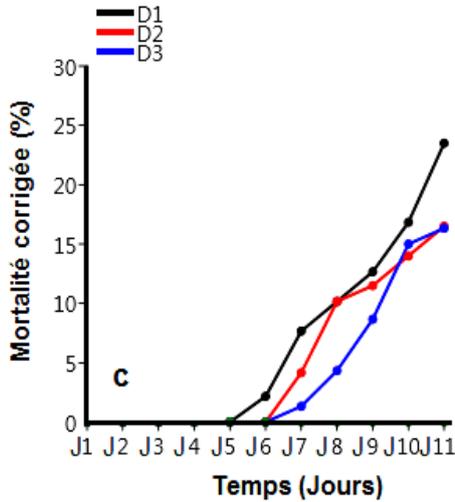
Test ANOVA ( F=85,774 ; P<0,000)\*\*\*



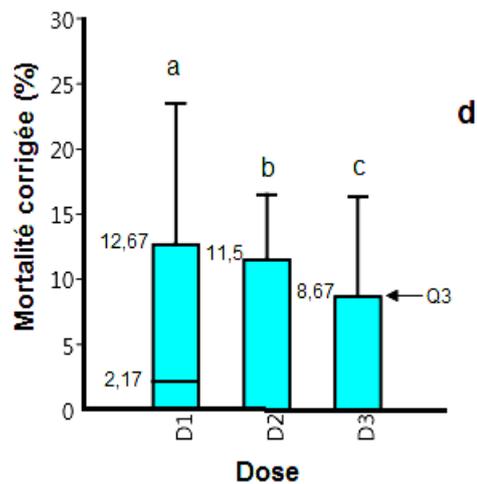
Test ANOVA confirmé par test deNewman-Keuls



Test ANOVA ( F=2,355 ; P= 0,086) ns



Test ANOVA confirmé par test de Newman-Keuls



**Figure 3.6** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des graines d'*E.camadulensis*. a et b: contact; c et d: ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; (\*\*\*) différence très hautement significative; (ns) différence non significative.

Les proportions de mortalité évoluent graduellement dans le temps, par contact à partir du premier jour d'administration aux larves pour les 3 doses prescrites, et par ingestion, à partir du 5<sup>eme</sup> pour D1, et 6<sup>eme</sup> jour pour D2 et D3. Ces valeurs atteignent 92,50±14,55%; 83,33±28,87%; 79,00±34,71% par contact, et 23,50±19,34%, 16,50±22,40% et 16,33±19,02% par ingestion pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. Il est évident que les moyennes des taux de mortalités

suit une allure positive selon le degré de concentration des dilutions de l'extrait aqueux des graines d'*E.camaldulensis* utilisées  $D3 < D2 < D1$ . (Figure 3.6 (a et c))

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.6. b et d), montrent que la forte dose D1 par contact exerce l'effet toxique le plus importants (Q1= 77,33 ; Q2= 84,67; Q3= 89,83) par rapport au D2 (Q1= 72,5; Q2= 82,5; Q3= 83,33) et D3 (Q1= 52,67; Q2= 73,5; Q3= 76). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive. Avec une différence très hautement significative par contact (  $F=85,774$ ;  $P < 0,000$ ) et non significative par ingestion ( $F= 2,355$  ;  $P= 0,086$ ).

#### 3.1.2.1.5. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges d'*E. camaldulensis*

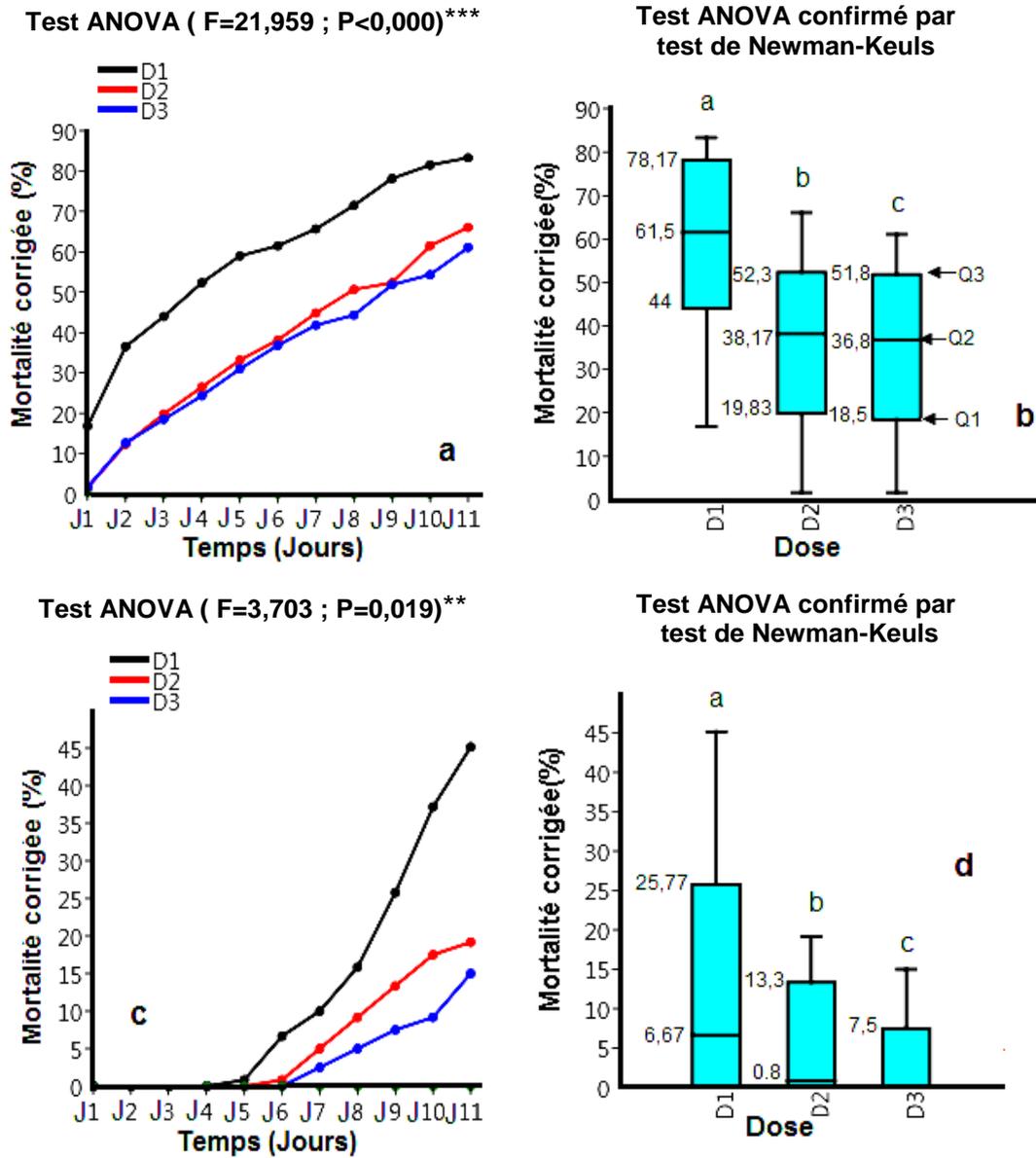
Les tableaux 3.9 et 3.10 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves de cinq stades de *T. pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* à 3 doses différentes, par contact et ingestion respectivement.

Les résultats éditent que les larves de *T.pityocampa* sont émues aux traitements préparés à base de l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis*, dont elles dévoilent des mortalités qui détachent nettement des témoins. Chez tous les stades larvaires, les taux de mortalité enregistrés sont hautement distincts de ceux par ingestion.

En effet, par contact (Tableau 3.9), les larves L1 (D1 : 100,0%; D2 : 91,7%; D3: 83,3%), les larves L3 (D1:100,0%; D2: 91,7%; D3: 91,7%) et les larves L4 (D1: 100,0%; D2: 79,2%; D3: 62,5%) sont extrêmement sensibles à l'extrait, suivi des larves L2 (D1: 56,5%; D2: 47,8%; D3: 47,8%) et des larves L5 (D1: 60,0% ; D2: 20,0%; D3: 20,0%). Par ingestion (Tableau 3.10) ; le bioproduit semble toxique sur les deux premiers stades larvaires, cette toxicité diminue graduellement chez les trois derniers stades. Chez tous les larves expérimentées, les taux de mortalité enregistrés suit un gradient positif  $D3 < D2 < D1$  selon le degré de concentration

des dilutions utilisées, à l'exception des larves L3 traitées par ingestion où la dose D2 (4,2%) < D3 (12,5%) < D1 (20,8%).

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux de tige d'*E.camaldulensis* sont présentées dans la figure 3.7.



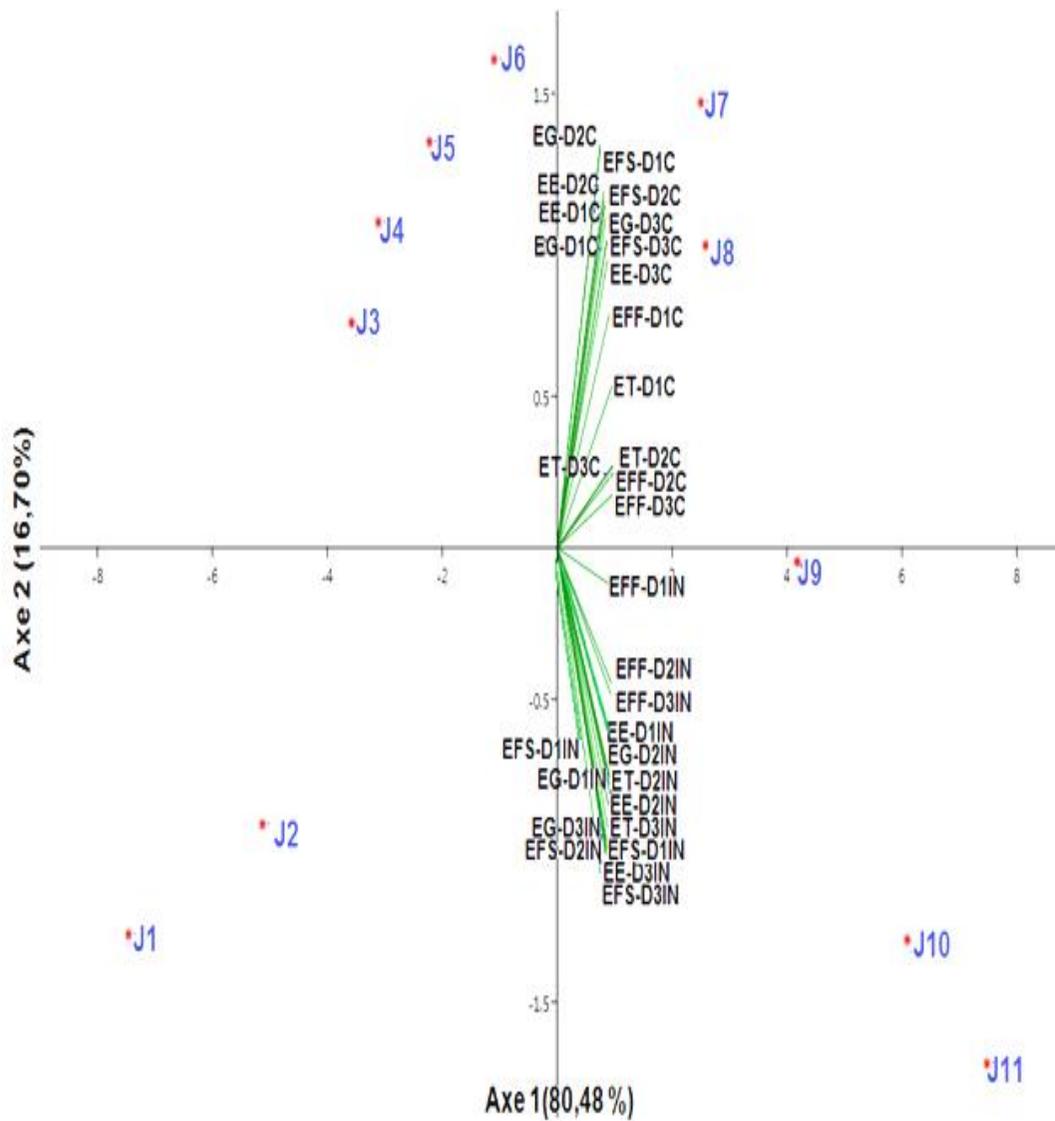
**Figure 3.7** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis*. a et b: par contact; c et d: par ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; (\*\*\*) différence très hautement significative; (\*\*) différence hautement significative.

Les variations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées enregistrées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des tiges d'*E.camaldulensis* montrent qu'il y a une évolution progressive de la mortalité avec le temps. Cette activité apparaît dès le premier jour dans le cas de pulvérisation cutanée, et par ingestion, nous enregistrons des mortalités à partir 4<sup>eme</sup>, 5<sup>eme</sup> et 6<sup>eme</sup> jour d'exposition pour les doses D1, D2, et D3 respectivement. A la fin de l'expérimentation, ces taux se stabilisent à  $83,30 \pm 22,89\%$ ,  $66,07 \pm 31,37\%$  et  $61,07 \pm 28,71\%$  par contact, et à  $45,17 \pm 33,96\%$ ,  $19,17 \pm 24,76\%$  et  $15,00 \pm 24,76\%$ , par ingestion pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. Pour les deux modes, les proportions de mortalité enregistrées à la forte dose D1 sont très importantes, suivi de celles de D2, et de D3 respectivement (Figure 3.7 (a et c)).

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.7 b et d), montrent que à la forte dose D1 contact  $Q1= 44$  ;  $Q2= 61,5$  ;  $Q3= 78,17$ ), l'effet toxique est très importants, et la demi et D2 ( $Q1= 19,83$ ;  $Q2= 38,17$ ;  $Q3= 52,3$ ) se rapprochent la faible dose D3 ( $Q1= 18,5$ ;  $Q2= 36,8$ ;  $Q3= 51,8$ ). Ces taux sont très distincts par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par ingestion. Avec une différence très hautement significative chez les larves traitées par pulvérisation directe ( $F=21,959$ ;  $P< 0,000$ ) et une différence hautement significative chez celles administrées par voie digestive ( $F=3,703$  ;  $P=0,019$ ).

#### 3.1.2.1.6. Projection des taux de mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses des extraits aqueux d'*E.camaldulensis* sur les deux axes ACP

Dans l'esprit de mieux visualiser les rapprochements de l'effet biocide des trois doses d'extraits aqueux préparées à base d'*E.camadulensis* et administrées par contact et ingestion; nous avons projeté l'ensemble des valeurs de la mortalité corrigée issue des essais d'efficacité sur les axes de l'ACP (Analyse en Composante Principale). L'ACP est satisfaisant dans la mesure où plus de 90% de la variance sont exprimées sur les deux premiers axes (Figure 3.8).



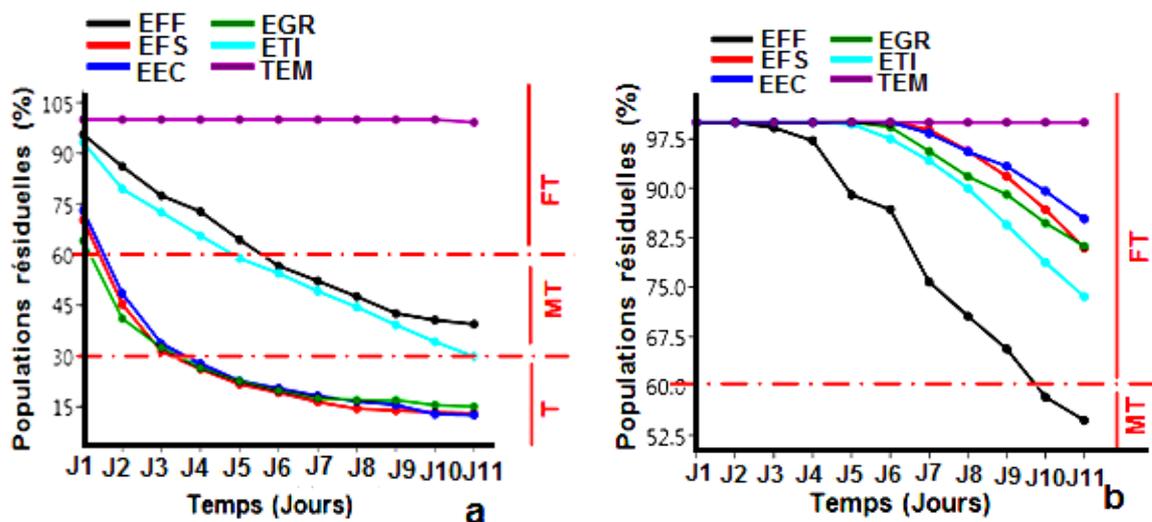
**Figure 3.8 :** Projection des moyennes des taux de mortalité corrigée de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux d' *E.camaldulensis* sur les deux axes ACP. EFF: Extrait Feuille Fraîches; EFS: Extrait Feuilles Sèches; EE: Extrait Ecorce; EG: Extrait Graine; ET: Extrait Tige; D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose3; C: Contact; IN: Ingestion; J: Jour.

Suite à la projection des variables sur l'axe 1 (80,84%), nous constatons que les vecteurs des doses des extraits du compartiment se rapprochent et s'orientent dans la même direction ; ce qui confirme l'effet analogue des traitements sur les larves de *T.pityocampa*. En se référant aux coefficients de corrélation enregistrés cette similitude est confirmée (Figure 3.8 Axe 1), dont deux l'extrait aqueux, des feuilles fraîches et des tiges, par contact présentent les plus grandes valeurs de coefficient de corrélation.

En revanche, la projection des taux de mortalité corrigée et des temps sur l'axe 2 (16,70%), démontre une dissemblance entre les vecteurs des traitements par contact et ingestion, qui débute au 3 jour pour le contact et s'étale jusqu'au 8 jour et au 9 jour. La corrélation négative entre l'effet des doses par contact et ingestion enregistré confirme cette discrimination de l'effet du temps (Figure 3.8 Axe 2)

### 3.1.2.1.7. Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base d' *E.camaldulensis*

Les fluctuations temporelles moyennes des taux des populations résiduelles observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des différents extraits d'*E.camaldulensis* par contact et ingestion sont présentées dans la figure 3.9.



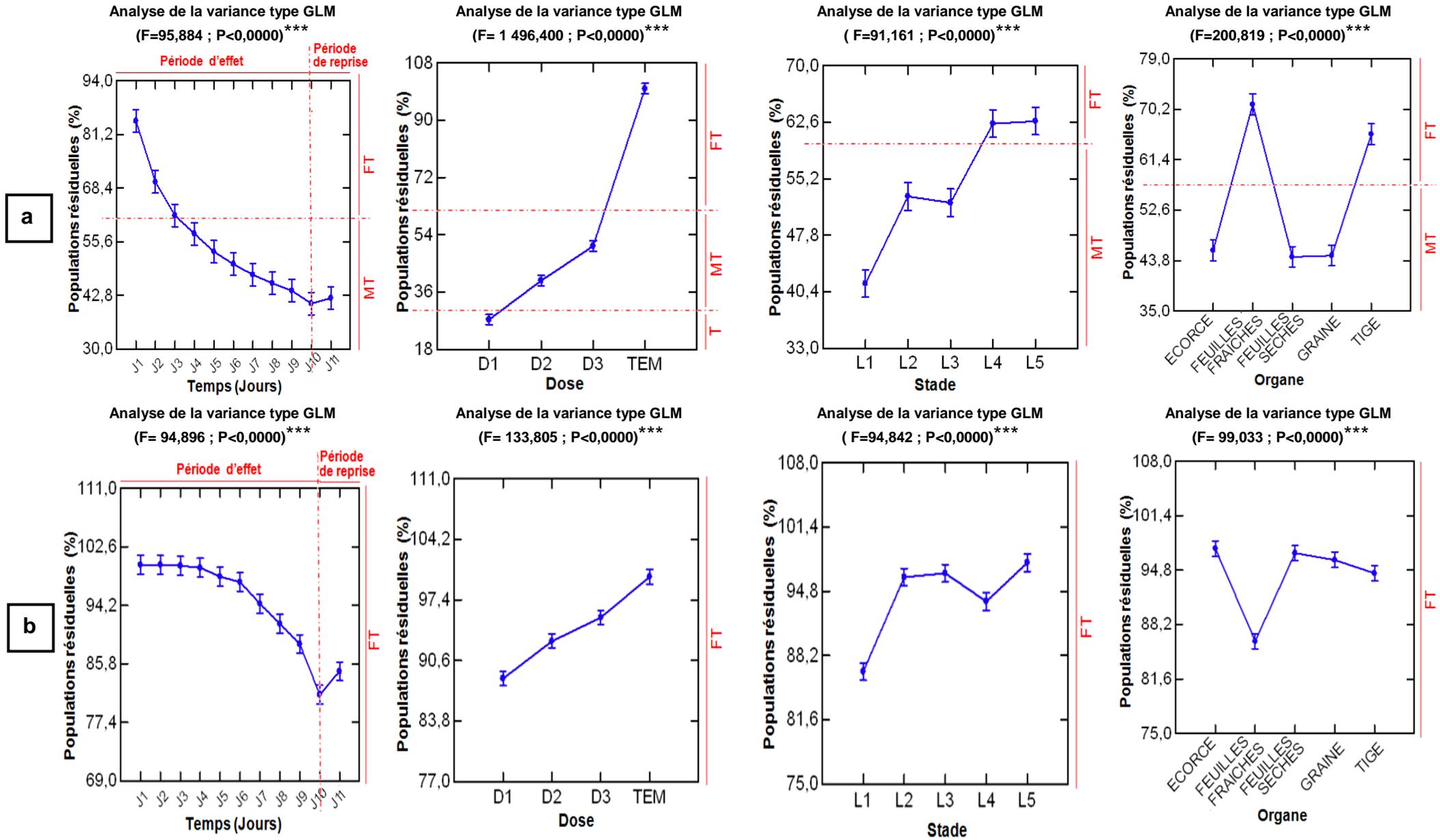
**Figure 3.9 :** Effet des extraits aqueux d'*E. camaldulensis* sur les populations résiduelles de *T.pityocampa* :a : contact :b: ingestion. EFF: Extrait Feuilles Fraîches; EFS: Extrait Feuilles sèches; EEC: Extrait Ecorce; EGR: Extrait Graines; ET: Extrait Tiges; TEM: Témoin; T: Toxique; MT: Moyennement Toxique; FT: Faiblement Toxique

Une toxicité progressive temporelle des extraits d'*E.camaldulensis* par contact sur les populations larvaires de *T.pityocampa* dès le premier jour d'administration est enregistrée. En effet, les trois extraits aqueux ; des feuilles sèches, des graines et de l'écorce ont une toxicité très remarquable à partir du 3<sup>ème</sup> jour avec des taux de populations résiduelles inférieurs à 30% qui s'étale jusqu'au 11<sup>ème</sup> jour (phase de toxicité), et l'extrait des tiges et des feuilles fraîches, révèlent une toxicité moyenne à partir le 5<sup>ème</sup> et le 6<sup>ème</sup> jour respectivement. Ces valeurs se détachent nettement du témoin. (Figure 3.9 a).

Tous les extraits d'*E.camaldulensis* utilisés par ingestion révèlent une toxicité faible sur les populations larvaires de *T.pityocampa*, à l'exception de celles des feuilles fraîches qui présentent une toxicité moyenne au 10<sup>ème</sup> jour après traitement. Ces valeurs se détachent nettement du témoin. (Figure 3.9b)

La lecture globale (GLM) (Figure 3.10 a) de l'effet temporelle et l'effet comparé des trois doses de chaque type d'extrait d'*E.camaldulensis* sur les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* par contact, montrent qu'il y a une toxicité progressive temporelle des bioproduits dès le 1<sup>ier</sup> jour d'exposition, et à partir du 3<sup>ème</sup> jour, ils prennent le statut moyennement toxique, avec une faible reprise après le 10<sup>ème</sup> jour. Les populations résiduelles présentent une gradation négative allant du lot témoin, au D3, D2 et D1, avec un effet toxique de D1, et moyennement toxique de D2 et D3. Les extraits d'*E.camaldulensis* sont moyennement toxique sur les stades L1, L2 et L3 et un effet neutre sur L4 et L5. Les 3 extraits à citer, d'écorce, des feuilles sèches et des graines expriment une toxicité moyenne et ceux des feuilles fraîches et des tiges une toxicité faible.

Les bioproduits à base d'*E.camaldulensis* utilisés par ingestion (Figure 3.10 b), prennent le statut faiblement toxique pour tous les facteurs (temps, doses, stades, type d'extrait). L'analyse de la variance pour tous les facteurs étudiés est très hautement significative pour les deux modes de traitement ( $P < 0,0000$ ).



**Figure 3.10 :** Effet des extraits aqueux d'*E.camaldulensis* type GLM sur les populations résiduelles de *T. pityocampa*.

a: par contact; b: par ingestion; T: Toxique; MT: Moyennement Toxique; FT: Faiblement Toxique, (\*\*\*) Différence très hautement significative

### 3.1.2.2. Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *P.lentiscus*

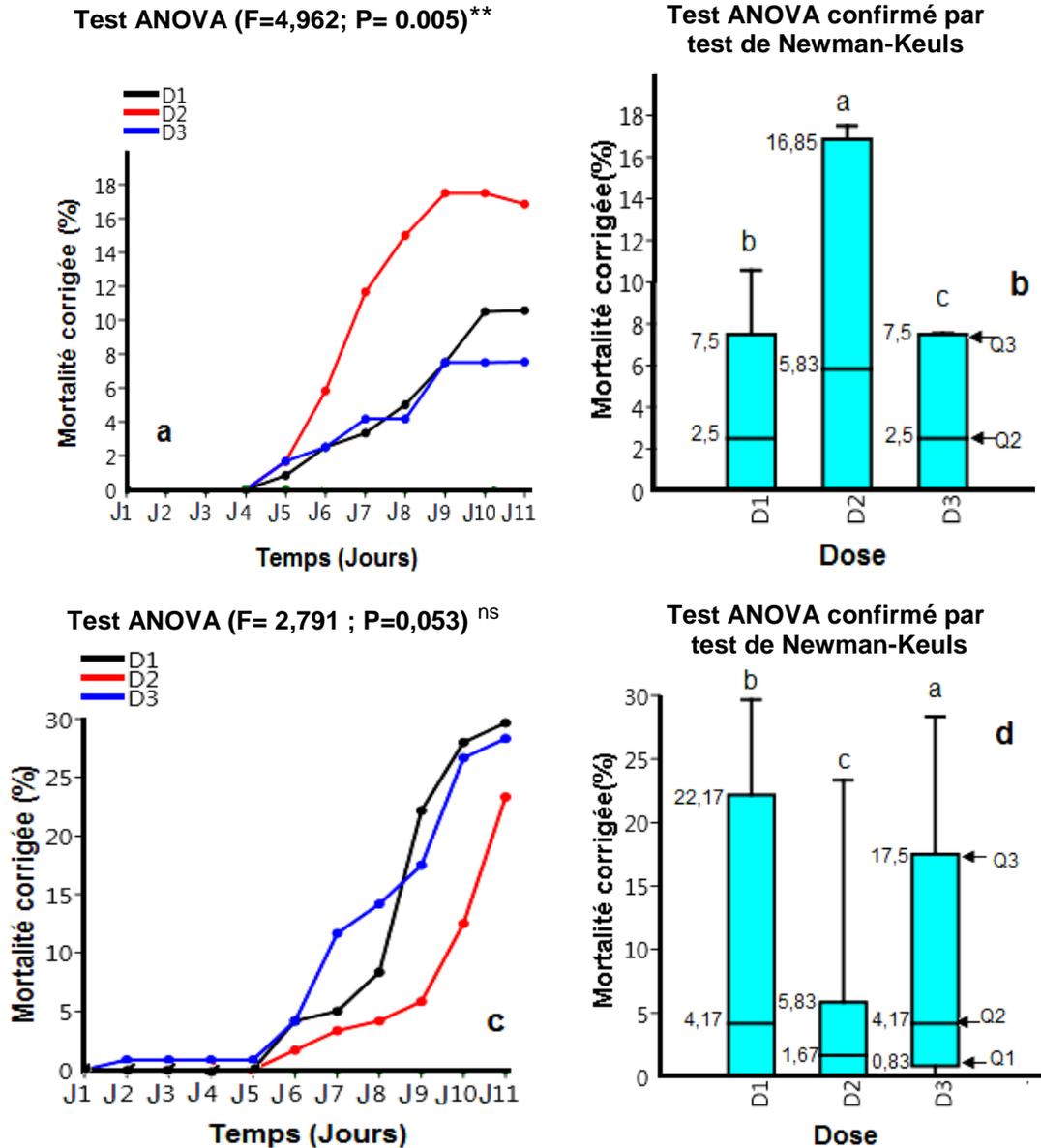
#### 3.1.2.2.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches de *P.lentiscus*

Les tableaux 3.11 et 3.12 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves de cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus* à différentes 3 doses, par contact et ingestion respectivement.

Les mortalités enregistrées chez les larves de *T.pityocampa* pulvérisées par l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus* par rapport aux témoins, ne dépassent pas 26%. En effet, sous l'effet des doses D1, D2 et D3 respectivement, les taux de mortalité sont de l'ordre de 16,7%; 25,0% ; 8,3% chez les larves L1, 18,7%; 21,7%; 4,3% chez les larves L2 4,2%; 12,5%; 16,7% chez les larves L3, 16,7%; 25,0%; 8,3% chez les larves L4 et 6,7% ; 0,0%; 0,0% chez les larves L5. (Tableau 3.11)

Les taux de mortalité par ingestion au dernier jour du suivi sont plus importants par rapport à ceux par contact. En effet, des taux sont enregistrés de 37,5%; 58,3%, 41,7% pour L1 ; des taux de 41,7%; 8,3% ; 0,0% pour L2, des taux de 29,2%; 20,8%; 41,7% pour L3, et des taux de 33,3%; 29,2%; 58,3% pour L4. Les valeurs les plus basses sont notées chez les larves L5 (D1 : 6,7%, D2 : 0,0%; D3=0,0%) (Tableau 3.12).

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus* sont présentées dans la figure 3.11.



**Figure 3.11** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus*. a et b: contact; c et d: ingestion D1: Dose 1; D2: Dose ; D3: Dose 3; (\*\*) différence hautement significative; (ns) différence non significative

Les variations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des feuilles fraîches de *P.lentiscus*, montrent un effet biocide faible par contact, dont le taux de mortalité le plus élevé est issue de l' effet de la dose D2, qui ne dépasse pas 18% au dernier jour d'expérimentation. Par ingestion, l'effet biocide commence à partir le 1<sup>er</sup> jour du traitement à la dose D3, et au 5<sup>eme</sup> jour pour D1

et D2, ces taux progressent avec le temps mais ne dépassent pas 30% au dernier jour. (Figure 3.11 (a et c))

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.11 b et d), montrent que la D2 contact exerce l'effet toxique le plus importants (Q1= 0; Q2=5,83; Q3= 16,85); tandis que la D1 et D2 se rapproche l'une à l'autre (D1 Q1= 0; Q2= 2,5; Q3= 7,5). Les taux enregistrés dans le cas d'administration par voie digestive sont supérieurs, dont les doses D1 (Q1= 0; Q2=4,17; Q3= 22,17) et D3 (Q1= 0,83; Q2=4,17; Q3= 17,5) se rapprochent. L'analyse de la variance montre l'existence d'une différence hautement significative pour le mode contact (F=4,962; P= 0,005) et une différence non significative pour le mode ingestion (F=2,791 ; P=0,053).

#### 3.1.2.2.2. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches de *P.lentiscus*

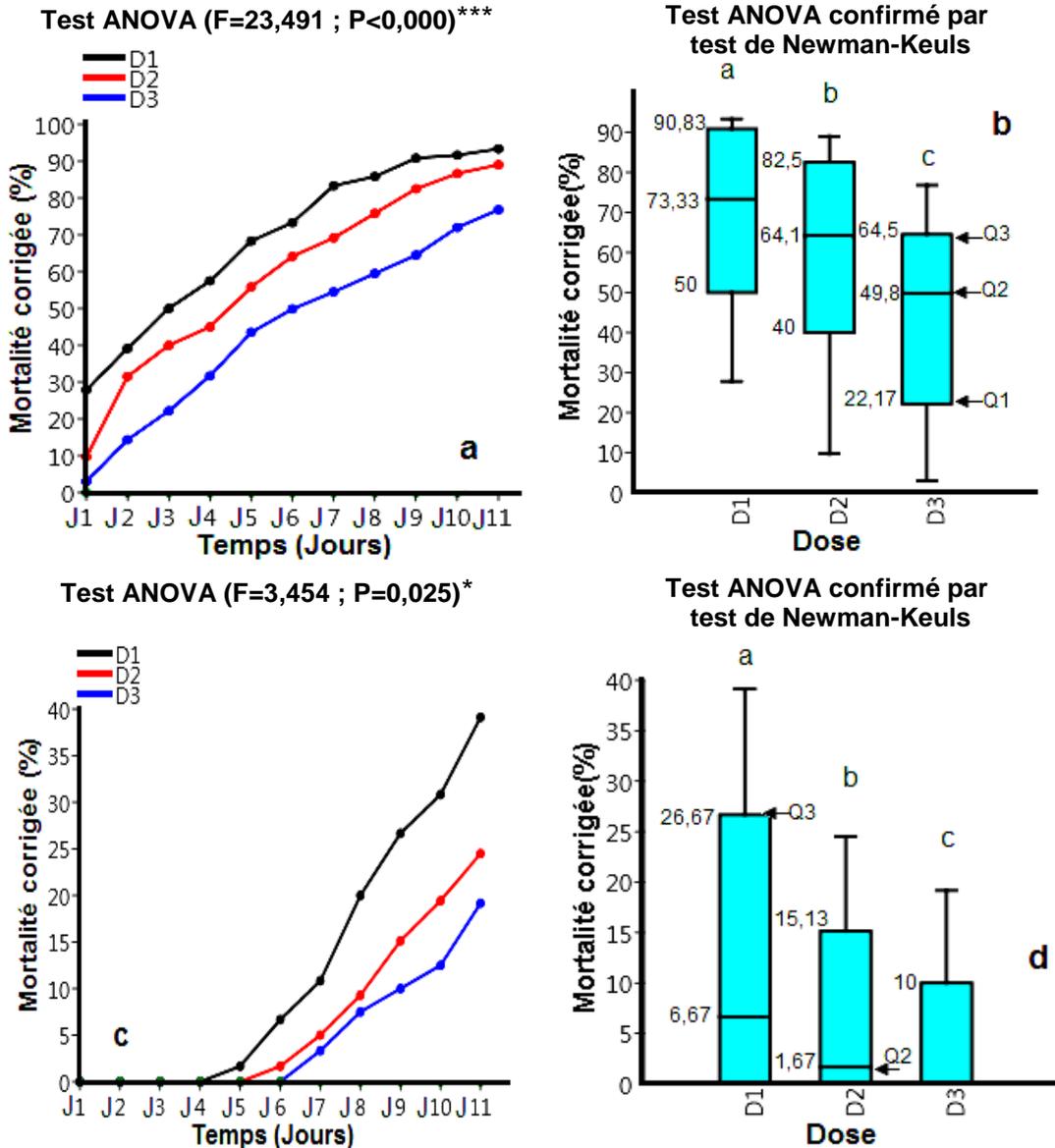
Les tableaux 3.13 et 3.14 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* à différentes doses, par contact et ingestion respectivement.

Le traitement à base de l'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* exerce une toxicité sur *T.pityocampa* qui s'est traduite par la mort des larves traitées par rapport aux larves témoins. Au dernier jour d'expérimentation, les taux de mortalité corrigées enregistrés suit le gradient positif selon le degré de concentration des dilutions utilisées D3 < D2 < D1, à l'exception du cas des larves L2 administrées par ingestion où D2 (22,5%)<D3(33,3%)<D1(50,0%) et des larves L3 par ingestion où D1(20,8%) < D2(25,0%)< D3 (25,0%).( Tableaux 3.13 ; 3.14)

En effet, par contact, les larves du premier stade L1 sont les plus affectées dont elles proclament les valeurs les plus culminants de mortalité (100,0% pour les 3 doses), suivi des larves L5 (D1:100,0% ; D2: 100,0%; D3: 93,3%), des larves L2 (D1: 100,0%; D2: 87,0%; D3: 78,3%) et des larves L4 (D1: 100,0%; D2: 91,7% D3: 62,5%). Cependant, les larves L3 affichent les taux les plus faibles par rapport aux

autres stades (66,7%; 66,7%; 50,0% pour les doses D1; D2 et D3 respectivement). Par ingestion, les larves L1 affichent les proportions des mortalités les très importants (D1: 83,2%; D2: 54,2%; D3: 25,0%), suivi des larves L2 (D1: 50,0%; D2: 22,5%; D3=33,3%), des larves L4 (D1: 41,7%; D2: 20,8%; D3: 12,5%), et des larves L3 (D1: 20,8%; D2: 25,0%; D3: 25,0%). Tandis que les larves L5 n'ont pas affecté avec des valeurs nulles sous l'effet des trois doses (0,0%).

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* sont présentées dans la figure 3.12.



**Figure 3.12** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* .a et b : contact ; c et d : ingestion ; D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*) différence juste significative.

Les variations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des feuilles sèches de *P.lentiscus* (Figure 3.12 a et c), montrent un effet biocide très important par contact plus que par ingestion. A la forte dose D1, les taux enregistrés sont les plus importants, suivi de ceux à la dose D2 et à la dose D3 respectivement.

En effet, les moyennes des taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* s'accroissent graduellement dans le temps sous l'effet du bioproduit à partir le premier d'exposition aux 3 doses pour le mode contact et à partir le 4<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 6<sup>ème</sup> jour pour les doses D1, D2, et D3 respectivement pour le mode ingestion. A la fin de l'expérimentation, ces valeurs se stabilisent à 93,33±14,91%, 89,06±13,71%, 76,82±20,84% pour les doses D1, D2 et D3 respectivement pour le mode contact, par contre, elles ne dépassent pas 40% pour le mode ingestion.

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.12 b et d), montrent que la forte dose D1 contact exerce l'effet toxique le plus importants (Q1= 50; Q2= 73,33; Q3= 90,83), la demi dose D2 (Q1= 40; Q2= 64,1; Q3= 82,5) se rapprochent la faible dose D3 (Q1= 22,17; Q2= 49,8; Q3= 64,5). Chez les larves administrées par voie digestive, l'effet de chaque dose se distingue de l'autre. L'analyse de la variance montre l'existence d'une différence très hautement significative pour le mode contact (F=23,491 ; P<0,000) et une différence juste significative pour le mode ingestion (F=3,454 ; P=0,025).

#### 3.1.2.2.3. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines de *P.lentiscus*

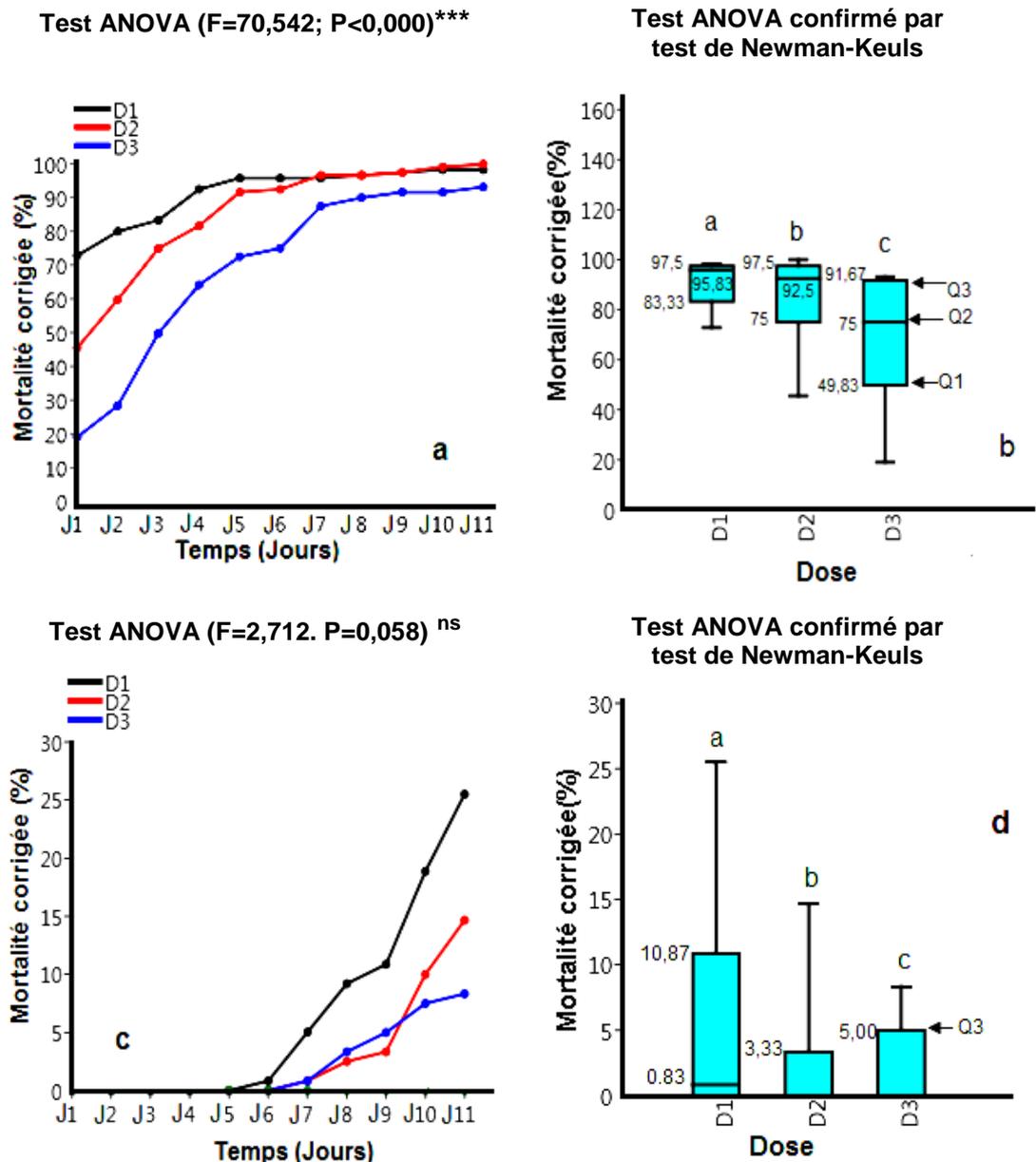
Les tableaux 3.15 et 3.16 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* à différentes doses, par contact et ingestion respectivement.

Les résultats indiquent que le traitement à base de l'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* affiche une toxicité en termes de mortalité des larves de *T.pityocampa* par rapport aux témoins. Ainsi, chez tous les stades larvaires, les taux de mortalité enregistrés suivent un gradient positif D3<D2<D1, selon le degré de concentration des dilutions utilisées. La toxicité du bioproduit par contact est attestée où les taux de mortalité enregistrés sont hautement distinctes de celui par ingestion pour tous les stades larvaires.

Les larves de *T.pityocampa* sont extrêmement vulnérables à l'extrait des graines, au traitement par contact où les proportions de mortalités sont comprises entre 82,6% et 100%. (Tableau 3.15)

En effet par ingestion ; le bioproduit semble toxique sur les deux premiers stades larvaires L1 (D1 : 50,0%; D2: 33,3%; D3: 29,2%) et L2 (D1: 45,8%, D2: 16,7%; D3: 12,5%). Cette toxicité diminue graduellement chez les trois derniers stades et traduite par des valeurs nulles de mortalité chez les larves L4 et D1 : 6,7%; D2: 6,7%; D3=0,0% chez les larves L5, et D1: 25,0%; D2: 16,7%; D3=0,0% chez les larves L3 . (Tableau 3.16)

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* sont présentées dans la figure 3.13.



**Figure 3.13** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus*. a et b : contact ; c et d : ingestion D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2; D3: Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative; (ns) différence non significative.

Les moyennes des taux de mortalités enregistrées sont très importants dès le premier jour d'administration de l'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* aux larves de *T.pityocampa* par contact, ces taux progressent graduellement dans le temps jusqu'au dernier jour de suivi pour arriver à  $98,33 \pm 3,73\%$ ,  $100 \pm 0,00\%$  et  $93,18 \pm 9,33\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement (Figure 3.13 a). Par ingestion, nous observons que ces moyennes évoluent à partir le 5<sup>ème</sup> jour pour la

dose D1, et le 6<sup>ème</sup> jour pour la demi et la faible dose D2 et D3, pour atteindre  $25,5 \pm 22,47$  %;  $14,67 \pm 12,61$ % et  $8,33 \pm 12,84$ % pour les trois doses respectivement. (Figure 3.13 c)

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.13 b et d), montrent que la forte dose D1contact exerce l'effet toxique le plus important (Q1= 83,33; Q2= 95,83; Q3= 97,5) par rapport au D2 (Q1= 75; Q2= 92,5; Q3= 97,5) et D3 (Q1= 49,83; Q2= 75; Q3= 91,67). Ces taux sont très élevés par rapport à celles enregistrés chez les larves administrées par ingestion. Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=70,542$ ;  $P<0,000$ ) et non significative par ingestion ( $F=2,712$ .  $P=0,058$ ).

#### 3.1.2.2.4. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges de *P. lentiscus*

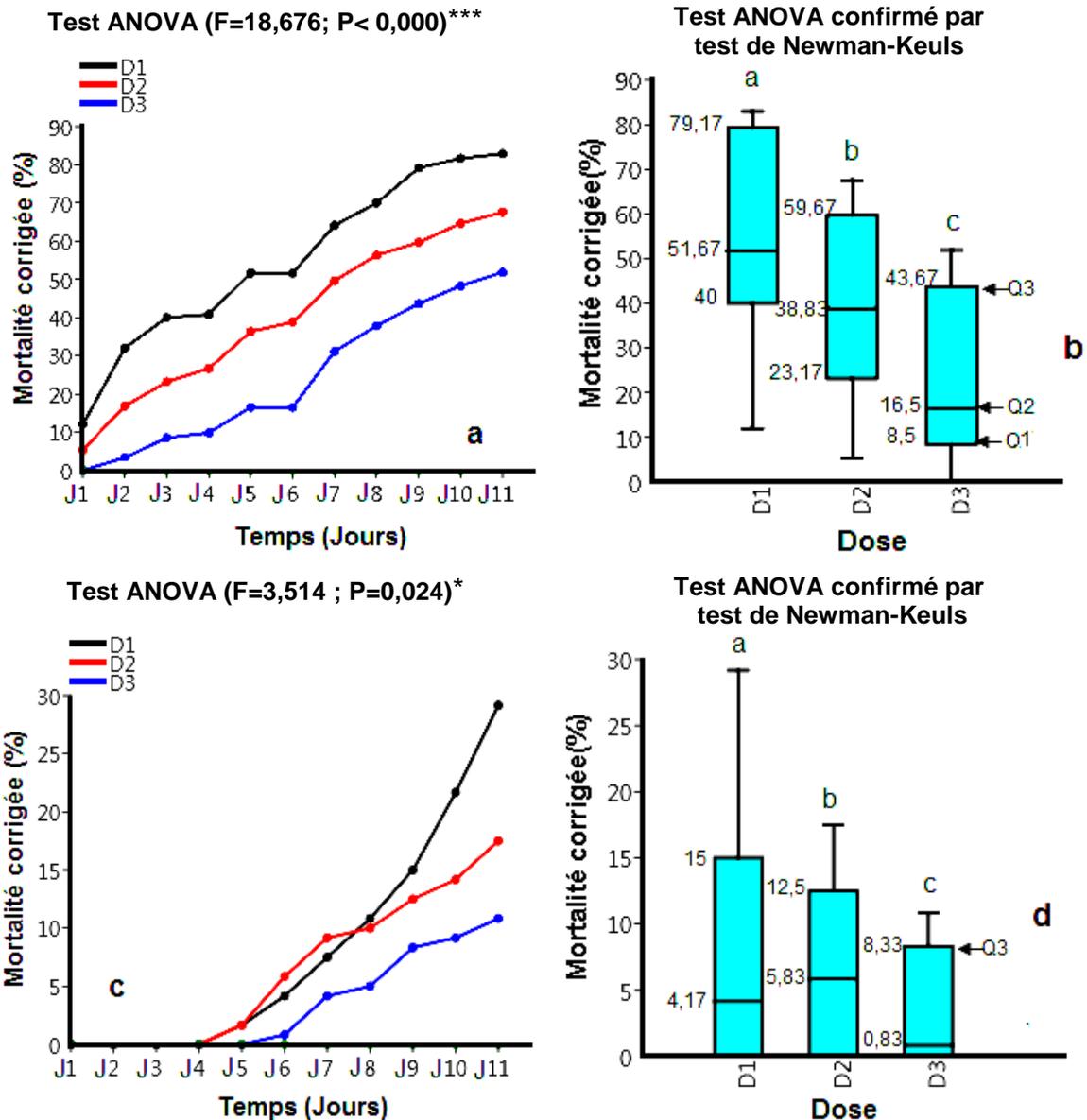
Les tableaux 3.17 et 3.18 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* à différentes 3 doses, par contact et ingestion respectivement.

Les résultats témoignent que tous les stades larvaires de *T.pityocampa* affichent des mortalités suite au traitement par contact à l'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* par rapport aux larves témoins. Au dernier jour du suivi, les taux enregistrés augmentent avec le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif  $D3 < D2 < D1$  à l'exception des larves L1 par contact où  $D2 (66,7\%) < D3 (79,2\%) < D1 (91,7\%)$ . (Tableau 3.17)

En effet, par contact (Tableau 3.17), nous enregistrons les valeurs de mortalité les plus importantes chez les larves L1 (D1: 91,7%; D2:66,7%; D3=79,2%), suivi des larves L3 (D1: 83,3%; D2: 79,2%; D3: 66,7%), suivi des larves L4 (D1:91,7%; D2:70,8%; D3: 54,2%) et des larves L5 (D1: 100,0%; D2:73,3%; D3=33,3%). Les larves L2 affichent les valeurs les plus basses de mortalité 47,8%; 47,8%; 26,1% pour les dose D1, D2 et D3 respectivement.

Les deux premiers stades larvaires L1 et L2 de *T.pityocampa* affichent des mortalités suite au traitement par l'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* par ingestion. Ces taux sont de l'ordre de D1: 70,8%; D2: 45,8%; D3: 33,3% pour les larves L1 et D1: 62,5%; D2: 41,7%; D3: 20,8% pour les larves L2. En revanche, les trois derniers stades (L3, L4 et L5) proclament des valeurs nulles de mortalité. (Tableau 3.18)

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* sont présentées dans la figure 3.14.



**Figure 3.14** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* ; a et b: contact; c et d: ingestion D1 : Dose 1; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*) différence juste significative.

L'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* exerce un effet toxique dès le premier jour d'administration aux larves de *T.pityocampa* par contact, pour progresser jusqu'au dernier jour de suivi et libeller des taux de mortalité de  $82,90 \pm 20,47\%$ ;  $67,56 \pm 11,93\%$  et  $51,88 \pm 22,24\%$  pour D1, D2 et D3 respectivement. (Figure 3.14 (a)).

L'effet toxique du bioproduit par ingestion est tardif, les mortalités se manifestent à partir le 5<sup>ème</sup> jour pour D1, et le 6<sup>ème</sup> jour pour D2 et D3, au dernier jour de suivi, les taux de mortalité arrivent à  $29,17 \pm 34,74\%$ ,  $17,50 \pm 24,01\%$  et  $10,33 \pm 15,48\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. (Figure 3.14 (c)).

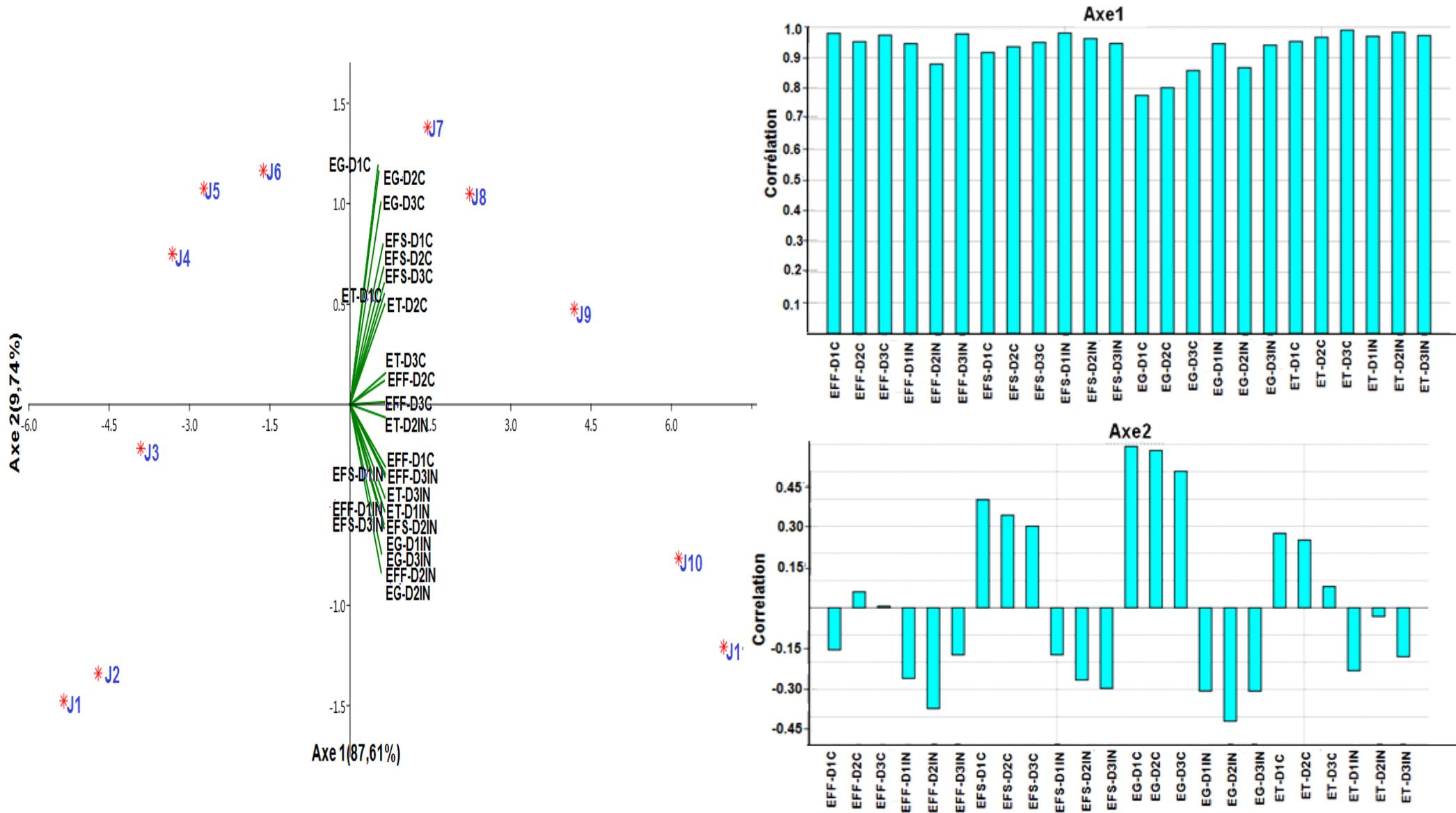
Dans les deux cas d'administrations, les taux de mortalité enregistrés sous l'effet des trois doses suivent une allure positive selon le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$ .

Les boites graphiques en Box-Plot (Figure 3.14 b et d), montrent que la forte dose D1 contact (Q1= 40; Q2= 51,67; Q3= 79,17) a l'effet toxique le plus importants par rapport au D2 (Q1= 23,17; Q2= 38,83; Q3= 59,67) et D3 (Q1= 8,5; Q2= 16,6; Q3= 43,67). Ces taux sont très importants par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive. Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=18,676$ ;  $P < 0,000$ ) et juste significative par ingestion ( $F=3,514$  ;  $P=0,024$ )

#### 3.1.2.2.5. Projection des taux de mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux de *P.lentiscus* sur les deux axes ACP

La projection des variables de mortalité sur l'axe 1 (87,61%), montre qu'il y a une similitude d'effet des doses des extraits aqueux de *P.lentiscus* par contact et ingestion sur les larves de *T.pityocampa*, avec un effet de forte corrélation est signalé chez les larves administré par l'extrait des feuilles fraîches et des tiges (Figure 3.15 Axe 1).

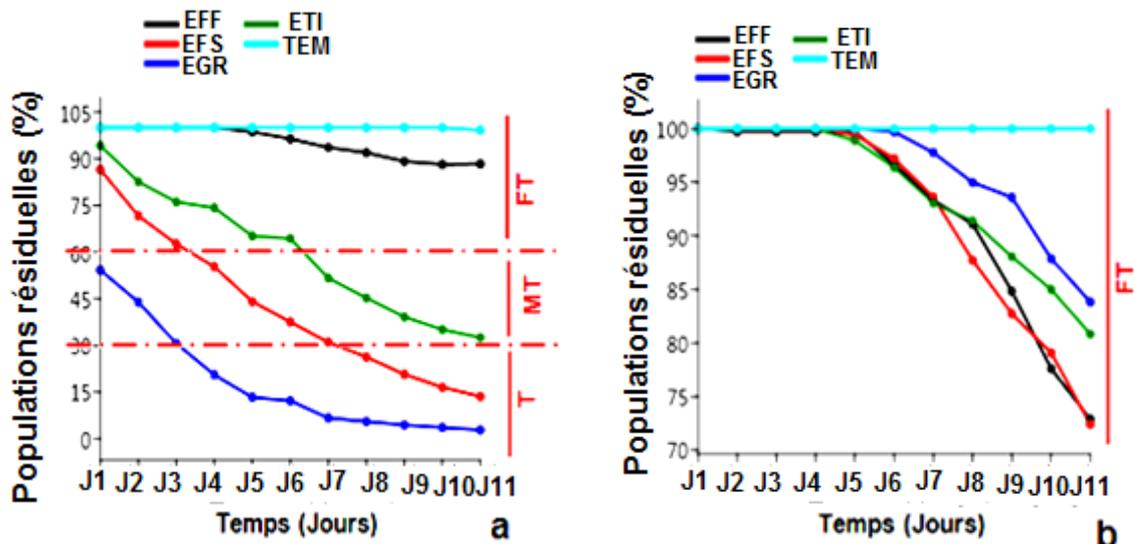
La projection des taux de mortalité corrigée et des temps sur l'axe 2 (9,74%), démontre une dissemblance entre les vecteurs des traitements par contact et ingestion, qui débute au 4 jour pour le contact et s'étale jusqu'au 9 jour et au 10 jour pour l'ingestion. La corrélation négative entre l'effet des doses par contact et ingestion confirme cette discrimination de l'effet de temps. (Figure 3.15 Axe 2)



**Figure 3.15 :** Projection des des moyennes taux de mortalité corrigée de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux de *P.lentiscus* sur les deux axes ACP. EFF : Extrait Feuilles Fraîches ; EFS: Extrait Feuilles Sèches; EG ; Extrait Graines; ET : Extrait Tiges ; D1 : Dose 1 ; D2, Dose 2 ; D3 : Dose 3, C : Contact; IN : Ingestion

### 3.1.2.2.6. Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *P.lentiscus*

Les variations temporelles des moyennes des taux des populations résiduelles observées chez les larves de *T.pityocampa*., sous l'effet des différents extraits aqueux de *P.lentiscus* sont présentées par la figure 3.16.

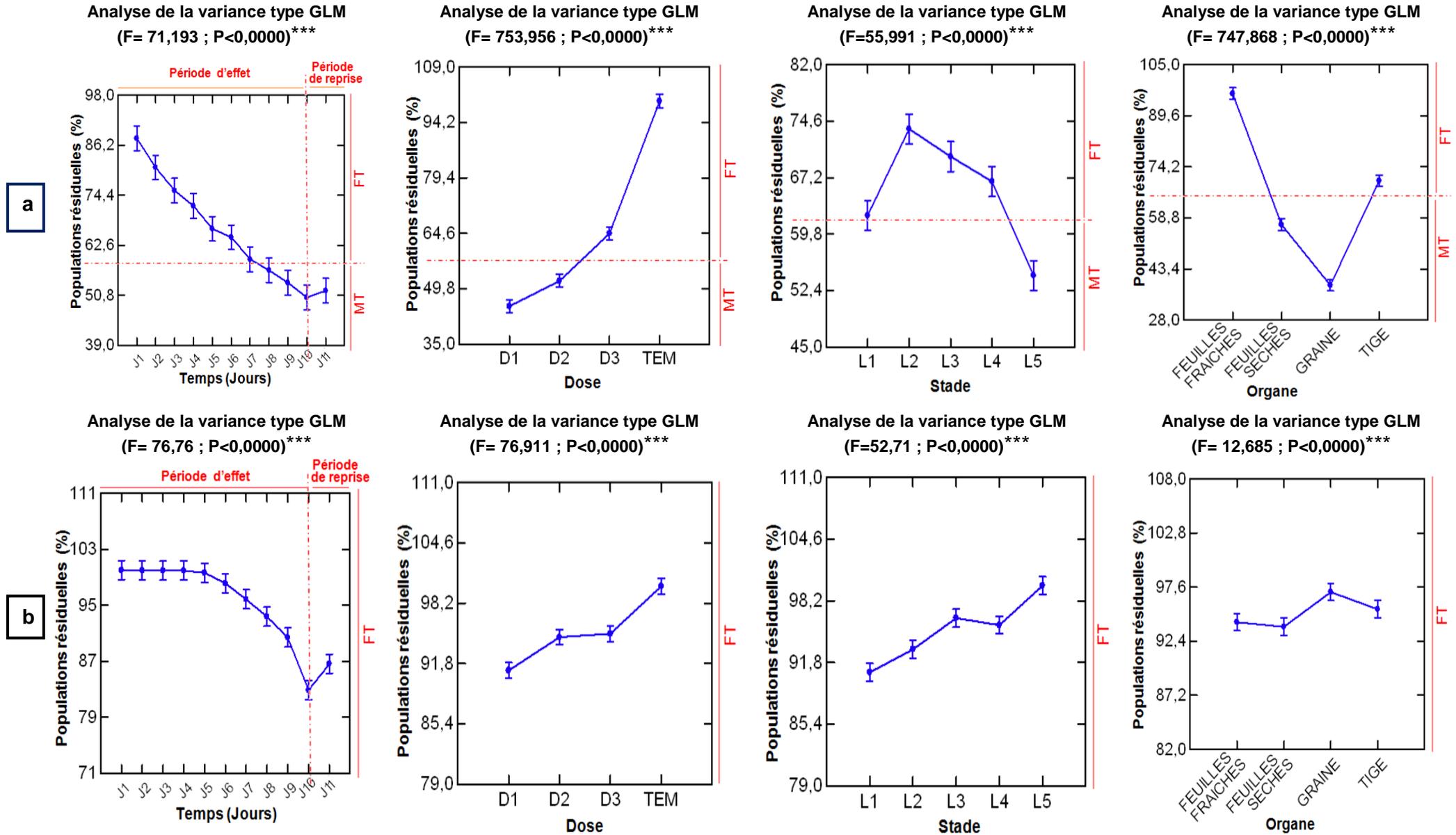


**Figure 3.16** : Effet des extraits aqueux de *P.lentiscus* sur les populations résiduelles de *T.pityocampa*. EFF: Extrait Feuilles Fraîches; EFS: Extrait Feuilles Sèches ; EGR: Extrait Graines; ET : Extrait Tiges ; TEM: Témoins; T : Toxique ; MT : Moyennement Toxique ; FT: Faiblement Toxique

Les variations temporelles des moyennes des taux des populations résiduelles observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des différents extraits de *P.lentiscus* montrent qu'il y a une toxicité progressive et très importante par contact (Figure 3.16 a), des deux extraits ; des graines et des feuilles sèches qui affichent une toxicité à partir le 3<sup>ème</sup> et le 7<sup>ème</sup> jour respectivement, cette toxicité s'étale jusqu'au 11<sup>ème</sup> jour (phase de toxicité). En revanche, l'extrait des tiges révèle une toxicité moyenne à partir du 6<sup>ème</sup> jour. Tandis que celui des feuilles fraîches déploie une toxicité faible le long de phase de l'expérimentation. Par ingestion (Figure 3.16 b), tous les extraits de *P.lentiscus* se révèlent faiblement toxiques sur les populations larvaires de *T.pityocampa*. Ces valeurs se détachent

nettement du témoin. La Figure 3.17 présente la lecture globale type GLM de l'effet des extraits aqueux de *P.lentiscus* sur les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa*. La lecture globale type GLM (Figure 3.17 a), montre qu'il y a une toxicité progressive temporelle neutre des extraits de *P.lentiscus* sur les populations larvaires de *T.pityocampa* par contact, à partir le 7<sup>ème</sup> jour ils deviennent moyennement toxiques. Les bioproduits formulé à forte dose (D1) et demi dose D2, révèlent une toxicité moyenne, tandis qu'à la faible dose D3, la toxicité est faible. Les larves L5 avérées les plus sensibles et affectées par les extraits de lentisque et les larves L2 sont les plus résistantes. Concernant le type d'extrait, la lecture globale nous a permis de dire que l'extrait des graines et des feuilles sèches ont une toxicité moyenne sur les larves de *T.pityocampa* et ceux des tiges et des feuilles fraîches ont un effet neutre.

Les extraits de *P.lentiscus* par ingestion prennent le statut neutre pour les 4 facteurs étudiés (temps, doses, stade, type d'extrait). L'analyse de la variance pour tous les facteurs étudiés est très hautement significative pour les deux modes de traitement ( $P < 0,0000$ ). (Figure 3.17 b).



**Figure 3.17** : Effet des extraits de *P.lentiscus* sur les populations résiduelles de *T.pityocampa* type GLM par a: contact; b : ingestion  
T : Toxique ; MT : Moyennement Toxique ; FT: Faiblement Toxique ; (\*\*\*) Différence très hautement significative

### 3.1.2.3. Evolution temporelle de la mortalité journalière et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *Z.lotus*

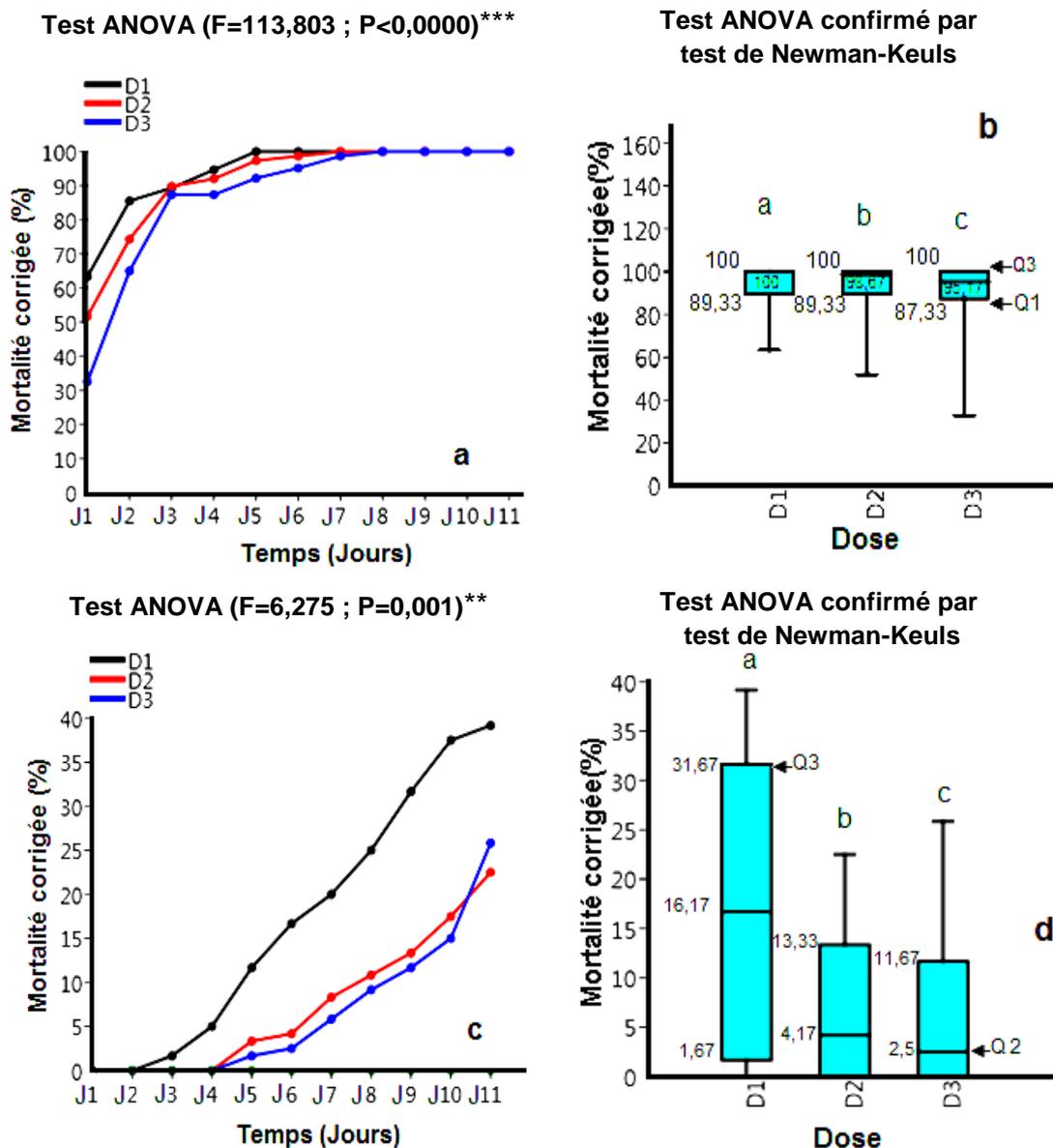
#### 3.1.2.3.1. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles fraîches de *Z. lotus*

Les tableaux 3.19 et 3.20 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus* à différentes doses, par contact et ingestion respectivement.

Les résultats indiquent que les larves de *T.pityocampa* sont affectées après traitement par l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus*, dont elles affichent des mortalités importantes comparativement aux larves témoins. Au dernier jour de l'expérimentation, les taux de mortalités enregistrés suit un gradient positif selon le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$ , à l'exception des larves L2 (D1 : 62,5%; D2 : 37,5%; D3: 41,7%) et L3 (D1=25,0%; D2=4,2%; D3=16,7% ) traitées par ingestion dont le gradient est de  $D2 < D3 < D1$ .

Les taux de mortalité enregistrés par contact sont très élevés par rapport à l'ingestion. En effet, à la fin de la période du suivi, on a eu la mortalité de toutes les larves (100,0%) (Tableau 3.19). Par ingestion, les larves L1 semblent les plus vulnérables à l'extrait des feuilles fraîches de *Z.lotus* avec des proportions de mortalité très importantes (D1 : 100,0%; D2: 70,8%; D3: 70,8%) suivi des larves L2 (D1: 62,5%; D2: 37,5%, D3: 41,7%). Les larves L3 avèrent moyennement affecter dont elles présentent les taux de (D1: 25,0%; D2: 4,2%; D3: 16,7%). Les larves L4 n'ont été que faiblement sensibles à la dose D1 (8,3%), tandis que les larves L5 n'ont pas affecté avec des valeurs nulles de mortalité sous l'effet des 3 doses prescrites. (Tableau 3.20)

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observées chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches *Z.lotus* sont présentées dans la figure 3.18.



**Figure 3.18** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus* . a et b : contact ; c et d : ingestion D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*\*) différence hautement significative.

L'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus* exerce un effet toxique immédiat dès le premier jour de traitement aux larves de *T.pityocampa* par contact, traduite par des proportions importantes de mortalité qui s'accroît graduellement dans le temps

jusqu'au dernier jour de suivi pour atteindre  $100 \pm 0,00\%$  au 5<sup>ème</sup>, 6<sup>ème</sup> et 7<sup>ème</sup> jours aux doses D1, D2 et D3 respectivement (Figure 3.18 a). Par ingestion, l'effet insecticide débute au 2<sup>ème</sup> jour pour la dose D1, et au 4<sup>ème</sup> jour pour les doses D2 et D3, au dernier jour du suivi des taux de mortalité enregistrés sont de l'ordre de  $39,17 \pm 41,62\%$ ;  $22,50 \pm 31,26\%$  et  $25,83 \pm 30,39\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement (Figure 3.18 c).

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.18 b et d), montrent l'effet similaire des 3 doses expérimentées par contact, dont les valeurs se rapproches les uns aux autres (D1: Q1= 83,33; Q2= 95,83; Q3= 97,5) (D2: Q1= 75; Q2= 92,5; Q3= 97,5) (D3: Q1= 49,83; Q2= 75; Q3= 91,67). Ces taux sont très élevées par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive dont la forte dose D1 (Q1= 1,67; Q2= 16,17; Q3= 31,67) exerce un effet distinct par rapport à D2 (Q1= 0; Q2= 4,17; Q3= 13,33) et D3 (Q1= 0; Q2= 2,5; Q3= 11,67). Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=113,803$ ;  $P < 0,0000$ ) et hautement significative par ingestion ( $F=6,275$ ;  $P=0,001$ ).

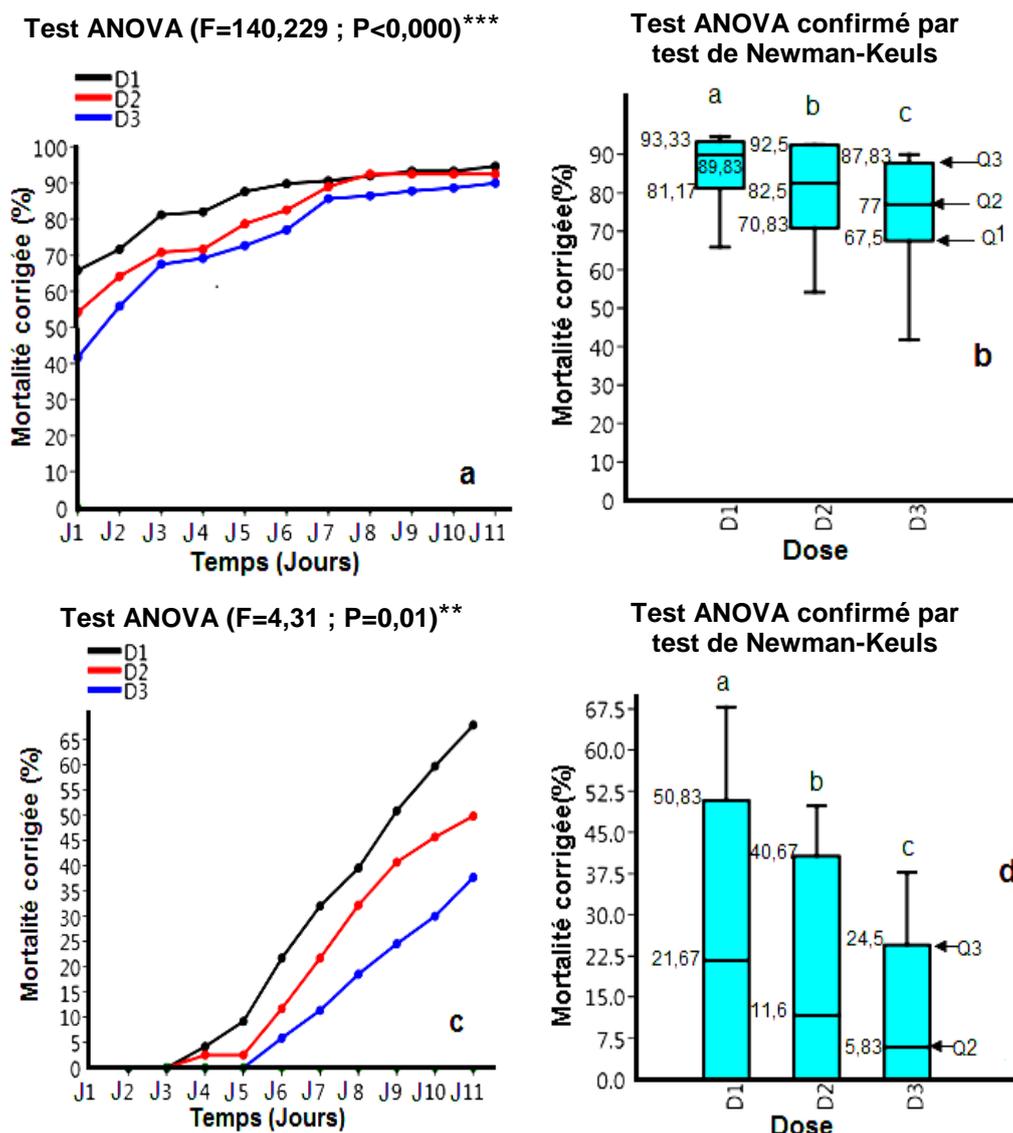
#### 3.1.2.3.2. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des feuilles sèches de *Z. lotus*

Les tableaux 3.21 et 3.22 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves de cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* à différentes 3 doses, par contact et ingestion respectivement.

Les larves de *T.pityocampa* administrées par l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* affichent des mortalités par rapport aux témoins. Ainsi, les 3 doses d'extrait montrent un effet larvicide plus important selon le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif  $D3 < D2 < D1$ . L'exception est faite pour les larves L4 par ingestion dont  $D3 (8,3\%) < D1 (29,2\%) < D2 (45,8\%)$ , et les larves L5 par ingestion  $D2 (20,0\%) < D3 (46,7\%) < D1 (60,0\%)$ . (Tableaux 3.21, 3.22).

L'activité insecticide de l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* par contact est remarquable chez les larves des trois premiers stades, au dernier jour d'expérimentation, elle est traduite par la mort de la totalité des larves sous l'effet des 3 doses prescrites. Ces taux diminuent graduellement chez les larves L4 (D1:100,0%; D2: 95,8%; D3: 83,3%) et les larves L5 (D1: 73,3%; D2: 66,7%; D3: 66,7%) (Tableau 3.21). Par ingestion, les larves L1 dévoilent les taux les plus importants (100% de mortalité) , suivi des larves L2 (D1:100,0%; D2: 83,3%; D3: 33,3%), des larves L5 (D1: 60,0%; D2: 20,0%; D3: 46,7%) et des larves L4 (D1: 29,2%; D2: 45,8%; D3: 8,3%), tandis que les larves L3 avérées les moins vulnérables avec des taux les plus bas (D1: 50,0%; D2: 0,0%; D3: 0,0%) (Tableau 3.22). Il est évident que l'effet toxique de l'extrait par contact est distinct par rapport à l'ingestion.

La figure 3.19, présente l'évolution des moyennes de la mortalité corrigée chez les larves *T.pityocampa* administrées par contact et ingestion sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus*.



**Figure 3.19** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus*. a et b : contact ; c et d : ingestion D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*\*) différence hautement significative.

Dés le premier jour de traitement avec l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* aux larves de *T.pityocampa* par contact, l'effet toxique se traduit par des pourcentages de mortalité importants, qui s'accroissent graduellement dans le temps jusqu'au dernier jour de suivi, et atteignent des taux supérieurs à  $90 \pm 27,63\%$  pour les 3 doses prescrites (Figure 3.19 a). Cependant, l'effet biocide par ingestion est tardif, il commence au 3<sup>ème</sup> jour pour les doses D1 et D2, et au 5<sup>ème</sup> jour pour la dose D3, au dernier jour de suivi les taux de mortalité arrivent à  $67,83 \pm 0,00\%$ ,  $49,83 \pm 0,00\%$  et  $37,67 \pm 16,63\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement (Figure 3.19 c).

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.19 b et d), montrent que le bioproduit à base des feuilles sèches de *Z.lotus*, suit le gradient positif selon le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$ . En effet, la forte dose D1 par contact engendre l'effet toxique le plus importants (Q1= 81,17; Q2= 89,83; Q3= 93,33) par rapport au D2 (Q1= 70,83; Q2= 82,5; Q3= 92,5) et D3 (Q1= 67,5; Q2= 77; Q3= 87,83). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive. (D1: Q1= 0; Q2= 21,67; Q3= 50,83) (D2: Q1= 0; Q2= 11,6; Q3= 40,67) et (D3: Q1= 0; Q2= 5,83; Q3= 24,5). Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=140,229$ ;  $P<0,000$ ) et une différence hautement significative par ingestion ( $F=4,31$ ;  $P=0,01$ ).

#### 3.1.2.3.3. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base de pulpe des fruits de *Z.lotus*

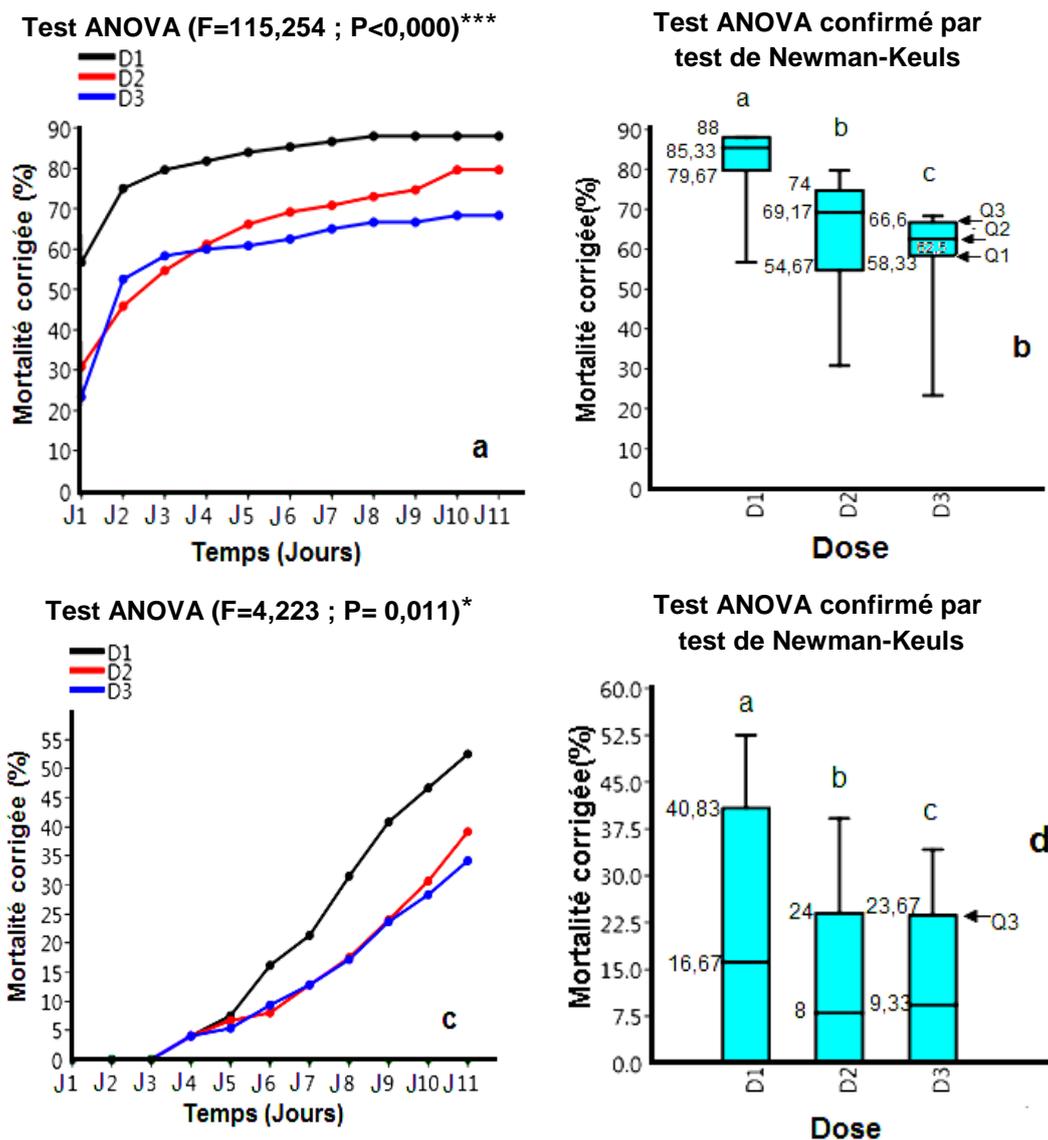
Les tableaux 3.23 et 3.24 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves de cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus* à différentes doses, par contact et ingestion respectivement.

Les larves de *T.pityocampa* proclament des mortalités suite au traitement par l'extrait aqueux préparé à base de pulpe des fruits de *Z.lotus* par rapport aux témoins. Ainsi, les 3 doses d'extrait montrent un effet larvicide plus important selon le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif  $D3 < D2 < D1$ .

Par contact (Tableau 3.23), les larves L1 et L2 et L3 sont les plus affectées, dont elles dévoilent des taux de mortalité de 100,0% sous l'effet des 3 doses à la fin de l'expérimentation. Ainsi chez les larves L4, nous enregistrons des proportions de 100,0%, 58,3%; 41,7%; et chez les larves L5 des taux de 40,0%; 40,0%; 0,0% sous l'effet des doses D1, D2 et D3 prescrites respectivement.

Par ingestion (Tableau 3.24), les larves L5 semblent les plus précaires avec la mortalité totale des larves expérimentées. En revanche, les larves L2 sont

moyennement affectées (D1: 58,3%; D2: 29,2%; D3: 6,7%) par rapport à L1 (D1: 79,2%; D2: 54,2%; D3: 41,7%), et les larves L3 sont faiblement influencées dont les valeurs de mortalité enregistrées ne dépassent pas 25,0% pour D1; et 12,5% pour D2 et D3, .tandis que les larves L4 n'ont pas été influencées avec des taux de mortalité nulles. Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus* sont présentées dans la figure 3.20.



**Figure 3.20** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux de pulpe des fruits de *Z.lotus*. a et b : contact ; c et d : ingestion D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*) différence juste significative.

Les proportions de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* ; progressent graduellement dans le temps suite au traitement par l'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus*. Au dernier jour du suivi, ces taux arrivent à  $88\pm 28,59\%$ ;  $79,67\pm 45,80\%$  et  $68,33\pm 26,83\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement en cas d'administration contact, et à  $52,50\pm 40,35\%$ ;  $39,17\pm 39,59\%$  et  $34,17\pm 39,79\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement en cas d'administration ingestion. Il est évident que l'effet biocide du bioproduit est très important dès le premier jour de traitement par contact, par contre, par voie digestive cette activité n'est déclenchée qu'à partir le 3<sup>ème</sup> jour. Les taux de mortalité obtenus suivent un gradient positif selon le degré de concentration des dilutions de l'extrait aqueux de pulpe des fruits de *Z.lotus* utilisés  $D3 < D2 < D1$  (Figure 3.20 (a et c)).

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.20 b et d), montrent. que, par contact, la forte dose D1 a un effet toxique le plus importants (Q1= 79,67 ; Q2= 85,33; Q3= 88) par rapport au D2 (Q1= 54,67; Q2= 69,17; Q3= 74) et D3 (Q1= 58,33; Q2= 62,5; Q3= 66,6). Ces taux se distincts par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive, dont la forte dose D1 (Q1= 0; Q2= 16,67; Q3= 40,83) exerce un effet important par rapport à D2 (Q1= 0; Q2= 8; Q3= 24) et D3 (Q1= 0; Q2= 9,33; Q3= 23,67). Avec une différence très hautement significative par contact (F=115,254; P<0,000) et juste significative par ingestion (F=4,223; P= 0,011).

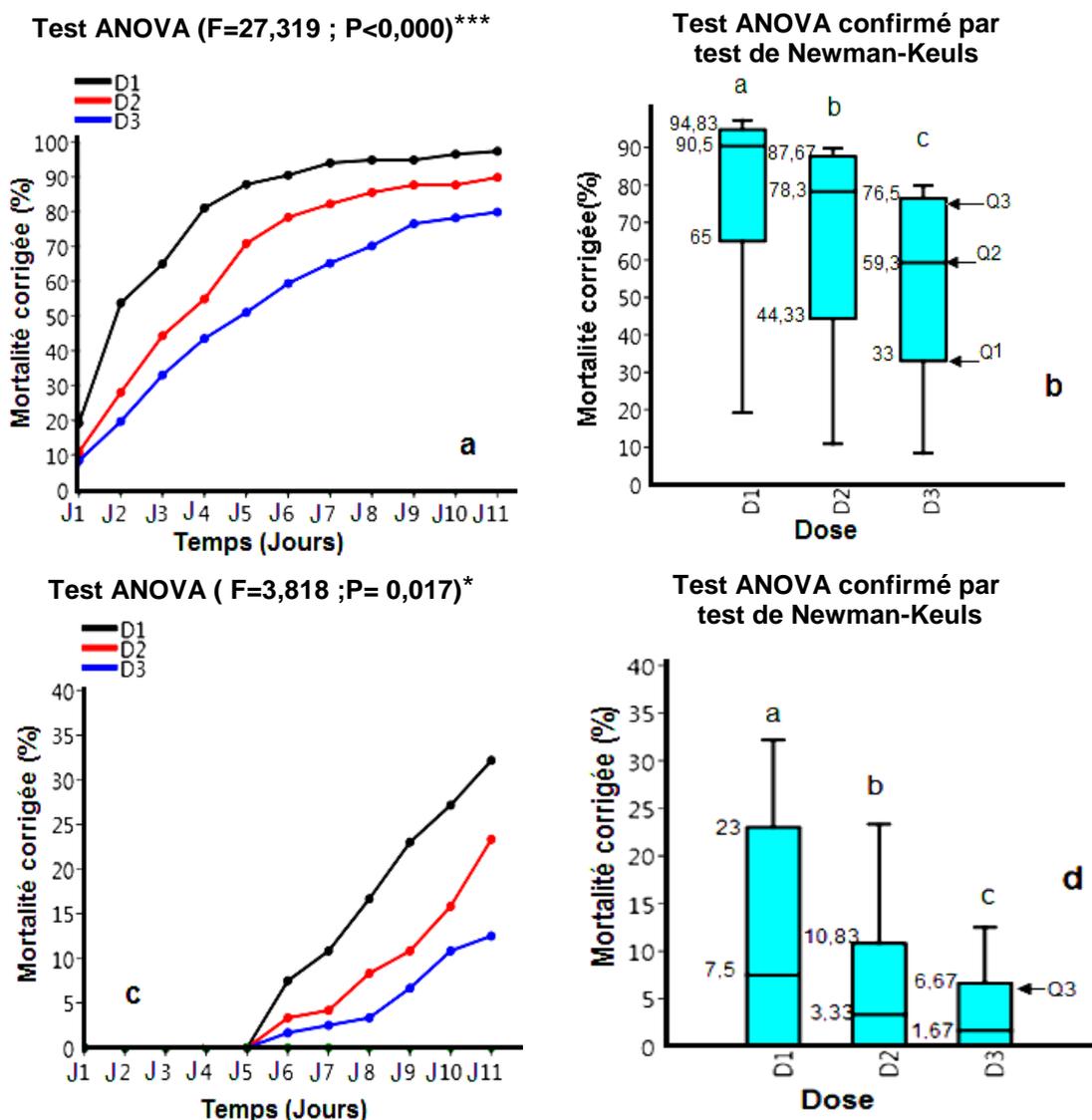
#### 3.1.2.3.4. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des graines de *Z.lotus*

Les tableaux 3.25 et 3.26 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des graines de *Z.lotus* à différentes 3 doses, par contact et ingestion respectivement.

Les taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* administrées avec l'extrait aqueux des graines de *Z.lotus*, selon les deux voies contact et ingestion, sont importants par rapport aux larves du lot témoin. Au dernier jour du suivi, les taux obtenus augmentent avec le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$  chez tous les stades larvaire de *T.pityocampa*. (Tableaux 3.25 et 3.26).

En effet, par contact, les larves de L1 et L2 de *T.pityocampa* sont extrêmement vulnérables à l'extrait des graines dont nous enregistrons des proportions de mortalités de 100% pour les 3 doses expérimentées. En parallèle, les taux de mortalité chez les larves L3 et L4 ne descendent pas au delà de 87,5%. De même, chez les larves L5, ces taux sont de l'ordre de 86,7%; 53,3%; 20,0% pour les doses D1; D2 et D3 respectivement. Par ingestion, les larves du premier stade sont les plus précaires parmi tout les stades larvaires dont elles affichent les taux de 100,0%; 66,7% et 50,0% sous l'effet des 3 doses D1; D2 et D3 respectivement. Ces proportions de mortalité diminuent graduellement chez les larves L2 (D1: 33,3%; D2: 29,2%; D3: 12,5%) et les larves L3 (D1: 12,5; D2: 12,5; D3: 0,0%) jusqu'à atteindre des faibles valeurs chez les larves L4 (D1: 8,3%; D2: 8,3%; D3: 0,0%) et les larves L5.(D1: 6,7%; D2: 0,0%; D3: 0,0%)

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait aqueux des graines de *Z.lotus* sont présentées dans la figure 3.21.



**Figure 3.21** : Variations temporelles des moyennes des de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des graines de *Z.lotus* .  
a et b : contact ; c et d : ingestion D1 : Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; (\*\*\*) différence très hautement significative; (\*) différence juste significative

Les moyennes des taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* évoluent progressivement dans le temps sous l'effet de l'extrait aqueux des graines de *Z.lotus*. En effet, par contact, l'effet biocide de l'extrait débute au premier jour et arrive aux taux de mortalité de  $97,33 \pm 5,96\%$ ;  $89,83 \pm 20,48\%$  et  $79,83 \pm 33,88\%$  pour les doses D1, D2 et D3 respectivement. En revanche, par ingestion, il débute au 5<sup>ème</sup> jour pour qu'il se stabilise à des taux  $32,17 \pm 39,39\%$ ;  $23,33 \pm 26,45\%$  et  $12,5 \pm 21,65\%$  pour les trois dose testées D1, D2 et D3 respectivement. (Figure 3.21 (a et c)).

Pour les deux voies de traitement, les taux de mortalité obtenues suit le gradient positif selon le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$ .

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.21 b et d), montrent que la forte dose D1 contact engendre l'effet toxique le plus important (Q1= 65; Q2= 90,5; Q3= 94,83) par rapport au D2 (Q1= 44,33; Q2= 78,3; Q3= 87,67) et D3 (Q1= 33; Q2= 59,5; Q3= 76,5). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive, dont la forte dose D1 (Q1= 0; Q2= 16,67; Q3= 40,83) exerce l'effet mortel le plus important par rapport à D2 (Q1= 0; Q2= 8; Q3= 24) et D3 (Q1= 0; Q2= 9,33; Q3= 23,67). Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=27,319$ ;  $P<0,000$ ) et juste significative par ingestion ( $F=3,818$ ;  $P= 0,017$ )

#### 3.1.2.3.5. Evolution temporelle de la mortalité journalière des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux à base des tiges de *Z. lotus*

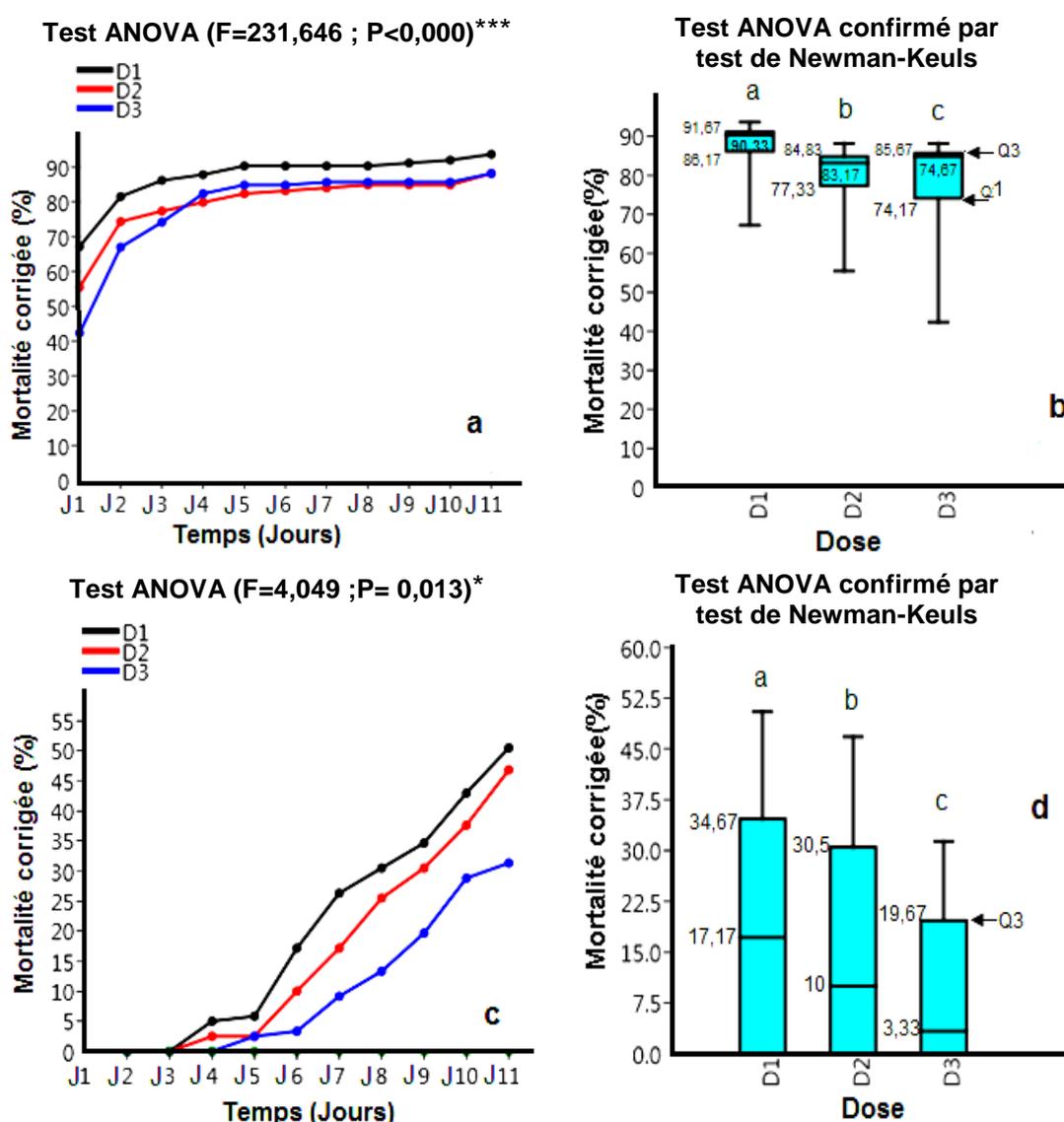
Les tableaux 3.27 et 3.28 (Appendice C), présentent les mortalités journalières cumulées des larves des cinq stades de *T.pityocampa* traitées par l'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus* à différentes 3 doses, par contact et ingestion respectivement.

Les larves de *T.pityocampa* sont affectées suite au traitement par l'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus* avec des mortalités en comparant aux larves témoins. Ainsi, les 3 doses du bioproduit montrent un effet larvicide plus important selon le degré de concentration des dilutions utilisées, soumis à un gradient positif  $D3 < D2 < D1$ , à l'exception des cas des les larves L3, L4 et L5 administrées par voie digestive ( L3:  $D3(25,0\%) < D1(50,0\%) < D2(54,2\%)$ , L4:  $D3 (20,8\%) < D1 (25,0\%) < D2 (33,3\%)$  et L5:  $D3 (6,7\%) = D1(6,7\%) < D2 (13,3\%)$ ). (Tableaux 3.27 et 3.28)

Chez les larves des trois premiers stades, l'activité larvicide du bioproduit par contact, est remarquable, elle s'est traduite par la mort de la totalité des larves au dernier jour de l'expérimentation pour les trois doses prescrites; suivi des larves L5 dont elles présentent des valeurs de mortalité comprises entre 93,3% et 86,7%, et des larves L4 qui affichent des taux de 75,0%; 54,2%; 54,2% pour les dose D1, D2 et D3 respectivement. Par ingestion, les larves du stade L1 sont les plus précaires dont elles dévoilent les taux de 95,8%; 87,5%; 79,2% sous l'effet des 3 doses D1; D2 et

D3 respectivement. Les proportions de mortalité diminuent graduellement chez les larves L2 (D1: 75,0%; D2: 45,8%; D3: 25,0%), les larves L3 (D1: 50,0%; D2: 54,2%; D3: 25,0%) et les larves L4 (D1: 25,0%; D2: 33,3%; D3=20,8%), jusqu'à atteindre des faibles valeurs chez les larves L5 (D1: 6,7%; D2: 13,3%; D3: 6,7%). Il est à noter que l'effet toxique de l'extrait par contact est distinct par rapport à l'ingestion chez chacun des stades larvaires de *T.pityocampa*.

Les fluctuations temporelles des moyennes des taux de mortalités corrigées observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des 3 doses d'extrait des tiges de *Z.lotus* sont présentées dans la figure 3.22.



**Figure 3.22** : Variations temporelles des moyennes de la mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet de l'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus*. a et b: contact ; c et d : ingestion D1: Dose 1; D2: Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; (\*\*\*) différence très hautement significative ; (\*) différence juste significative.

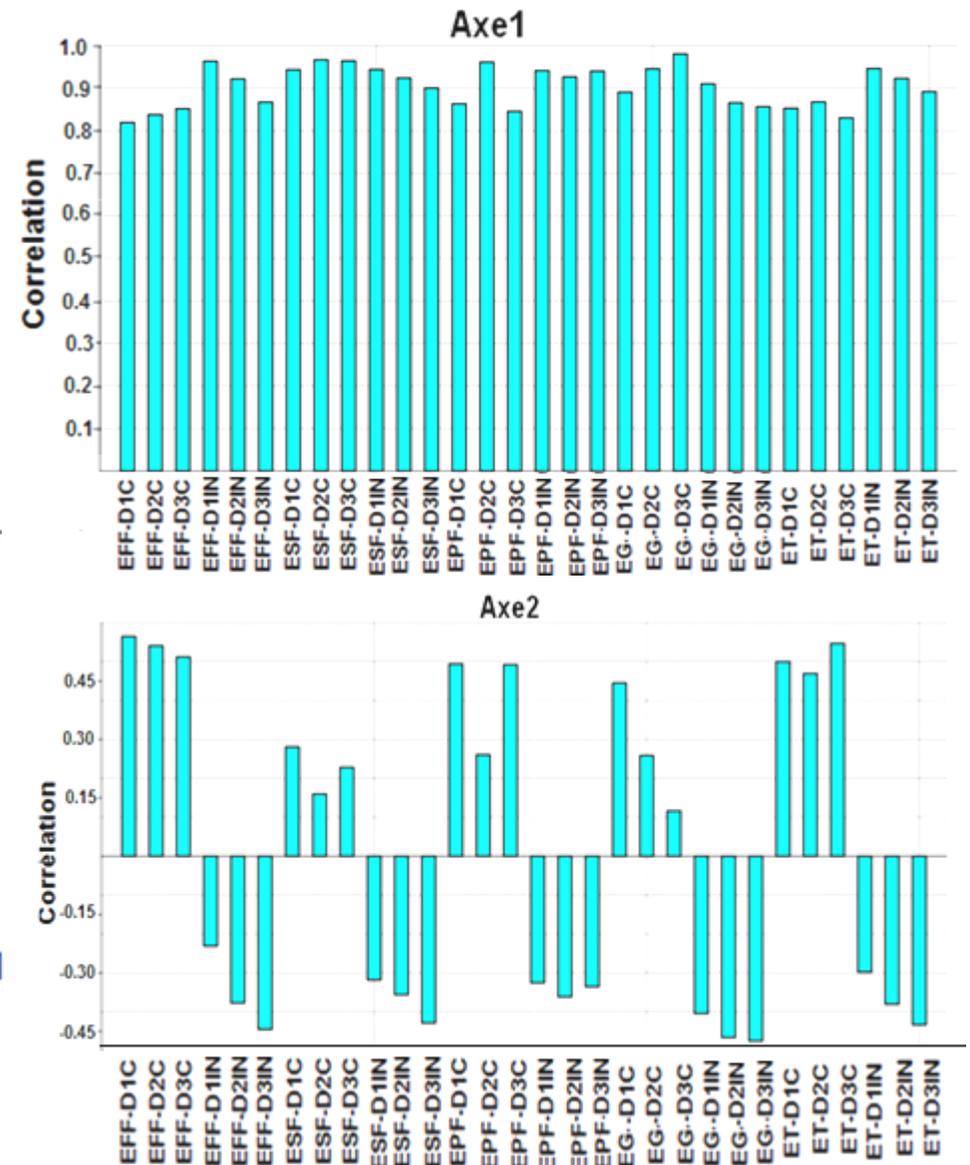
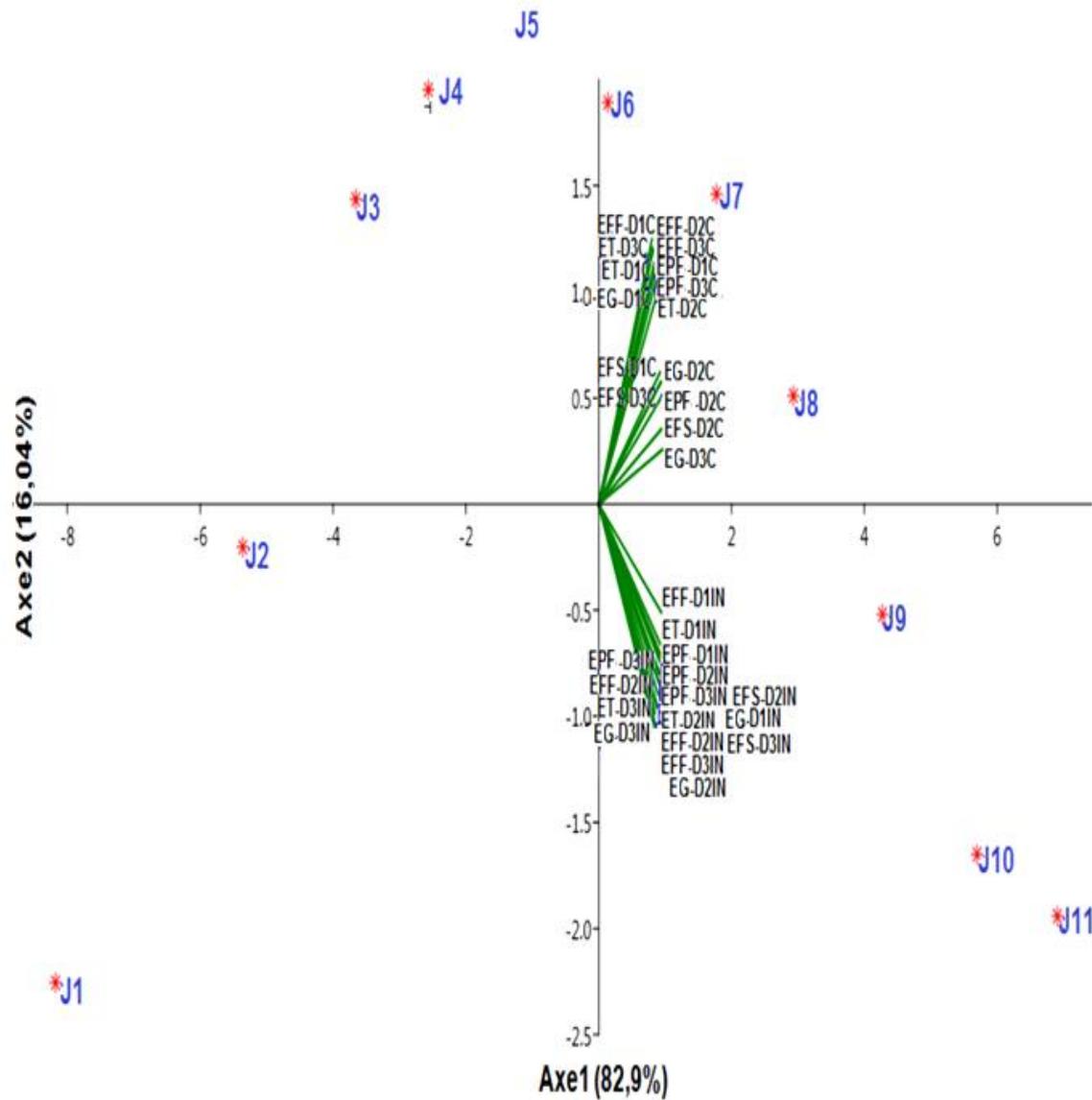
L'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus* exerce un effet toxique très remarquable dès le premier jour de traitement par contact aux larves de *T.pityocampa* les taux de mortalité enregistrés sont très importants qui progressent dans le temps jusqu'au dernier jour de suivi pour se stabiliser à  $93,67 \pm 10,83\%$ ,  $88,17 \pm 19,86\%$ ; et  $88,17 \pm 19,86\%$  pour les doses D1 D2 et D3 respectivement (Figure 3.22 a). Par ingestion, l'effet toxique du bioproduit ébauche au 3<sup>ème</sup> jour pour D1 et D2 et au 4<sup>ème</sup> jour pour D3, les taux de mortalité augmentent progressivement dans le temps jusqu'à  $50,5 \pm 36,15\%$ ,  $46,83 \pm 27,45\%$ ,  $31,33 \pm 27,78\%$  au dernier jour de suivi pour les trois doses D1, D2 et D3 respectivement (Figure 3.22 c). Cependant, les valeurs de mortalité évoluent proportionnellement selon le degré de concentration des dilutions utilisées  $D3 < D2 < D1$ .

Les boîtes graphiques en Box-Plot (Figure 3.22 b et d), confirment que la forte dose D1 contact exerce l'effet toxique le plus importants (Q1= 86,17; Q2= 90,33; Q3= 91,67) qui se rapproche de celui de D2 (Q1= 77,33; Q2= 82,17; Q3= 84,83) et D3 (Q1= 74,17; Q2= 74,67; Q3= 85,67). Ces taux sont très élevés par rapport à ceux enregistrés chez les larves administrées par voie digestive, dont l'effet à la forte dose D1 (Q1= 0; Q2= 17,17; Q3= 34,67) se rapproche à D2 (Q1= 0; Q2= 10; Q3= 30,5) et D3 (Q1= 0; Q2= 3,33; Q3= 19,67). Avec une différence très hautement significative par contact ( $F=231,646$ ;  $P<0,000$ ) et juste significative par ingestion ( $F=4,049$ ;  $P=0,013$ )

#### 3.1.2.3.6. Projection des taux de mortalité corrigée des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses des extraits aqueux de *Z.lotus* sur les deux axes ACP

Suite à la projection des variables sur l'axe 1 (82,9%), nous constatons que les vecteurs des doses des extraits de compartiment se rapprochent et s'orientent dans la même direction ; ce qui confirme l'effet analogue des traitements sur les larves de *T.pityocampa*. En se référant aux coefficients de corrélation enregistrés cette similitude est confirmée (Figure 3.23 Axe 1).

En revanche, la projection des taux de mortalité corrigée et des temps sur l'axe 2 (16,04%), démontre une dissemblance entre les vecteurs des traitements par

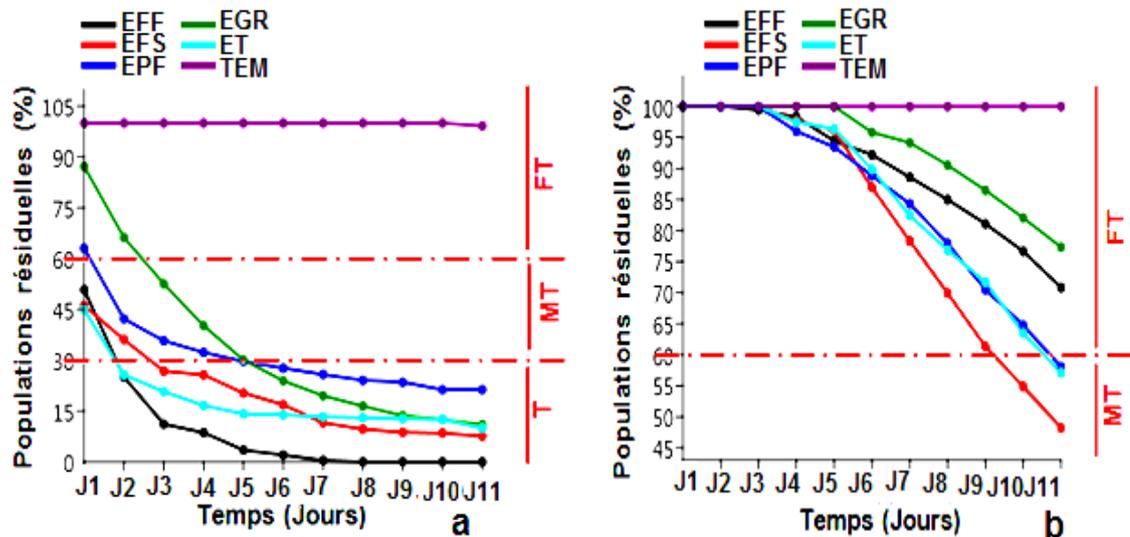


**Figure 3.23 :** Projection des moyennes des taux de mortalité corrigée de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses de l'extrait aqueux d'*Z.lotus* sur les deux axes ACP. EFF: Extrait Feuilles Fraîches; EFS: Extrait Feuilles Sèches; EPG; Extrait Pulpe Fruits ; ENG: Extrait Graines ; ET : Extrait Tiges; D1 : Dose 1 ; D2, Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; C: Contact ; IN: Ingestion

contact et ingestion, qui débute au 3j pour le contact et s'étale jusqu'au 8j et au 9j pour l'ingestion. La corrélation négative entre l'effet des doses par contact et ingestion enregistrée confirme cette discrimination de l'effet de temps (Figure 3.23 Axe2)

### 3.1.2.3.7. Evolution temporelle des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *Z.lotus*

Les fluctuations temporelles moyennes des taux des populations résiduelles observées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des différents extraits de *Z.lotus* par contact et ingestion sont présentées dans la figure 3.24.



**Figure 3.24 :** Effet des extraits aqueux de *Z.lotus* sur les populations résiduelles de *T.pityocampa*. a : contact ; b : ingestion. EFF : Extrait Feuilles Fraîches ; EFS : Extrait Feuilles sèches ; EPF : Extrait Pulpe Fruits ; EG : Extrait Graines ; ET : Extrait Tiges ; TEM: Témoin; T: Toxique ; MT : Moyennement Toxique ; ; FT : Faiblement Toxique

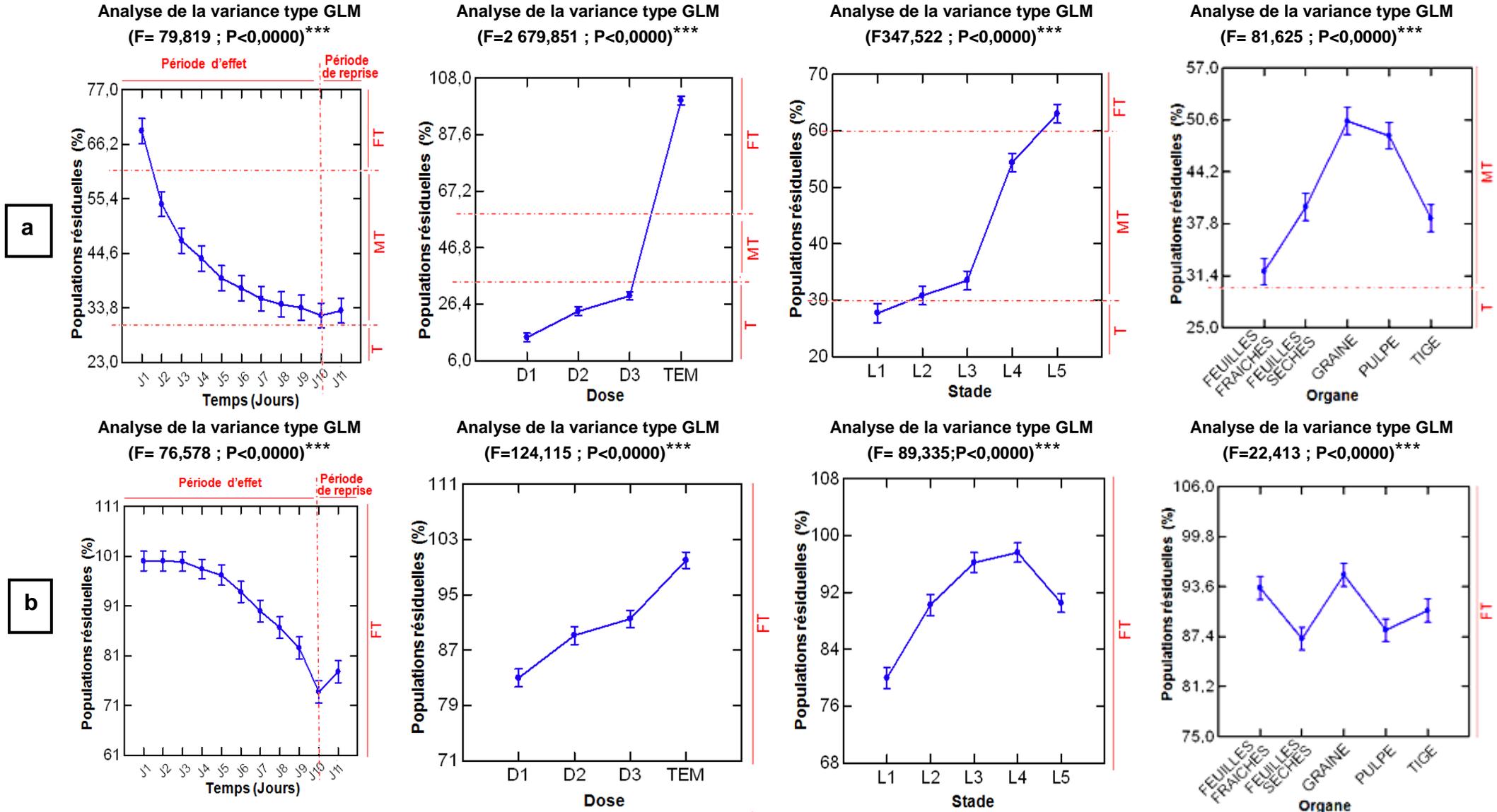
Les variations temporelles des moyennes des taux des populations résiduelles observés chez les larves de *T.pityocampa*, sous l'effet des différents extraits de *Z.lotus* montrent que ces derniers expriment une toxicité remarquable par contact à partir le 2<sup>ème</sup> jour pour les extraits des feuilles fraîches, des feuilles sèches et des tiges, et à partir le 5<sup>ème</sup> jour pour l'extrait de la pulpe des fruits et des graines. Cette toxicité s'étale jusqu'au 11<sup>ème</sup> jour (phase de toxicité) avec effet très

important de l'extrait des feuilles fraîches (Taux des populations résiduelles=0%). Ces valeurs se détachent nettement des témoins (Figure 3.24 a).

L'extrait par ingestion des graines et des feuilles fraîches se révèle faiblement toxique sur les populations larvaires de *T.pityocampa*, par contre ceux des tiges et de pulpe des fruits et des feuilles fraîches présentent une toxicité moyenne aux deux derniers jours de traitement. Ces valeurs se détachent nettement des témoins. (Figure 3.24 b),

Les résultats graphiques de La lecture globale type GLM montrent qu'il y a une toxicité progressive temporelle des extraits aqueux de *Z.lotus* sur les populations larvaires de *T.pityocampa* par contact, il exprime une toxicité moyenne à partir le 2<sup>eme</sup> jour d'exposition jusqu'au dernier jour. Les bioproduits formulé à la forte dose D1 et demi dose D2, révèlent une toxicité remarquable (Taux de populations résiduelles < 30%). Les extraits de *Z.lotus* sont toxiques sur les larves L1, moyennement toxiques sur les larves L2, L3 et L4, et ont un effet neutre sur les larves L5. Tous les extraits de *Z.lotus* sont moyennement toxiques sur les populations larvaires de *T.pityocampa* selon le classement d'efficacité décroissant suivant : extrait des feuilles fraîches, des tiges, des feuilles sèches, de la pulpe des fruits et finalement des graines (Figure 3.25 a).

L'extrait par ingestion de *Z.lotus* prend le statut faiblement toxique pour tous les facteurs étudiés. L'analyse de la variance pour tous les facteurs étudiés est très hautement significative pour les deux modes de traitement ( $P < 0,0000$ ). (Figure 3.25 b) .



**Figure 3.25** : Effet des extraits de *Z.lotus* sur la population résiduelle de *T.pityocampa* type GLM par a) contat ; b) par ingestion T : Toxique : MT : Moyennement Toxique: FT: Faiblement Toxique ; (\*\*\*) Différence très hautement significative

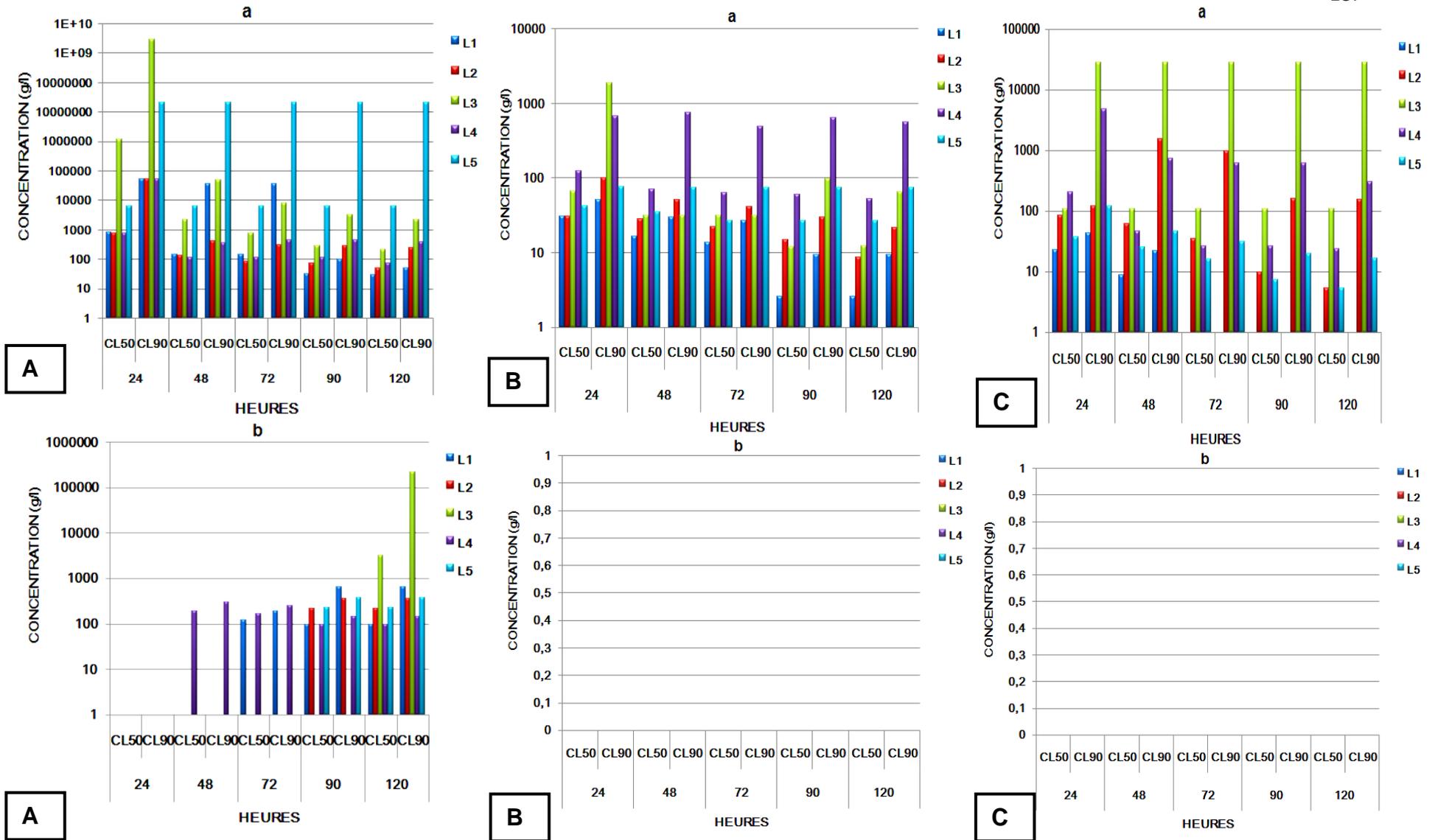
### 3.1.3. Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux des plantes testés sur les larves de *T. pityocampa* et administrés selon les deux modes de traitement, contact et ingestion

Les résultats des mortalités corrigées obtenus, ont permis d'estimer les valeurs de DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des différents extraits aqueux des plantes étudiées chez les cinq stades larvaires de la processionnaire du pin *T. pityocampa*, 24; 48; 72; 90 et 120 heures après administration selon les deux modes; contact et ingestion (Figures 3.26 à 3.28).

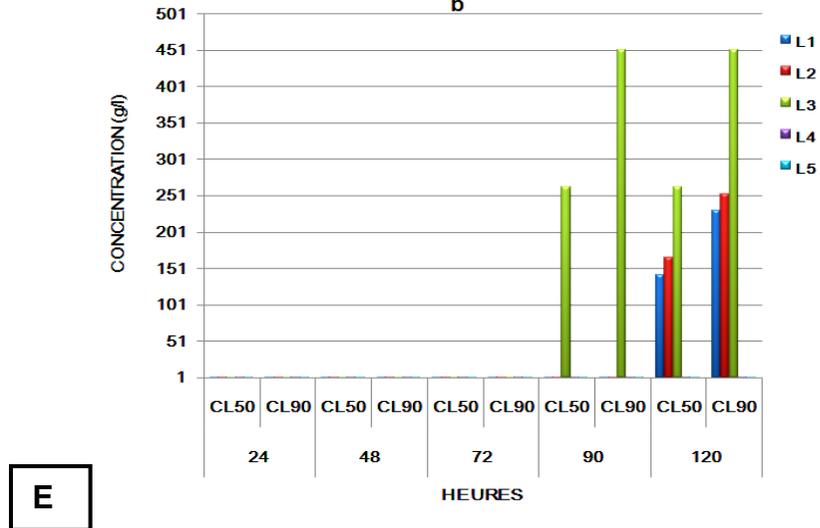
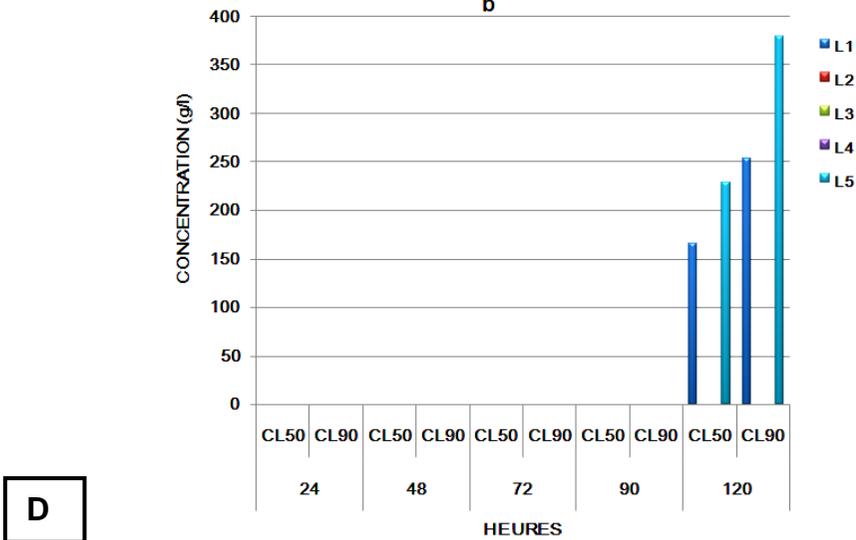
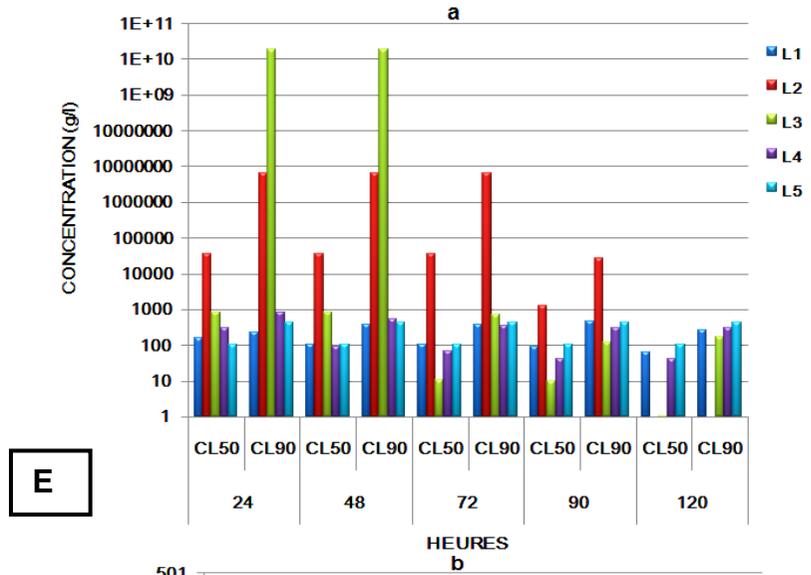
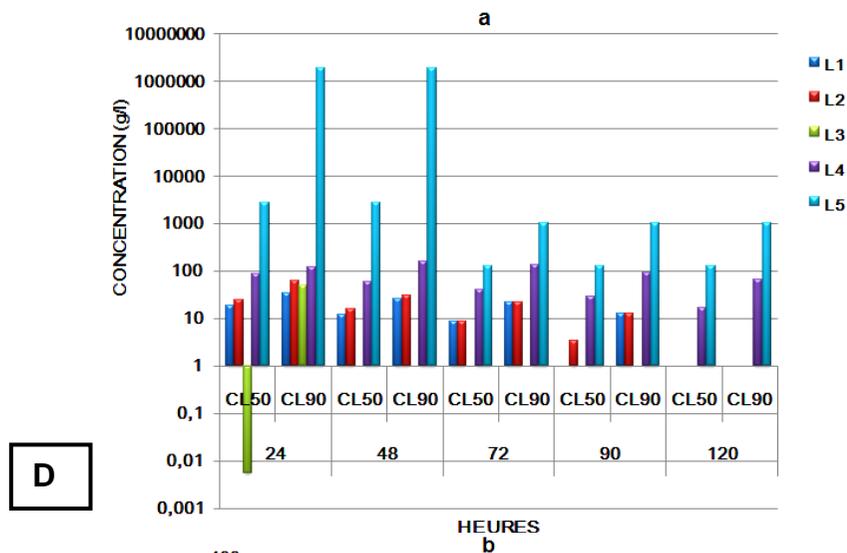
Nous constatons que pour chaque phytopréparation, les valeurs de DL<sub>50</sub> enregistrées diminuent graduellement du 1<sup>er</sup> au 5<sup>eme</sup> jour après traitement, ce qui explique la bonne efficacité des extraits testés dans le temps. Ces valeurs diffèrent d'un stade larvaire à un autre.

D'autre part, nous trouverons que les valeurs des DL<sub>50</sub> affichées chez les larves traitées par contact sont inférieures par rapport à celles enregistrées chez les larves administrées par voie digestive, ce qui confirme l'efficacité des extraits par contact plus que par ingestion.

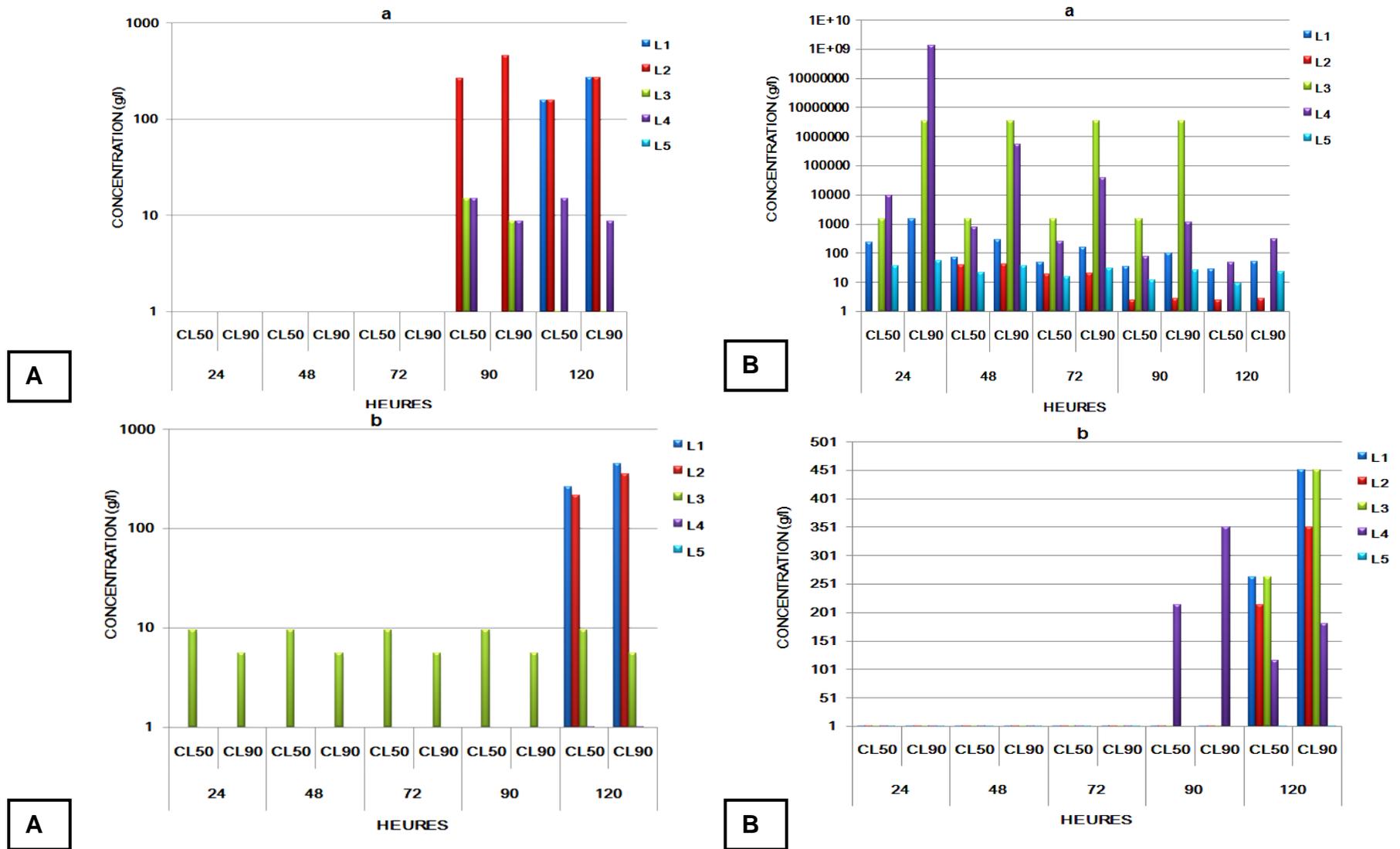
L'effet tardif des extraits par ingestion est traduit par l'absence de mortalité les premiers jours d'administration contrairement au contact où dans plusieurs cas des larves éditent des mortalités dès les premières heures.



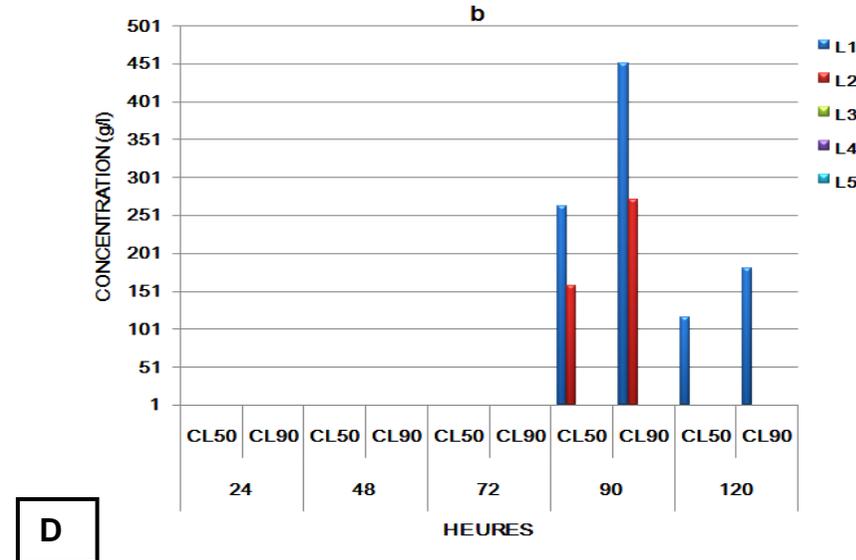
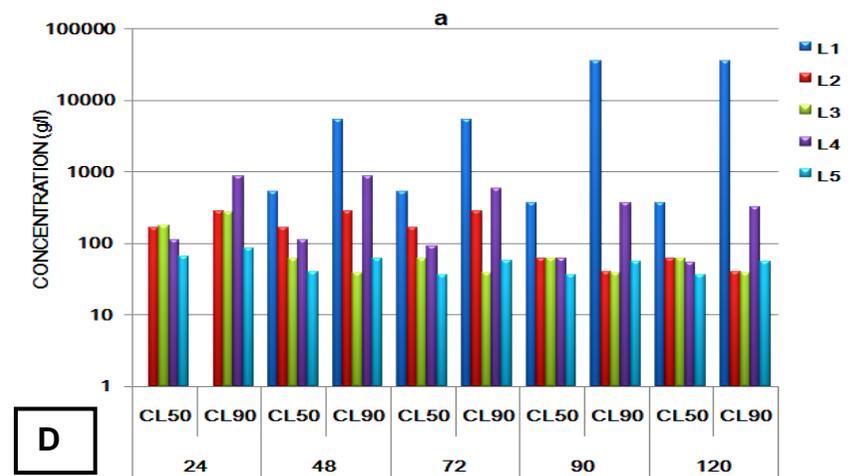
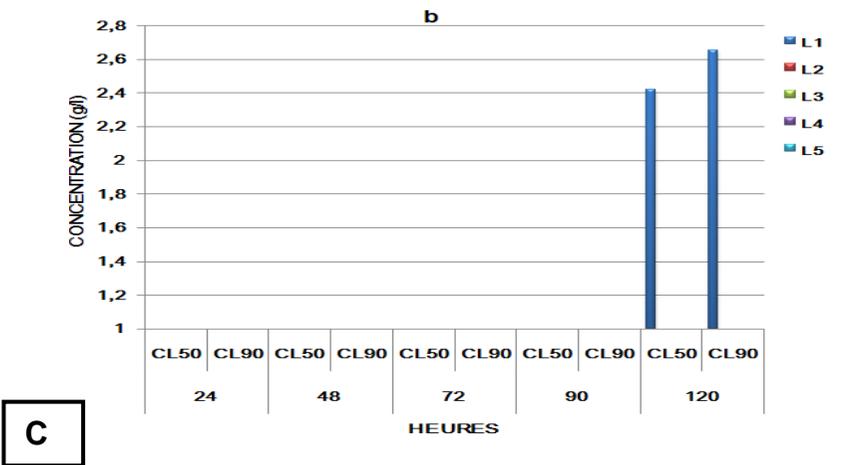
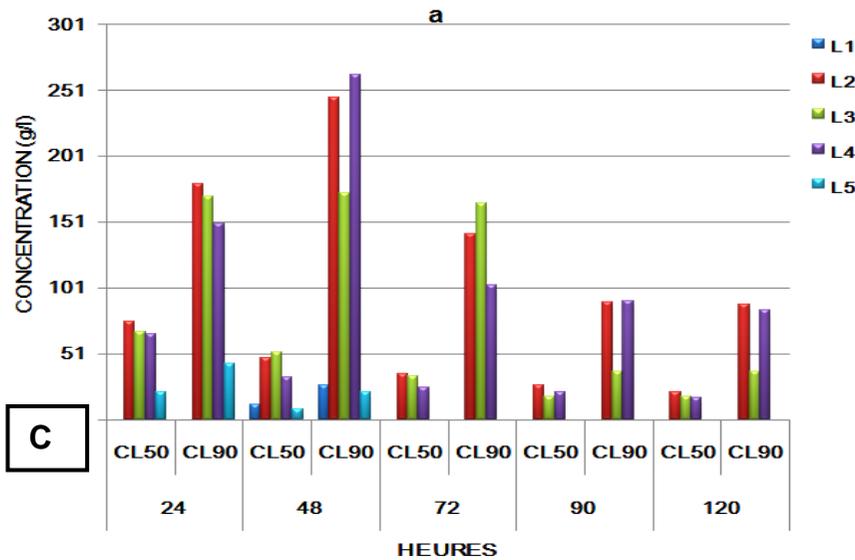
**Figure 3.26** : Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux d'*E.camaldulensis* testés sur les larves de *T.pityocampa*. A: Extrait des feuilles fraîches; B: Extrait des feuilles sèches; C: Extrait d'écorce , a : contact ; b : ingestion , L1 : Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5



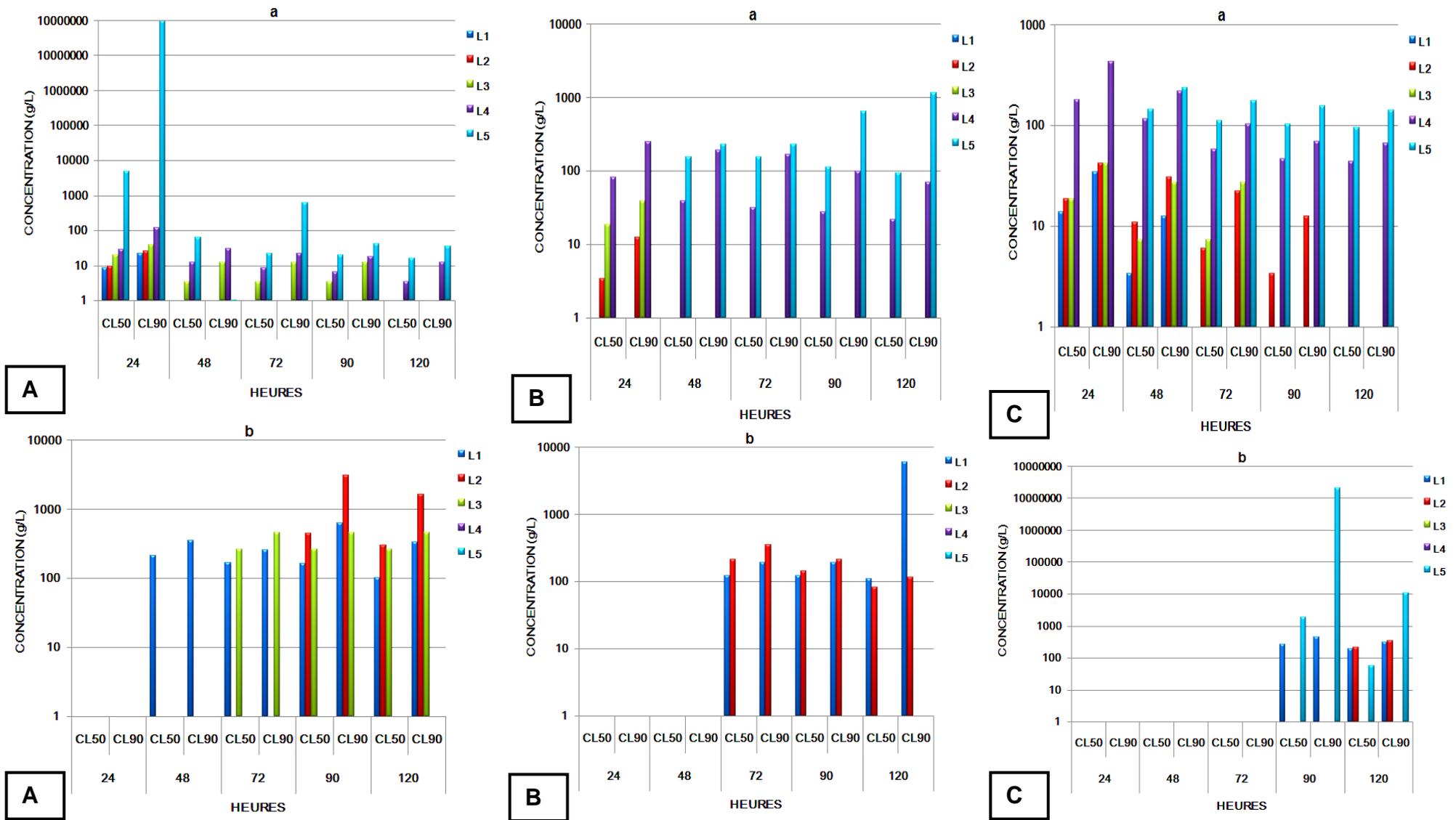
**Figure 3.26 (Suite):** Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux d' *E.camaldulensis* testés sur les larves de *T.pityocampa*.  
 D : Extrait des graines ; E: Extrait des tiges ; a : contact ; b : ingestion, L1 : Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5



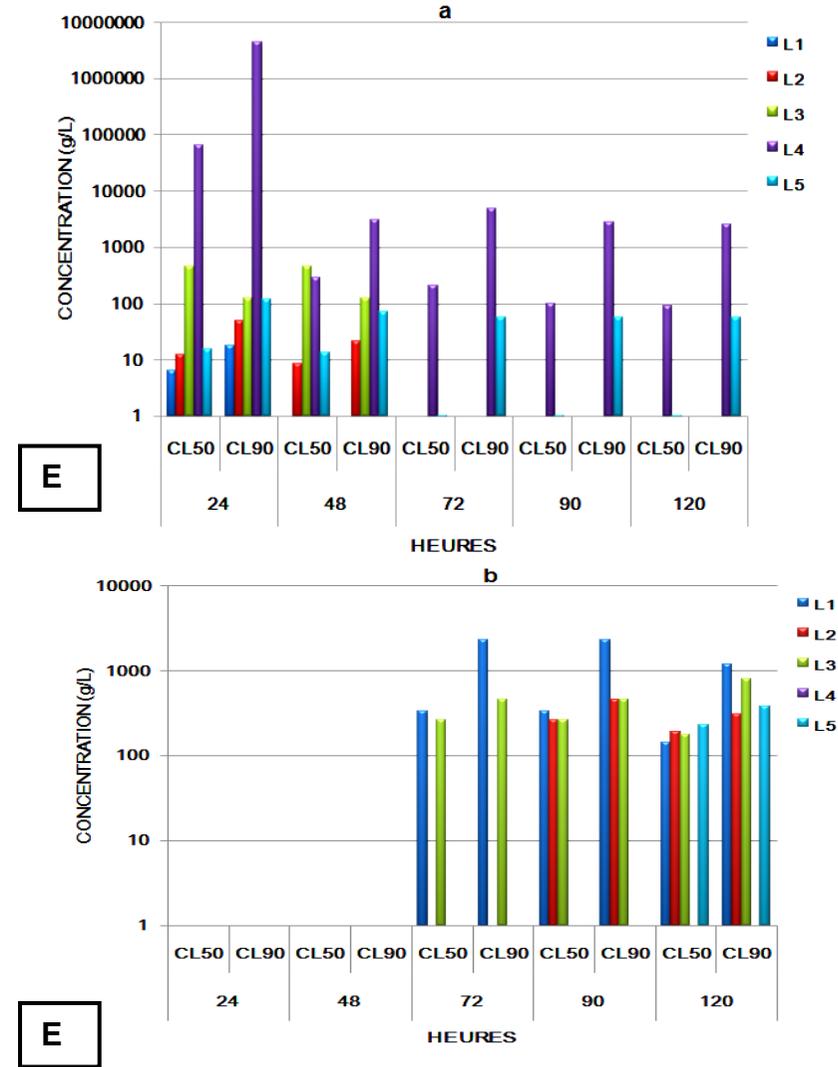
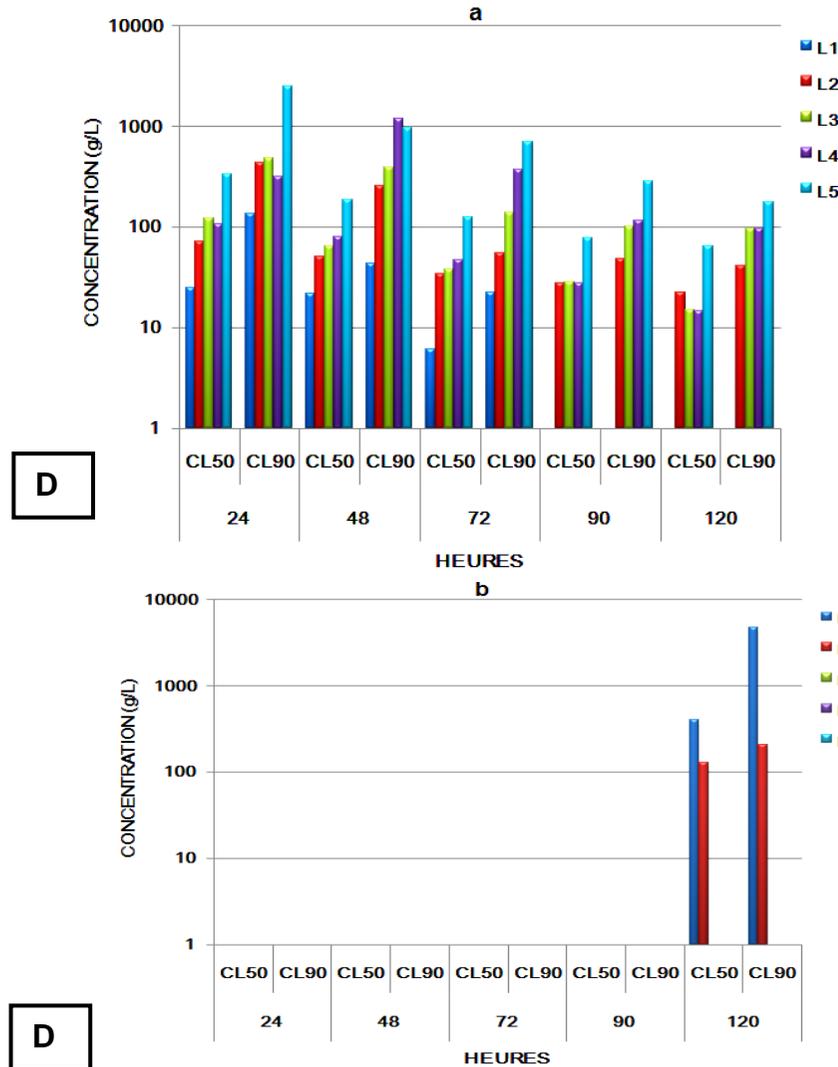
**Figure 3.27** : Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux de *P.lentiscus* testés sur les larves de *T.pityocampa*. A: Extrait des feuilles fraîches ; B: Extrait des feuilles sèches ; a : contact ; b : ingestion, L1 : Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5



**Figure 3.27 (Suite) :** Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux de *P.lentiscus* testés sur les larves de *T.pityocampa*. C : Extrait des graines ; D: Extrait des tiges ; a : contact ; b : ingestion, L1: Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5



**Figure 3.28 :** Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux de *Z.lotus* testés sur les larves de *T.pityocampa*. A: Extrait des feuilles fraîches; B: Extrait des feuilles sèches; C: Extrait de pulpe des fruits, a : contact ; b : ingestion , L1 : Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5



**Figure 3.28 (Suite) :** Valeurs des DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits aqueux de *Z.lotus* testés sur les larves de *T.pityocampa*. D: Extrait des graines; E: Extrait des tiges; a: contact; b: ingestion , L1 : Stade larvaire 1 ; L2 : Stade larvaire 2 ; L3 : Stade larvaire 3 ; L4 : Stade larvaire 4 ; L5 : Stade larvaire 5

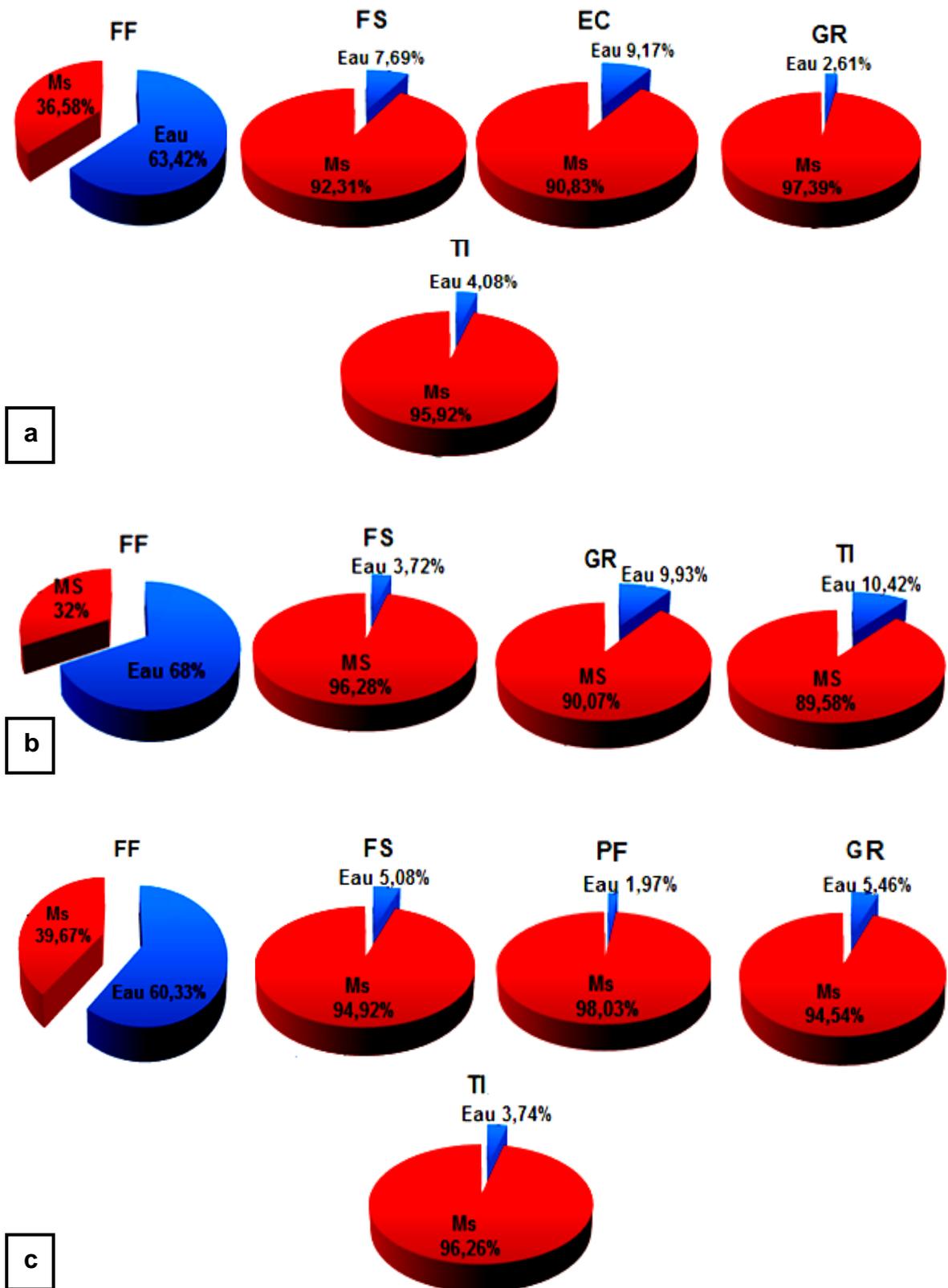
### 3.2. Résultats de l'étude phytochimique des extraits aqueux des plantes utilisés dans les tests de toxicité contre *T.pityocampa*

#### 3.2.1. Le taux d'humidité et de matière sèche dans les poudres des organes des plantes utilisées dans les tests de toxicité

La méthode de dessiccation à l'étuve des parties des plantes utilisées dans la préparation des extraits (feuilles fraîches et poudres sèches) permet de déterminer le taux d'humidité et la teneur en matière sèche (Figure 3.29).

Dans les feuilles fraîches, nous enregistrons les proportions d'humidité de l'ordre de  $63,42\% \pm 2,03\%$ ;  $68\% \pm 1,53\%$  et  $60,33\% \pm 9,33\%$  pour les feuilles d'*E.camaldulensis* ; *P.lentiscus* et de *Z.lotus* et respectivement.

Nous déterminons ainsi le taux d'humidité dans les poudres sèches des différents compartiments des plantes et nous enregistrons des taux inférieurs à 10% pour tous les échantillons à l'exception de la poudre de tige de *P.lentiscus*, dont le taux d'humidité est égal à  $10,42\% \pm 0,39\%$ . La teneur en eau, inférieure à 12% confère à nos poudres une meilleure conservation à long terme.



**Figure 3.29** : Taux d'humidité (Eau) et matière sèche (Ms) dans les poudres des organes des plantes utilisés dans les tests de toxicité. a: *E.camaldulensis*; b: *P.lentiscus*; c: *Z.lotus*. FF: Feuilles Fraîches; FS: Feuilles Sèches; EC: Ecorce; GR: Graines; TI: Tiges; PF: Pulpe des fruits

### 3.2.2. Les propriétés organoleptiques des différents extraits

La couleur et l'aspect de l'extrait obtenu sont présentés dans les tableaux ci-dessous.

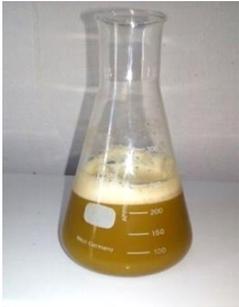
**Tableau 3.1** : Caractéristiques organoleptiques des extraits préparés à bases d'*E.camaldulensis*

Type d'extrait		Caractéristiques
Feuilles fraîches		Extrait non dense de couleur marron foncé avec une odeur caractéristique
Feuilles sèches		Extrait non dense de couleur marron foncé à verte foncée avec une odeur caractéristique
Ecorce		Extrait non condensé de couleur rouge foncé à grenat avec une odeur caractéristique
Graines		Extrait non dense de couleur marron avec une odeur caractéristique
Tiges		Extrait non dense de couleur marron claire avec une odeur caractéristique

**Tableau 3.2** : Caractéristiques organoleptiques des extraits préparés à bases de *P.lentiscus*

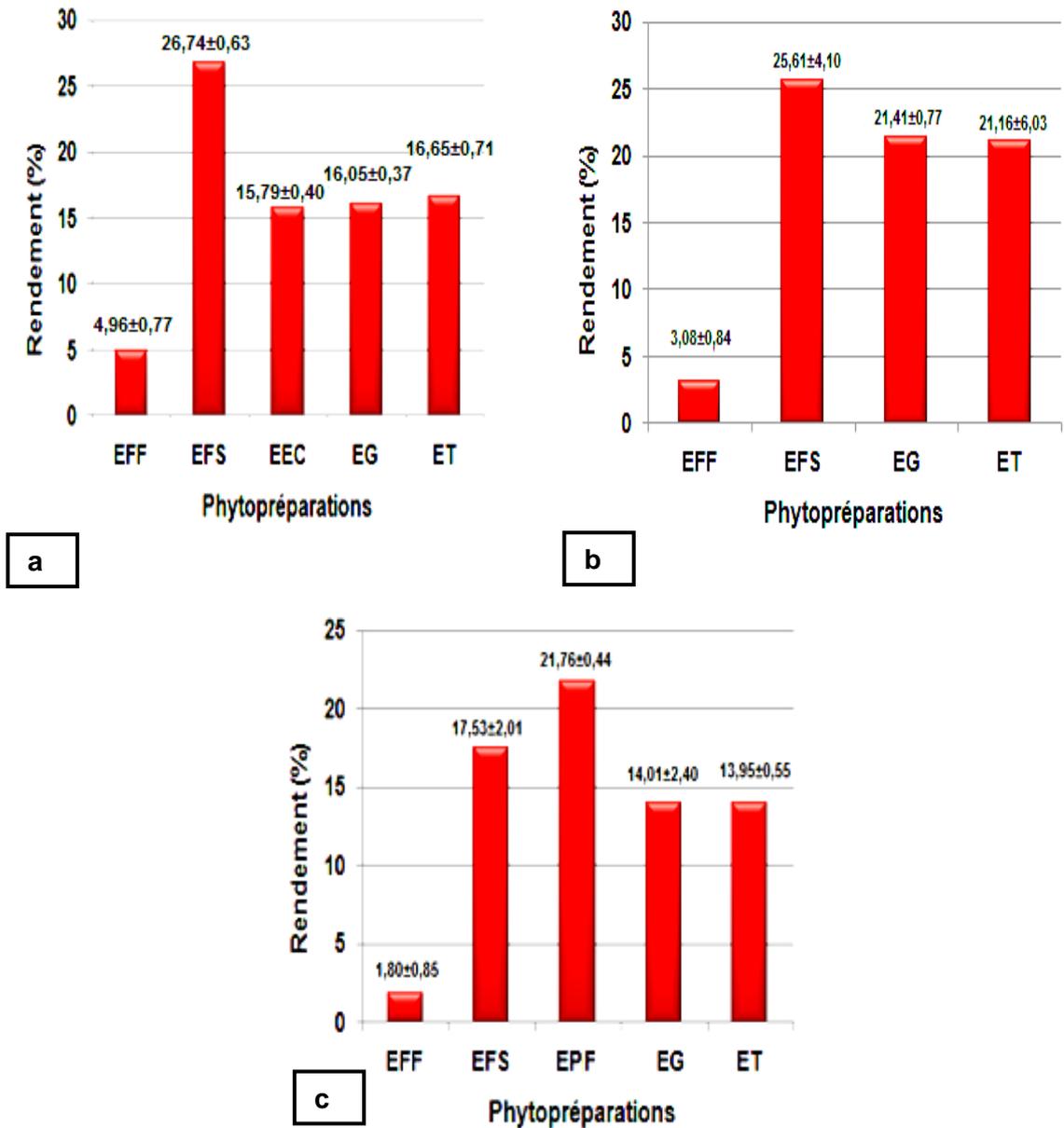
Type d'extrait		Caractéristiques
Feuilles fraîches		Extrait non dense de couleur marron claire à orange foncé avec une odeur caractéristique
Feuilles sèches		Extrait non dense de couleur marron claire avec une odeur caractéristique
Graines		Extrait non dense de couleur grise avec une odeur caractéristique et présence des gouttelettes d'huile
Tiges		Extrait non dense de couleur marron avec une odeur caractéristique

**Tableau 3.3** : Caractéristiques organoleptiques des extraits préparés à bases de *Z.lotus*

Type d'extrait		Caractéristiques
Feuilles fraîches		Extrait dense et visqueux de couleur verte avec une odeur et présence de mousse
Feuilles sèches		Extrait dense et visqueux de couleur verte avec une odeur caractéristique
Pulpe des fruits		Extrait dense et très visqueux de couleur marron claire avec une odeur caractéristique
Graines		Extrait non dense de couleur orange claire avec une odeur caractéristique
Tige		Extrait non dense de couleur marron foncé avec absence d'odeur

### 3.2.3. Le rendement des extraits

La figure 3.30 présente les résultats du rendement en extraits.



**Figure 3.30** : Rendements des plantes en extraits utilisés dans les tests de toxicité. a: *E.camaldulensis*; b: *P.lentiscus*; c: *Z.lotus*; EFF: Extrait Feuilles Fraîches; EFS: Extrait Feuilles Sèches; EEC: Extrait Ecorce; EG: Extrait Graines; Extrait Tiges; EPF: Extrait Pulpe des Fruits

Les résultats obtenus indiquent que les rendements des extraits diffèrent d'un organe à un autre. Nous pouvons remarquer que le rendement dans le cas des

feuilles fraîches est trop inférieur par rapport à celui des feuilles sèches pour toutes les plantes expérimentées.

Pour *E.camaldulensis* (Figure 3.30 a), les feuilles sèches présentent le rendement en extrait le plus élevé  $26,74 \pm 0,63\%$ , suivi des tiges  $16,65 \pm 0,71\%$ , des graines  $16,05 \pm 0,37\%$  et finalement l'écorce  $15,79 \pm 0,40\%$ .

Pour *P.lentiscus* (Figure 3.30 b), les feuilles sèches présentent le taux le plus élevé de  $25,61 \pm 4,10\%$ , suivie des graines  $21,41 \pm 0,77\%$  et des tiges  $21,16 \pm 6,03\%$ .

Pour *Z.lotus* (Figure 3.30 c), nous enregistrons le rendement en extrait le plus élevé chez la pulpe des fruits  $21,76 \pm 0,44\%$ , suivi des feuilles sèches  $17,53 \pm 2,01\%$ , les graines et les tiges affichent des valeurs qui se rapprochent de  $14,01 \pm 2,40\%$ ,  $13,95 \pm 0,55\%$  respectivement.

#### 3.2.4. Le screening phytochimique des extraits des plantes

Le tableau 3.4 cité ci-après, présente les résultats de caractérisation en tube des extraits aqueux des plantes testées.

**Tableau 3.4** : La détermination des différents groupes chimiques contenus dans les extraits des plantes utilisés dans les tests de toxicité.

Composants à caractériser	<i>E.camaldulensis</i>					<i>P.lentiscus</i>				<i>Z.lotus</i>				
	Feuille fraîche	Feuille sèche	Ecorce	Graine	Tige	Feuille fraîche	Feuille sèche	Graine	Tige	Feuille fraîche	Feuille sèche	Pulpe fruit	Graine	Tige
Flavonoïdes	+++	+++	+++	+	-	+++	+++	-	+/-	++++	++++	+	-	-
Flavones	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+++	+++	-	-	-
Flavanones	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Flavonols et flavanonols	+++	+++	+++	-	-	+++	+++	-	-	-	-	-	-	-
Leucoanthocyanes	-	-	+++	-	-	+++	+++	-	-	+++	+++	-	-	-
Catéchols	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+++	-	-
Tanins galliques	+++	+++	+++	+++	+++	+/-	+/-	+++	+++	+++	+++	+++	-	++
Tanins catéchiques	-	-	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	-	-	-	-	+++
Quinones libres	+++	+++	++	++	++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	++	++	++
Alcaloïdes														
Réaction Mayer	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	+	-	-
Réaction Wagner	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	+	-	-
Terpénoïdes	++	+++	+++	+++	+++	++	+++	+++	+++	+++	+++	+	-	+
Stérols	++	+++	+++	+++	+++	++	+++	+++	+++	-	-	+	-	+
Triterpènes	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+++	+++	-	-	-
Composés volatils	-	-	-	-	-	-	+++	+++	-	-	-	-	-	-
Saponosides	-	+	++	-	-	-	+	-	+	+++	+++	+	-	+
Mucilages	-	-	-	-	+++	-	-	-	-	+++	+++	+++	-	-
Composés réducteurs	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ose et holosides	+++	+++	+++	+++	+++	-	+++	+++	+++	+++	+++	+++	-	+++
Glycosides cardiotoniques	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

(+ + +) : Réaction positive ; (+ +) : Réaction moyennement positive ; (±) : Réaction louche ; (-) : Réaction négative.

D'après le tableau 3.4, les essais de caractérisation effectués sur les extraits préparés à base d'*E.camaldulensis*, *P.lentiscus* et *Z.lotus* ont révélé :

- Les flavonoïdes : L'apparition d'une couleur rouge dans l'extrait des feuilles des 3 plantes, et l'extrait de l'écorce et graines d'*E.camaldulensis*, et d'une couleur orange dans l'extrait de la pulpe des fruits de *Z.lotus*, montre la présence des flavonoïdes, et une réaction louche dans l'extrait des tiges de *P.lentiscus* par développement d'une couleur jaune claire.
- Les flavones : L'extrait des feuilles fraîches et sèches de *Z.lotus* et celui des graines d'*E.camaldulensis* ont développé une coloration rose-orangé ce qui indique la présence des flavones.
- Les flavanones : Tous les extraits sont dépourvus de flavanones dont aucun parmi eux n'a pas développé la couleur rose violacée qui témoigne sa présence.
- Les flavonols et flavanonols : Ils sont présents dans les extraits des feuilles fraîches et sèches d'*E.camaldulensis* et de *P.lentiscus*, ainsi que celui de l'écorce d'*E.camaldulensis* par développement d'une coloration rouge.
- Les leucoanthocyanes : Ils sont absents dans tous les extraits à l'exception de celui de l'écorce d'*E.camaldulensis* et des feuilles de *P.lentiscus* et de *Z.lotus* qui ont développé une couleur rouge cerise.
- Les quinones libres : Ils sont présents dans tous les extraits expérimentés, où les extraits des feuilles d'*E.camaldulensis* ont donné une couleur rouge et ceux des feuilles de *P.lentiscus* une couleur violet, les autres extraits affichent une coloration jaune.
- Les catéchols : Ils sont absents dans tous les extraits à l'exception de celui des feuilles d'*E.camaldulensis* et la pulpe des fruits de *Z.lotus* qui ont développé une coloration brun rouge.
- Les tanins galliques : Tous les extraits préparés à base d'*E.camaldulensis*, l'extrait des graines et tiges de *P.lentiscus* ainsi que l'extrait des feuilles, de pulpe

et des tiges de *Z.lotus*, ont développé une coloration bleu noire foncé ce qui confirme la présence des tanins galliques, avec une présence louche pour celui des feuilles de *P.lentiscus* par apparition d'une couleur vert foncé.

- Les tanins catéchiques : L'extrait de l'écorce, des graines et des tiges d'*E.camaldulensis* et l'extrait des tiges de *Z.lotus*, ainsi que tous les extraits aqueux de *P.lentiscus* ont développé un précipité rouge, ce qui confirme la présence des tanins catéchiques.
- Les alcaloïdes : Tous les extraits sont dépourvus d'alcaloïdes à l'exception de celui des feuilles fraîches et sèches, et de pulpe des fruits de *Z.lotus* qui ont développé un précipité floconneux.
- Les terpénoïdes : A l'exception de l'extrait des graines de *Z.lotus*, les autres ont développé deux phases et une couleur marron à l'interphase ce qui indique la présence des terpénoïdes.
- Les stérols et triterpènes : Tous les extraits aqueux préparés à base d'*E.camaldulensis*, et *P.lentiscus*, et l'extrait des tiges *Z.lotus* et de pulpe des fruits de *Z.lotus* ont développé une coloration rouge-violet à rose ce qui témoigne la présence des stérols, par contre l'extrait des feuilles de *Z.lotus* ont développé une coloration bleu-verte, ce qui dénote sa richesse en triterpènes.
- Les composés volatils : La formation d'un précipité blanc dans l'extrait des feuilles sèches et des graines de *P.lentiscus* indique la présence des composés volatils, cette réaction est négative pour le reste des extraits.
- Les saponosides: La formation d'une mousse persistante pour plus de 15 min dans l'extrait des feuilles sèches et de l'écorce d'*E.camaldulensis*, des feuilles sèches et des tiges de *P.lentiscus*, des feuilles fraîches et sèches et pulpe des fruits et des tiges de *Z.lotus*, indique la présence des saponosides.
- Les mucilages : L'apparition d'un précipité floconneux dans l'extrait des tiges d'*E.camaldulensis*, des feuilles fraîches et des feuilles sèches et pulpe des fruits de *Z.lotus* confirme la présence des mucilages.

- Les composés réducteurs : L'absence de précipité rouge après ajout de réactif de Fehling dans tous les extraits indique l'absence des composés réducteurs.
- Les oses et holosides : A l'exception des extraits des feuilles fraîches de *P.lentiscus* et des graines de *Z.lotus*, tous les extraits ont développé une coloration rouge, ce qui confirme la présence des oses et des holosides.
- Glycosides cardiotoniques : Tous les extraits n'ont pas développé la couleur bleue, ce qui indique qu'ils sont dépourvus de glycosides cardiotoniques.

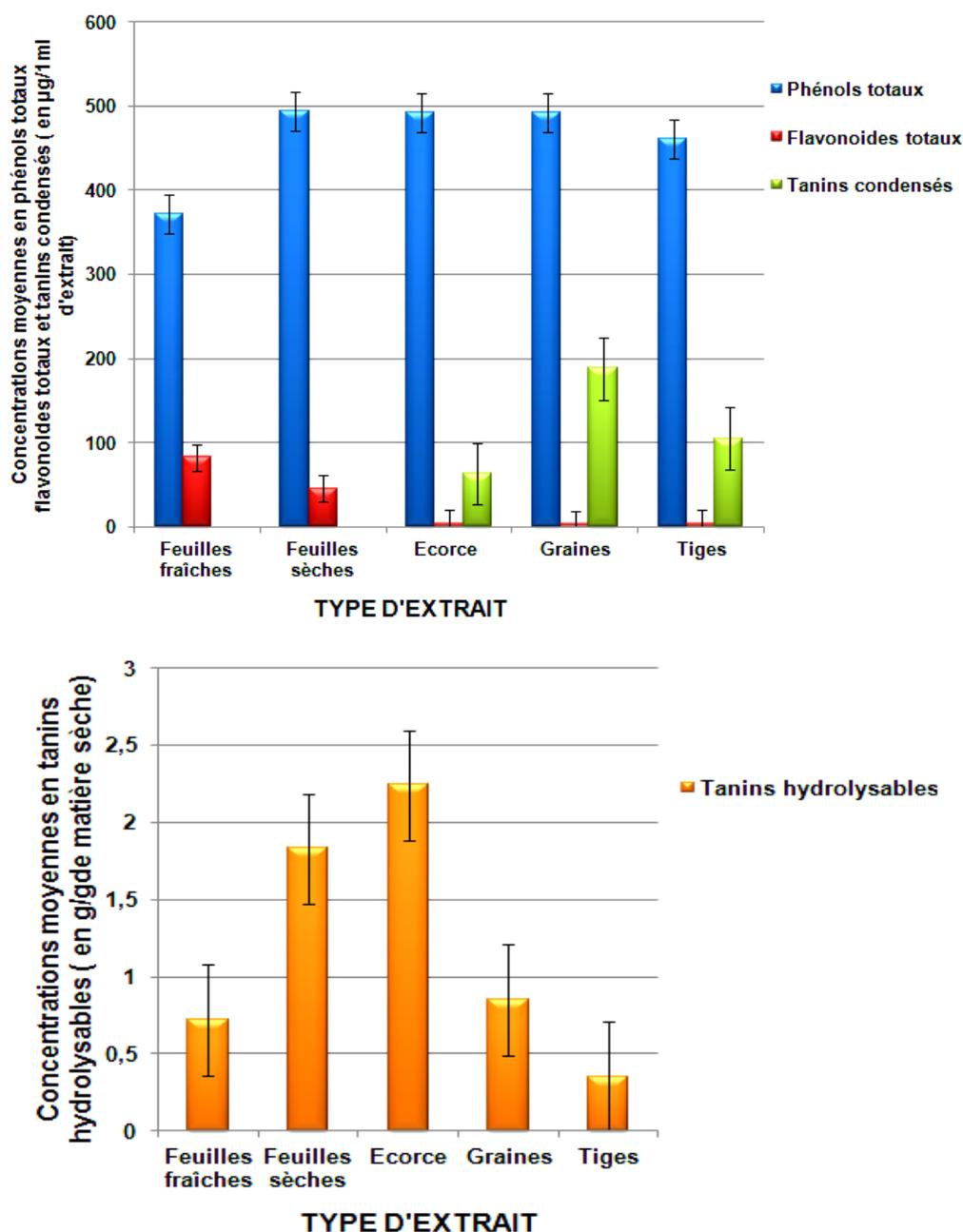
### 3.2.5. Le dosage quantitatif des composés phénoliques

Le tableau 3.5 et les figures 3. 31, 3.32, 3.33, présentent les résultats de dosage des phénols totaux, des flavonoïdes totaux, des tanins condensés et tanins hydrolysables dans les différents extraits des plantes soumis à l'expérimentation.

**Tableau 3.5** : Résultats de dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux des plantes.

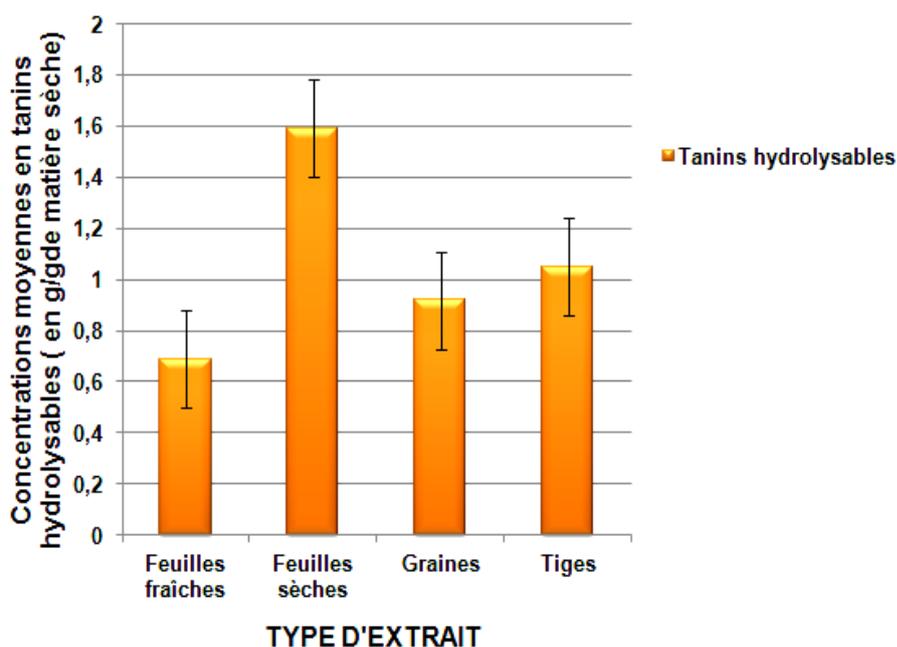
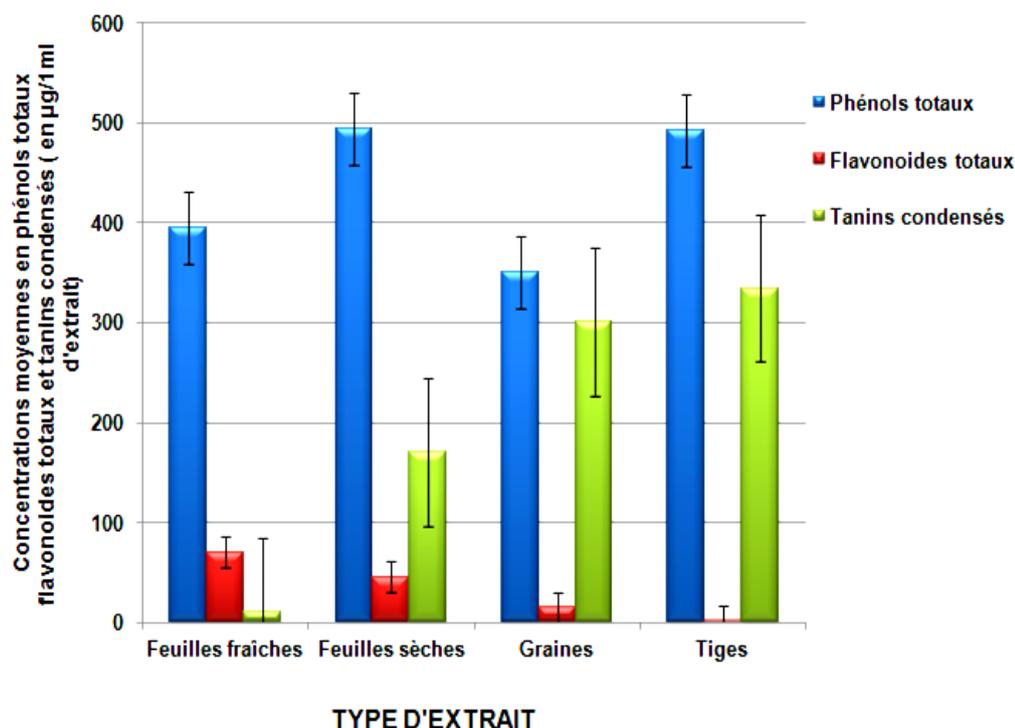
Type d'extrait	Types de composés (Moyenne $\pm$ Ecart type)			
	Phénols totaux	Flavonoïdes totaux	Tanins condensés	Tanins hydrolysables
<b><i>E.camaldulensis</i></b>				
Feuilles fraîches	372,04 $\pm$ 21,93	82,57 $\pm$ 1,83	–	0,72 $\pm$ 0,12
Feuilles sèches	494,06 $\pm$ 0,00	45,61 $\pm$ 3,01	–	1,83 $\pm$ 0,07
Ecorce	492,37 $\pm$ 0,00	3,41 $\pm$ 1,82	62,75 $\pm$ 0,07	2,24 $\pm$ 0,07
Graines	492,37 $\pm$ 0,00	2,91 $\pm$ 0,76	187,83 $\pm$ 0,07	0,85 $\pm$ 0,12
Tiges	461,49 $\pm$ 29,71	3,65 $\pm$ 1,37	104,83 $\pm$ 0,21	0,35 $\pm$ 0,04
<b><i>P.lentiscus</i></b>				
Feuilles fraîches	395,09 $\pm$ 3,92	70,15 $\pm$ 1,22	10,35 $\pm$ 0,05	0,69 $\pm$ 0,02
Feuilles sèches	494,06 $\pm$ 0,00	45,66 $\pm$ 1,16	170,41 $\pm$ 0,06	1,59 $\pm$ 0,16
Graines	350,26 $\pm$ 7,89	15,10 $\pm$ 8,88	300,75 $\pm$ 1,18	0,92 $\pm$ 0,11
Tiges	492,37 $\pm$ 0,00	1,36 $\pm$ 1,22	334,17 $\pm$ 0,66	1,05 $\pm$ 0,05
<b><i>Z.lotus</i></b>				
Feuilles fraîches	380,17 $\pm$ 18,01	18,49 $\pm$ 15,34	–	0,67 $\pm$ 0,01
Feuilles sèches	484,16 $\pm$ 8,58	3,03 $\pm$ 2,17	–	1,05 $\pm$ 0,15
Pulpe des fruits	494,06 $\pm$ 0,00	13,75 $\pm$ 9,59	–	0,79 $\pm$ 0,11
Graines	14,87 $\pm$ 7,92	–	–	–
Tiges	18,87 $\pm$ 4,54	–	4,76 $\pm$ 0,40	0,29 $\pm$ 0,00

- Teneurs moyennes en phénols totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent d'acide gallique/1 ml d'extrait ( $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait).
- Teneurs moyennes en flavonoïdes totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de quercétine /1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait).
- Teneurs moyennes en tanins condensés dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de catéchine/1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait).
- Teneurs moyennes en tanins hydrolysables dans les extraits : en g /g de matière sèche.
- Les résultats sont les moyennes de 3 essais.



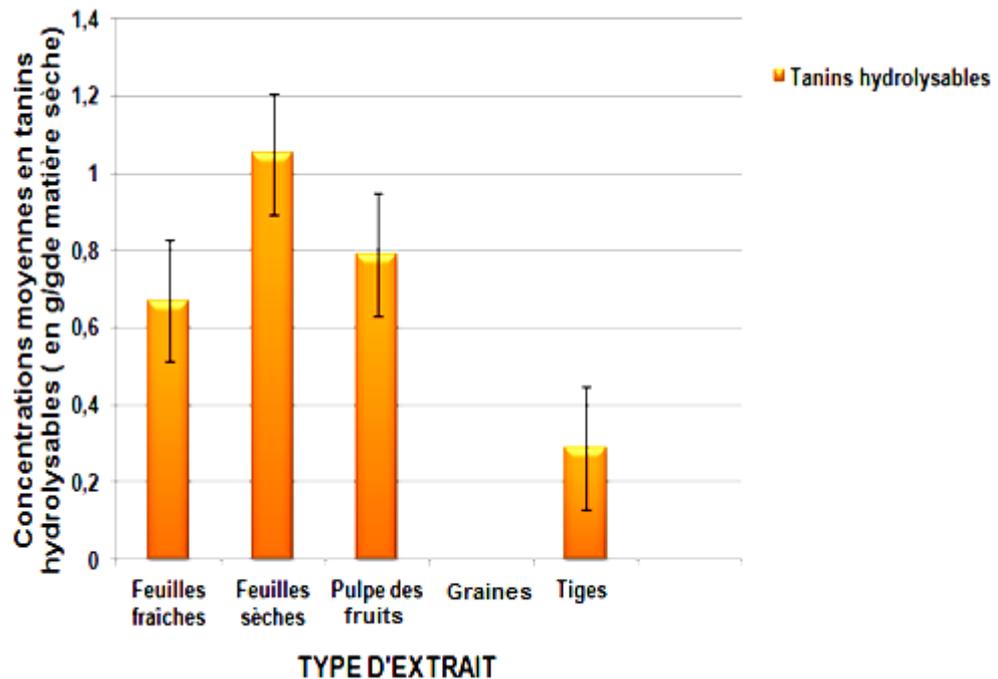
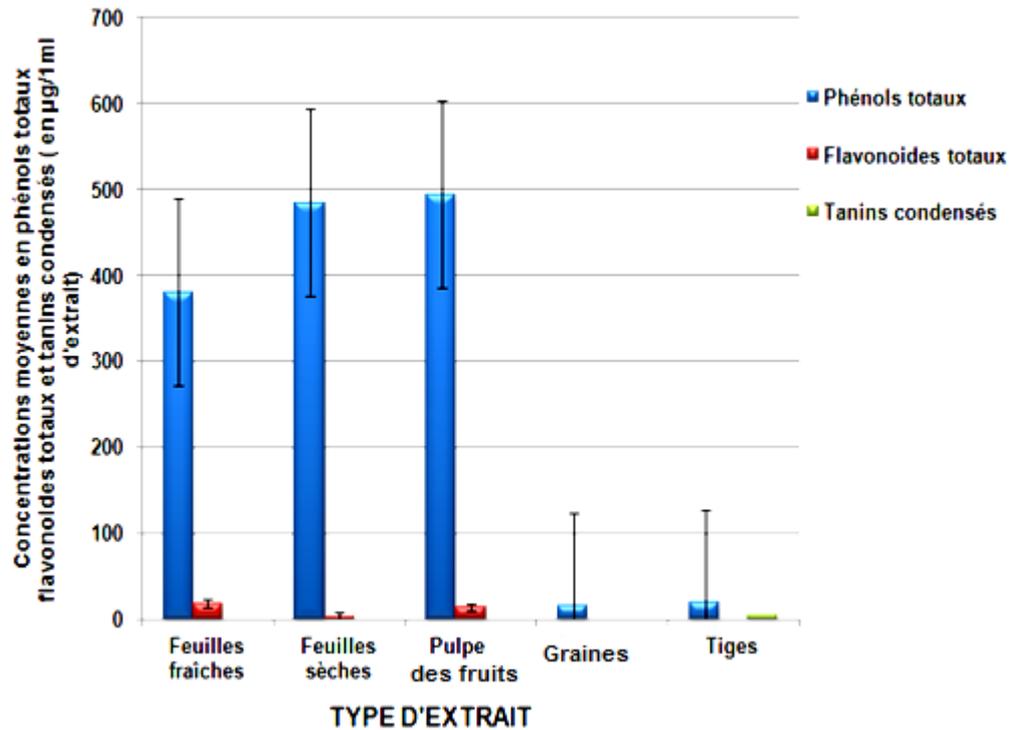
**Figure 3.31** : Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base d'*E.camaldulensis*.

Teneurs moyennes en phénols totaux dans les extraits : en µg d'équivalent d'acide gallique/1 ml d'extrait (µg EAG/1 ml). Teneurs moyennes en flavonoïdes totaux dans les extraits : en µg d'équivalent de quercétine /1 ml d'extrait. (µg EQ/1 ml). Teneurs moyennes en tanins condensés dans les extraits : en µg d'équivalent de catéchine/1 ml d'extrait. (µg EC/1 ml). Teneurs moyennes en tanins hydrolysables dans les extraits : en g /g de matière sèche.



**Figure 3.32** : Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base de *P.lentiscus*

Teneurs moyennes en phénols totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent d'acide gallique/1 ml d'extrait ( $\mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en flavonoïdes totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de quercétine /1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en tanins condensés dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de catéchine/1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en tanins hydrolysables dans les extraits : en g /g de matière sèche.



**Figure 3.33** : Dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits aqueux préparés à base de *Z. lotus*

Teneurs moyennes en phénols totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent d'acide gallique/1 ml d'extrait ( $\mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en flavonoïdes totaux dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de quercétine /1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en tanins condensés dans les extraits : en  $\mu\text{g}$  d'équivalent de catéchine/1 ml d'extrait. ( $\mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$ ). Teneurs moyennes en tanins hydrolysables dans les extraits : en g /g de matière sèche.

Pour les extraits d'*E.camaldulensis*, le tableau 3.5 et la figure 3.31, montrent, que la teneur la plus élevée en phénols totaux est enregistrée dans l'extrait des feuilles sèches, elle est de l'ordre de  $494,06 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait, suivi de celle de l'écorce et des graines avec  $492,37 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait, de tige  $461,49 \pm 29,71$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait et des feuilles fraîches  $372,04 \pm 21,93$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait. Quant aux flavonoïdes, l'extrait des feuilles fraîches est le plus riche en flavonoïdes ( $82,57 \pm 1,83$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait) suivi de celui des feuilles sèches ( $45,61 \pm 3,01$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait) tandis que les extraits des autres organes présentent des valeurs les plus faibles ( $3,65 \pm 1,37$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait pour l'extrait des tiges et  $3,41 \pm 1,82$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait pour celui de l'écorce et  $2,91 \pm 0,76$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait pour l'extrait des graines). Les tanins condensés sont bien représentés dans l'extrait des graines ( $187,83 \pm 0,07$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait), suivi des tiges ( $104,83 \pm 0,21$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait) et en dernière lieu celui de l'écorce ( $62,75 \pm 0,07$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait). Pour les tanins hydrolysables, les valeurs les plus élevées sont enregistrées dans l'extrait de l'écorce avec  $2,24 \pm 0,07$  g/g de matière sèche, suivi de celle des feuilles sèches avec  $1,83 \pm 0,07$  g/g de matière, et des graines avec  $0,85 \pm 0,12$  g/g de matière sèche, suivi de l'extrait des feuilles fraîches avec une teneur de  $0,72 \pm 0,12$  g/g de matière sèche, et en dernier lieu l'extrait des tiges avec  $0,35 \pm 0,04$  g/g de matière sèche.

Pour les extraits préparés à base de *P.lentiscus*, le tableau 3.5 et la figure 3.32, indiquent que les phénols totaux sont bien représentés dans l'extrait des feuilles sèches avec  $494,06 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait, suivi des tiges  $492,37 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait, et des feuilles fraîches  $395,09 \pm 3,92$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait, et finalement l'extrait des graines dont les valeurs enregistrées sont de l'ordre de  $350,26 \pm 7,89$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait. Pour les flavonoïdes, l'extrait des feuilles fraîches est le plus riche en flavonoïdes avec une teneur de  $70,15 \pm 1,22$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait, suivi de celui des feuilles sèches  $45,66 \pm 1,16$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait, tandis que les graines présentent des taux de l'ordre de  $15,10 \pm 8,88$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait et les tiges des valeurs les plus faibles de l'ordre de  $1,36 \pm 1,22$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait. Quant aux tanins condensés, l'extrait des tiges et graines sont les plus représentés avec des valeurs de l'ordre de  $334,17 \pm 0,66$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait et  $300,75 \pm 1,18$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait respectivement, suivi de l'extrait des feuilles sèches  $170,41 \pm 0,06$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait et celui des feuilles fraîches avec les

valeurs les plus faibles  $10,35 \pm 0,05 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait. Quant aux tanins hydrolysables, les valeurs enregistrées sont de l'ordre de  $1,59 \pm 0,16 \text{ g /g}$  de matière sèche pour l'extrait des feuilles sèches, suivi de  $1,05 \pm 0,05$  pour les tiges, de  $0,92 \pm 0,11 \text{ g/g}$  de matière sèche chez l'extrait des graines et en dernier lieu celui des feuilles fraîches dont les valeurs enregistrées sont de l'ordre de  $0,69 \pm 0,02 \text{ g /g}$  de matière sèche.

Selon le tableau 3.5 et la figure 3.33, pour les extraits préparés à base de *Z.lotus*, les polyphénols totaux sont bien présentés dans l'extrait des feuilles sèches et de pulpe des fruits et feuilles fraîches dont les valeurs enregistrées sont de l'ordre de  $484,16 \pm 8,58 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait et  $494,06 \pm 0,00 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait et  $380,17 \pm 18,01 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait respectivement, par rapport aux tiges  $18,87 \pm 4,54 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait. Quant aux flavonoïdes, les valeurs obtenues les plus élevées sont de l'ordre de  $18,49 \pm 15,34 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait dans l'extrait des feuilles fraîches et de  $13,75 \pm 9,59 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait dans celui de pulpe des fruits. En revanche, l'extrait des feuilles sèches affiche les valeurs les plus faibles de  $3,03 \pm 2,17 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait. En parallèle, les valeurs des tanins condensés obtenues sont des valeurs faibles de l'ordre de  $4,76 \pm 0,40 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait dans l'extrait des tiges. Quant aux tanins hydrolysables, les valeurs les plus élevées sont de l'ordre de  $1,05 \pm 0,15 \text{ g /g}$  de matière sèche enregistrées dans l'extrait des feuilles sèches, et  $0,79 \pm 0,11 \text{ g /g}$  de matière sèche dans celui de pulpe des fruits,  $0,67 \pm 0,01 \text{ g /g}$  de matière sèche dans l'extrait des feuilles fraîches et  $0,29 \pm 0,00 \text{ g /g}$  de matière sèches dans l'extrait des tiges.

## CHAPITRE 4

### DISCUSSION

L'application des produits naturels est une méthode de lutte qui présente beaucoup d'avantages pour la santé de l'être vivant et pour son environnement par rapport aux produits de synthèse chimique qui contaminent globalement la biosphère [273]. Plusieurs molécules allélochimiques biodégradables dans le sol [274], non dénuées d'instabilité ou de toxicité pour les mammifères, ont été extraites des plantes pour lutter contre les insectes nuisibles : la nicotine du tabac, la roténone des Papilionacées ou les pyrèthres du Chrysanthème; l'azadirachtine extraite d'*Azadirachta indica* [CROSBY, 1966 in DIAKITE 275].

Cette étude préliminaire, vise à mettre en évidence l'activité insecticide des extraits aqueux des plantes sur l'insecte défoliateur des pineraies la chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* qui pose un problème majeur pour le patrimoine forestier au niveau de la wilaya de Tissemsilt. Ainsi que la mise en valeur de la flore autochtone de Tissemsilt par l'étude phytochimique des plantes utilisées dans les tests de toxicité.

En effet, c'est une étude comparative de l'effet biocide des extraits aqueux préparés à base de différents compartiments de plantes à savoir : l'eucalyptus *Eucalyptus camaldulensis*, le lentisque *Pistacia lentiscus* et le jujubier sauvage *Zizyphus lotus* sur les cinq stades larvaires de *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration ; contact et ingestion. Ces tests sont réalisés dans les conditions contrôlées de laboratoire. Les facteurs prise en charge de l'effet des extraits sur la mortalité journalière et sur les populations résiduelles sont le temps, type d'extrait, stade larvaire et mode d'administration. Ainsi que l'estimation des

valeurs de DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des différents bioproduits 24, 48, 72, 90 et 120 heures après administration.

L'autre partie de l'étude est consacrée à la détermination de la composition chimique de ces extraits par recours au screening phytochimique et le dosage quantitatif des composés phénoliques par spectrophotométrie.

#### 4.1. Etude de l'effet toxique des extraits aqueux des plantes sur les larves de la chenille processionnaire du pin *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration, contact et ingestion

##### 4.1.1. Mortalité et symptômes

Une toxicité et une activité d'inhibition des processus de mue ont été signalées chez les larves de la processionnaire du pin traitées par les extraits aqueux des plantes testées. En effet, d'après CESPEDES et al. [276] et FENG et al. [277], les composés naturels et des extraits des plantes inhibent la synthèse de la cuticule des insectes, et perturbent la mue et la sclérotisation. Donc, les extraits de plantes peut être considérée comme régulateurs de croissance efficace (IGR), ainsi que d'avoir une activité similaire aux phytoecdystéroïdes [278]. DEVI et BORA [279] ont signalé également l'effet inhibiteur sur l'émergence des adultes *Aedes aegypti* traités par des concentrations sublétales des alcaloïdes, phénols et terpénoïdes extraites des feuilles de *Zizyphus jujuba*, outre l'effet létal de l'extrait phénoliques sur les larves.

##### 4.1.2. Evaluation de l'effet des extraits aqueux des plantes sur la mortalité journalière et les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration; contact et ingestion

###### 4.1.2.1. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base d'*E.camaldulensis*

Comme le préconisent, EWETE et *al.* [280], le fort taux de mortalité provoqué dans une population de ravageurs traités est un indicateur de la toxicité du produit utilisé.

Les résultats de la présente étude montrent que les extraits aqueux préparés à base d'*E.camaldulensis* ont une activité biocide sur la chenille processionnaire du pin, dont à la forte dose D1 par contact, on a enregistré des taux de mortalité qui sont comprises entre 70,33%±31,34; en cas d'administration de l'extrait des feuilles fraîches et 93,67% ±10,83 pour celui de feuilles sèches. Par ingestion, à la forte dose D1, les taux de mortalité enregistrés sont compris entre 21,83%±15,30 en cas d'administration de l'extrait d'écorce et 54,83% ± 25,53% pour celui des feuilles fraîches. Les valeurs rapportées pour les lots témoins sont plus faibles que celles notées pour les lots traités.

Les résultats du présent travail montrent qu'il y'a une toxicité progressive des extraits aqueux d'*E.camaldulensis* sur les populations larvaires de *T.pityocampa* (tous stade confondu) avec une différence très hautement significative selon les deux modes de traitement. En plus, on a mise en évidence que par contact *E.camaldulensis* la forte dose D1 prend le statut toxique, tandis que la demi dose D2 et la faible dose D3 sont moyennement toxique. Par ingestion, les trois doses expérimentées prennent le statut faiblement toxique.

Apparemment, l'effet toxique des extraits testés sur les larves de *T.pityocampa* peut être lié à la présence de composés biologiquement actifs [281]. Les presents résultats sont en accord avec ceux obtenus par SECK et *al.* [282] qui ont enregistré un taux de mortalité de 85% chez les adultes de *Callosobruchus maculatus* administrées par une dose de 52% de poudre de graines de neem après trois jours d'exposition. Cependant BOUCHIKHI TANI [283] annonce que les poudres extraites des plantes d'*Artemisia herba-alba*, *Rosmarinus officinalis* et *Origanum glandulosum* diminuent considérablement la longévité des adultes d'*Acanthoscelides obtectus*. Les feuilles de tabac malaxées avec l'eau ont été utilisées et donnent des bons résultats en matière de lutte contre les moustiques [12].

Les résultats du présent travail montrent que les taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* évoluent proportionnellement avec les trois doses D1, D2 et D3 prescrites pour tous les extraits préparés à base d'*E.camaldulensis*. Ceci est probablement due à la concentration en molécules actives ; ce qui est en accord avec les travaux de KIM et AHN [284], qui ont montré que le taux de mortalité chez les adultes de *Sitophilus oryzae*, *Callosobruchus chinensis* et *Lasioderma serricornis* traités avec des extraits dérivés du fruit de fenouil *Foeniculum vulgare* par contact, progressent avec l'augmentation de la dose du biopesticide suite à l'augmentation de contenu en principes actifs.

La coévolution insecte - végétal conduit à l'élaboration de coûteux mécanismes de défense par les plantes comme une protection contre les herbivores. Parmi ces mécanismes, nous pouvons trouver l'induction de protéines de défense [285], la libération de substances volatiles pour attirer les prédateurs ou les parasitoïdes des insectes phytophages [286] ou la production de composés secondaires [287, 288]. Ces composés participent activement aux interactions de la plante avec son environnement, soit en jouant le rôle de signaux de reconnaissance vis-à-vis de certains micro-organismes, soit en lui permettant de résister à divers agressions, d'origine biologique ou non [178].

Les conséquences écologiques des différentes interactions plantes-environnement sont importantes d'une part à l'échelle restreintes d'un écosystème ou d'une niche écologique et d'autre part à plus grande échelle. Comme par exemple dans l'adaptation des végétaux à l'altitude et leur répartition. Ces différents aspects permettent de souligner l'importance des allélochimiques, qu'il soit constitutifs ou qu'ils s'accumulent à la suite de différents stress. Ceux-ci jouent un rôle essentiel dans l'équilibre de la plante au sein de son milieu naturel et dans ses capacités d'adaptation [178]. Les exemples de phénomènes allélopathiques connus sont très nombreux. On les observe entre plantes-plantes tels que les plantes cultivées, les plantes spontanées ou encore entre ces deux catégories [289]. On les observe également entre plantes-insectes et entre plantes-microorganismes ou entre microorganismes-microorganismes.

Le sol est le réservoir principale des substances allélochimiques, ces substances sont libérées directement par les exsudats des racines ou par la décomposition de la matière végétale. Celles-ci constituent la source majeure de substances allélochimiques dans la nature [290]. Les relations d'entraide ou d'exclusion ont le plus souvent pour origine des excrétions racinaires. C'est ainsi que certaines fougères, ne poussent pas sous un noyer (*Juglans nigra* L.) et sous d'autres végétaux vasculaires, dont les racines libèrent très régulièrement un composé volatil toxique pour diverses espèces : la juglone (du nom latin des noyers 'juglans').

Dans l'atmosphère, lorsque les plantes du genre *Allium* L. sont attaquées par des insectes, elles émettent des composés soufrés volatils. Ces composés interviennent certainement dans les réactions de défense des Alliums contre les insectes ravageurs. Ces composés allélochimiques ont un très large spectre de toxicité sur les insectes. Cette toxicité est probablement la cause du non développement des insectes aux dépens des Allium et notamment du poireau (*Allium porrum* L.) [291].

Certaines familles de végétaux métabolisent des alcaloïdes, souvent violemment toxiques, des acides ou des hétérosides ou encore des molécules aromatiques comme certains alcools, phénols, cétones, aldéhydes, et terpènes produits en permanence par des plantes aromatiques [292]. Les polyphénols sont largement répandus dans le règne végétal. Ils sont impliqués dans plusieurs activités physiologiques et écologiques conférant une résistance des plantes aux infections fongiques, bactériennes et virales [293]. Ces molécules vont agir sur le comportement d'un grand nombre d'insectes phytophages par des processus de répulsion ou d'anti appétence [294, 295, 296, 297, 298, 299]. Leur toxicité s'exerce de façon sélective sur le système nerveux (neurotoxique), le système reproducteur (reprotoxique) ou le système digestif des bioagresseurs [300, 301].

L'*E.camaldulensis* est une plante très riche en arsenal de composés secondaires diversifié. Dans les feuilles d'*E.camaldulensis*, environ une dizaine de phénols ont été isolés et identifiés par DEL *et al.*(1970) in THIOMBIANO [302], parmi ces phénols se trouvent les acides caféique, chlorogénique, paracoumarique, férulique

et gallique [ HILLIS (1966) in THIOMBIANO 302]. On y trouve les tanins constitués de monomère parantho-cyanidines qui sont responsables de la couleur rouge du bois d'*E.camaldulensis* [NISI (1966,1970) in THIOMBIANO 302]. On y trouve aussi des huiles essentielles qui sont caractérisées par la présence d'une trentaine de produits avec, comme constituant majoritaire, le 1,8-cineole (environ 43%), les autres constituants représentent environ 57% de la totalité d'huile essentielle, ces composés regroupent les monoterpènes non oxygénés, les monoterpènes oxygénés et les sesquiterpènes [303].

Par ailleurs, d'autres chercheurs ont dévoilé la susceptibilité de la chenille processionnaire du pin *T.pityocampa* envers d'autres plantes. En effet, UNAL et AKKUZU [304] ont noté la sensibilité des larves de *T.pityocampa* à l'azadirachtine ; une molécule issue des graines du Margousier (*Azadirachta indica*) ; qui se traduit par une inhibition significative de la croissance larvaire et une diminution de l'activité alimentaire par rapport aux lots témoins. D'après KANAT et ALMA [245], les huiles essentielles des feuilles d'*E.camaldulensis* et de laurier *Laurus nobilis*, de la partie aérienne de thym *Thymus vulgaris*, des fleurs et des feuilles de la lavande *Lavandula angustifolia*, ont un effet biocide sur les larves de *T.pityocampa*. BACHIR *et al.* [305] ont trouvé que par ingestion, les extraits méthanoïques des feuilles de *Juniperus oxycedrus* et de *Juniperus phoenicea*, procurent des taux de mortalité qui varient en moyenne de 54,4 % à 56,2% chez les larves de *T.pityocampa*, pouvant être traduit par un effet anti-appétant. Ainsi ZIOUCHE [306] a montré que les traitements à base des huiles essentielles de *Thymus palleescens*, *Pinus halepensis* et *Artemisia herba alba* ont provoqué des taux de mortalité de l'ordre de 90%, 90%, et 36,7% respectivement chez les larves L2 de *T.pityocampa*, et de l'ordre de 96,7%, 75% et 83,3% respectivement chez les larves L3 de *T.pityocampa*.

En comparaison avec les insecticides chimiques, les essais réalisés dans un jeune reboisement en forêt de conifères contre *T.pityocampa* à l'aide de trois produits à base de *Bacillus thuringiensis* : Bactospéine, Dipel, Thuricide et d'une spécialité à base de diflubenzuron, le Dimilin, ont permis de préciser que les quatre formulations étudiées n'ont manifesté que peu de différence en ce qui concerne leur efficacité importante à moyen terme [307].

A partir des essais de traitement réalisés en forêt, en février 1984 et 1985, avec la deltaméthrine composé chimique de la famille des pyréthriinoïdes, à propriété neurotoxique, contre les chenilles des deux derniers stades larvaires de la processionnaire du pin, il apparaît que la mortalité atteint pratiquement 100%, même lorsque l'application a lieu sous des conditions hivernales rigoureuses [308].

Les présents résultats sont en accord avec ceux obtenus par d'autres chercheurs qui ont mis en évidence, le pouvoir insecticide d'*E.camaldulensis* ainsi que d'autres plantes vis-à-vis des insectes ravageurs.

BOURARACH et al. [309], ont montré que la poudre des feuilles d'*E.camaldulensis* testée, a un effet visible sur *Sitophilus oryzae* et *Rizopertha dominica*. Une étude menée sur les huiles essentielles d'*E.camaldulensis* révèle que ces derniers ont un effet biocide par contact sur *Microcerotermes diversu*, avec une toxicité digestive adapté [310]. L'activité insecticide des huiles essentielles d'*E.camaldulensis* a été mise également en évidence sur les œufs de *Ephestia kuehniella* (Lepidoptera : Pyralidae) [311]. ELBANNA [312] a enregistré que 20 ml de l'extrait de graines d'Eucalyptus à 1000 ppm a tué toutes les larves de moustiques dans les 14 heures qui suivent le traitement.

LAOUIRA [313] ajoute que les cinq doses (12, 14, 16,18 et 20g) de poudre d'extraits aqueux des feuilles sèches de *Nerium oleander*, *Schinus molle*, *E.camaldulensis* et *Urtica dioica* ont présenté une toxicité appréciable vis-à-vis les adultes de *Drosophila melanogaster*, avec des taux de mortalité qui peuvent aller à 99%. Cependant, les poudres de *Myrtus communis* et *Olea europea* se sont montrées inefficaces aux doses testées. Le temps létal 50 le plus court est enregistré pour *N.oleander* soit 14,21 heures.

Les résultats du présent travail sont proches de ceux trouvés par HAJI [314], qui a montré l'effet insecticide des extraits des feuilles d'*E.camaldulensis*, *Nerium oleander* et *Myrtus communis* sur le ravageur des fruits à noyau " *Hyalopterus pruni* " avec respectivement quatre concentrations (4; 6; 8 et 10%). Les taux de

mortalité obtenus varient de 92,6 à 40,4% respectivement chez l'extrait des feuilles d'*E.camaldulensis* et *N.oleander* après 48h d'exposition à la dose de 10%. Par contre l'extrait de *Myrtus communis* a procuré une mortalité maximale de 11,1% après 48h pour la même dose.

A cet effet, KALOMA et al. [315] ont étudié l'effet des poudres d'*Eucalyptus citriodora*, de *Cupressus lucitanica* et de *Tagetas minitiflora* dans la conservation des graines du maïs (*Zea mays*) et du haricot (*Phaseolus vulgaris*) pendant 10 mois. La poudre de *T. minitiflora* s'est révélé plus efficace dont les pertes en graines sont moins élevées (inférieures à 5%), un nombre d'imagos plus bas et une perte en poids négligeable. La poudre d'*E.citriodora* se place en deuxième position pour le haricot et en troisième position pour le maïs tandis que celle de *C. lucitanica* se classe à la troisième place pour le haricot et à la deuxième pour le maïs.

En revanche, BAGHERI et al. [316] ont travaillé sur la bioactivité de l'huile essentiel d'*Eucalyptus globolus* à différentes doses (0,277 ; 0,138 ; 0,0694 ; 0,3472 et 1,56  $\mu\text{l}/\text{cm}^2$ ) sur les adultes de *Tribolium castaneum*. Les taux de mortalité enregistrés sont de l'ordre de 23,33 ; 35 ; 48,33 ; 61,66 et 81,66% respectivement. En plus, HAOUEL et al., [317] ont confirmé l'efficacité de deux huiles essentielles *Eucalyptus lehmani* et *Eucalyptus astringens* contre les adultes de *Callosobruchus maculatus*.

Par ailleurs, les extraits des plantes sont connus par d'autres effets sur d'autres paramètres biologiques d'insecte. En effet, ABBASSI et al. [318] ont constaté que les individus de *Schistocerca gregaria* traités avec un extrait brut d'un mélange des alcaloïdes des feuilles de *Calotropis procera*, présentent une hyperexcitabilité interrompue par des moments d'immobilité, des tremblements des appendices et des segments de l'abdomen.

A cet effet, AUGET et al. [297], notent que les flavonoïdes sont connus comme insecticide avec un effet répulsif sur les insectes phytophages. Ils réduisent significativement la ponte chez *Callosobruchus chinensis* de même qu'une toxicité à l'égard des adultes [319]. KELLOUCHE et SOLTANI [320] ont montré que les

poudres des feuilles de figuier *Ficus carica*, *Eucalyptus globulus*, d'olivier *Olea europaea* et du *Citrus limon* affectent légèrement la fécondité des femelles de *Callosobruchus maculatus*, tandis que la poudre de giroflier *Syzygium aromaticum* inhibe la fécondité des femelles du bruche du niébé dès la plus faible dose (0,20%).

Cependant, l'activité toxique d'une substance végétale dépend de plusieurs facteurs dont le mode d'extraction et la concentration en principes actifs [321, 322] et du niveau de sensibilité des larves [323].

Les résultats de la présente étude montrent que le niveau de toxicité d'*E.camaldulensis* diffère d'un compartiment à un autre. En effet par contact, à la forte dose D1, le taux de mortalité le plus élevé est enregistré dans le cas d'administration de l'extrait des feuilles sèches (93,67%±10,83), suivi de l'extrait des graines (92,50%±14,55) ; de l'extrait d'écorce (90,00%±16,30) ; de l'extrait des tiges (83,30%±22,89) et finalement de l'extrait des feuilles fraîches (70,33%±31,34). Par ingestion, le taux de mortalité le plus important est enregistré suite au traitement par l'extrait des feuilles fraîches (54,83% ±25,53); suivi de l'extrait des tiges (45,17%±33,96); de l'extrait des feuilles sèches (32% ±28,70) ; de l'extrait des graines (23,50%±19,34) et finalement de l'extrait d'écorce (21,83%±15,30).

En revanche la lecture globale type GLM de l'effet des extraits d'*E.camaldulensis* sur les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* par contact, montre que les 3 extraits à citer ; d'écorce, des feuilles sèches et des graines expriment une toxicité moyenne et ceux des feuilles fraîches et des tiges une toxicité faible. Par ingestion, les bioproduits à base d'*E.camaldulensis* prennent le statut faiblement toxique.

Cependant, cette différence d'effet toxique entre les extraits des organes d'*E.camaldulensis* testés vis-à-vis les larves de *T.pityocampa* est due probablement de la différence dans les types des composants à effet toxique ainsi que leurs concentrations. Elle pourrait aussi être due à certains constituants

minoritaires ou à un effet synergique de plusieurs constituants, ou à l'insecte lui-même.

Par ailleurs, la synthèse des substances allélopathiques, comme tous les métabolites secondaires, est très sensible aux facteurs de l'environnement, qu'ils soient de nature physique, chimique ou biologique [178].

En effet, tous les principaux organes de la plante (tiges, feuilles et fruits) ont le potentiel de stocker les composés allélochimiques en quantités variables [324]. Ils sont typiquement produits dans un organe, tissu ou type cellulaire spécifique à des stades particuliers du développement, par exemple durant le développement de la fleur, du fruit, de la graine ou de la plantule. En outre leur concentration dans la plante varie souvent dans des grandes proportions au cours d'une période de 24 heures [299]. Par exemple, Les pieds mâles et femelles de l'ortie *Urtica dioica*, ont des taux comparables de flavonoïdes par contre la teneur en acides phénoliques est plus élevée chez les pieds mâles [325, 326, 327].

En revanche, les plantes répondent aux stress environnementaux à travers des réactions biochimiques variées. Ce qui peut leur fournir une protection contre les agents causaux. Certains allélochimiques sont des substances antimicrobiennes produites uniquement après une blessure ou une attaque par des bactéries ou champignons [299].

Ainsi, l'augmentation des composés allélopathiques phénoliques et terpéniques sous stress environnementaux est bien documentée. Par exemple, une élévation de la lumière UV-B induit l'accumulation de phenylpropanoïdes et des flavonoïdes dans différentes espèces de plantes comme le haricot (*Phaseolus vulgaris* L.), le persil (*Petroselinum crispum*), la pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.), la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), le maïs (*Zea mays* L.), le seigle (*Secale cereale* L.), l'orge (*Hordeum vulgare* L.) et le riz (*Oryza sativa* L.) [328, 329, 330].

RIGHI [331] ajoute en comparant l'activité insecticide des poudres des feuilles et des fleurs de pois chiche *Cicer arietinum* sur *Callosobruchus chinensis*, il a montré qu'elles ont un rôle bio insecticide notable avec un effet très important de la

poudre des feuilles par rapport à la poudre des fleurs. De même ; KHANH et *al.* [332] ont démontré que l'effet allélopathique des feuilles du laurier rose *N.oleander* est élevé par rapport à celui des racines et des tiges.

Les résultats du présent travail montrent que l'activité biocide des extraits aqueux préparés à bases d'*E.camaldulensis* exercent une activité larvicide sur *T.pityocampa* ; très importante par contact plus que par ingestion. En plus, par contact, cette activité débute généralement dès les premiers jours d'administration, tandis que par ingestion elle est tardive ; cela peut être due que par ingestion l'insecte doit avoir le temps pour accumuler la dose létale.

En effet, KERRIS et *al.* [333] ont comparé l'activité insecticide de la sève de *N.oleander* selon les 3 modes d'administration ; contact, ingestion et inhalation sur les larves de la chenilles *Lymantria dispar*, ils ont confirmé que par contact et inhalation, la sève de *N.oleander* est plus efficace avec 100% de mortalité avec un effet insectifuge considérable.

Concernant la sensibilité des stades larvaire de *T.pityocampa*, selon BRENGUES et COOSEMANS [334], les larves des premiers stades sont plus sensibles aux insecticides que les larves des dernier stades, ce qui est en accord avec les résultats de la présente étude dans le cas de traitement des larves de *T.pityocampa* avec les extraits d'*E.camaldulensis* avec quelques exceptions. En effet, par contact les larves L3 sont un peu plus sensibles par rapport aux larves L2, tandis que par ingestion les larves L4 semblent les plus sensibles par rapport aux L3 et L2. Cela peut être du aux choix non homogène des larves (les larves ne sont pas du même âge) ou que les populations soumises sous traitement contiennent des mâles et femelles.

Le sexe de l'insecte peut influencer la résistance de l'insecte aux insecticides ou molécules toxiques. En faite, le traitement par répulsion montre que l'huile essentielle de *P.lentiscus* est répulsive vis-à-vis des adultes mâles diapausants de *Bruchus rufimanus* et moyennement répulsif vis-à-vis des adultes femelles. Cette huile a provoqué la mort totale des adultes femelles 12 heures après la mort des mâles par contact, et 1 heure par inhalation [335].

La différence de comportement entre les mâles et les femelles des insectes vis-à-vis d'un xénobiotique est assez courante. En effet, selon LOUAT [120], les mâles et les femelles de *Drosophila melanogaster* ne montrent pas la même sensibilité à la dieldrine- un organochloré-, il a constaté que les mâles sont apparus beaucoup moins sensibles que les femelles. L'exposition à la dieldrine a peu d'effets sur la durée de vie des mâles qui se trouve diminuée de 31 jours pour la dose la plus forte alors qu'elle est diminuée de 78 jours pour la même dose chez les femelles. Il a également constaté que l'activité locomotrice n'était pas affectée chez les mâles, contrairement à ce qui est observé chez les femelles. De même pour l'imidaclopride- un néonicotinoïde- il a montré une différence entre les deux sexes, ou les mâles sont moins sensibles que les femelles dans le cas d'une intoxication chronique. LOUAT [120] a fait l'hypothèse que cette différence reflète une différence dans l'expression de cytochromes P450 entre les mâles et les femelles. Une autre possibilité est que le cerveau des mâles n'est pas identique à celui des femelles et qu'il est moins sensible à la neurodégénérescence induite par la dieldrine. Ce même auteur a souvent proposé que la différence de durée de vie entre mâles et femelles soit liée à des fonctions de reproduction. Il a proposé alors une troisième hypothèse qui est liée au fait que la dieldrine induit une baisse importante des réserves énergétiques. Les fonctions reproductrices de la femelle ont probablement un coût en termes de réserves énergétiques plus importantes. En effet au cours de l'ovogénèse, celles-ci produisent des ovocytes qui stockent des gouttelettes lipidiques (lipid droplets ou LDs) pour assurer le développement embryonnaire. Elles seraient donc plus affectées par une exposition à la dieldrine.

#### 4.1.2.2. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *P.lentiscus*

L'expression des résultats du présent travail montre que les extraits aqueux préparés à base de *P.lentiscus* ont une activité biocide sur la chenille processionnaire du pin, dont à la forte dose D1 par contact, on a enregistré des taux de mortalité qui sont compris entre  $10,57 \pm 5,79$  pour l'administration de l'extrait des feuilles fraîches et  $98,33\% \pm 3,73\%$  pour celui des graines. Par

ingestion, les taux enregistrés sont de l'ordre de  $25,50\% \pm 22,47$  ; pour l'extrait des graines et  $39,13\% \pm 31,34$  pour celui des feuilles sèches. Cette activité toxique des extraits testés sur les larves de *T.pityocampa* peut être liée à la présence de composés biologiquement actifs [281].

On remarque ainsi que les taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* évoluent proportionnellement avec les doses prescrites pour tous les extraits de *P.lentiscus* à l'exception des cas de l'extrait des feuilles fraîches par contact (D1= $10,57 \pm 5,79$ ; D2= $16,85 \pm 10,72$ ; D3= $7,54 \pm 6,16$ ); de celui des graines par contact (D1= $98,33\% \pm 3,73$ ; D2= $100\% \pm 0,00$ ; D3= $93,19\% \pm 9,33$ ) et des feuilles fraîches par ingestion (D1= $29,67 \pm 13,68$ ; D2= $23,33 \pm 22,55$ ; D3= $28,33 \pm 26,74$ ).

L'évolution proportionnelle de mortalité est probablement due à la concentration en molécules actives ; ce qui est en accord avec les travaux de KIM et AHN [284] et le désordre de l'évolution de la mortalité est peut être résulté à la non homogénéité des populations soumis au traitement qui contiennent des larves mâles et femelles de *T.pityocampa*.

La lecture globale type GLM de l'effet temporelle des bioproduits préparés à base de *P.lentiscus* montre qu'il y'a une toxicité progressive sur les populations résiduelles larvaires de *T.pityocampa* avec une différence très hautement significative pour les deux modes de traitement. En effet, on a mise en évidence que par contact, les doses D1 et D2 sont moyennement toxiques et D3 est faiblement toxique. Par ingestion, les trois doses testées prennent le statut faiblement toxique sur les populations résiduelles de *T.pityocampa*.

Les feuilles de *P. lentiscus* sont caractérisées par la présence de glycosides, de flavonols comme la quercétine, myricétine, lutéoléine ainsi que l'isoflavone genisteine [336, 337]. Elles contiennent 6 à 7% du gallotanins de faible poids moléculaire, a savoir l'acide gallique et les dérivés d'acide quinique 5-O-, 3,5-O-di- et 3,4,5-O-trigalloyl [336]. Ces composés ayant des propriétés antibactériennes connues [338], leur présence pourrait donc expliquer les propriétés insecticides observées.

Par ailleurs, d'autres chercheurs ont mis en évidence, le pouvoir insecticide de *P.lentiscus* ainsi que d'autres plantes vis-à-vis des insectes ravageurs.

En effet, CHOUDER et DRICI [339] ont constaté que l'extrait méthanoïque des feuilles de *P.lentiscus* à la dose 0,3 g/l, induit un taux de mortalité de 38,88% chez *Rhyzopertha dominica*. Par contre chez les individus de *Toxoptera aurantii*, ce même extrait a engendré 100 % de mortalité à la forte dose de 30% au bout de trois jours [340].

L'évaluation de l'activité insecticide des huiles essentielles de *P.lentiscus* a fait l'objet de plusieurs études. En effet, BEHI et al. [341, 342] ont trouvé que les deux huiles essentielles extraites des feuilles de *P. lentiscus* et *Mentha pulegium* sont toxiques sur *Myzus persicae*, *Aphis gossypii* et *Aphis spiraecola* dont les taux de mortalité enregistrés sont de l'ordre de 76% et 86% (*Myzus persicae*), de 98% et 52% (*A. spiraecola*) et 94 % et 70 % (*A. gossypii*) pour l'huiles de *P.lentiscus* et *M.pulegium* respectivement. Cette efficacité est équivalente à celle du produit chimique: l'imidaclopride, qui a causé une mortalité de  $70 \pm 10\%$  [341].

On remarque que le niveau de toxicité de *P.lentiscus* diffère d'un compartiment à un autre. En effet, par contact, à la forte dose D1, on a eu les taux de mortalité, selon l'ordre décroissant suivant : graines (98,33%  $\pm$ 3,73) ; feuilles sèches (93,33%  $\pm$ 14,91) ; tiges (82,90%  $\pm$ 20,47) et feuilles fraîches (10,57 $\pm$ 5,79). Par ingestion, le classement décroissant des taux de mortalité enregistrés est : feuilles sèches (39,13% $\pm$  31,34) ; feuilles fraîches (29,67 $\pm$ 13,68); tiges (29,17%  $\pm$ 34,74); graines (25,50%  $\pm$  22,47). La lecture globale type GLM de chaque extrait de *P.lentiscus* sur les populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* par contact, montre que l'extrait des graines et des feuilles sèches ont une toxicité moyenne sur les larves de *T.pityocampa* et celles des tiges et des feuilles fraîches ont un effet neutre. Par ingestion, tous les extraits de *P.lentiscus* ont un effet neutre.

Cependant, cette différence d'effet toxique entre les extraits des organes de *P.lentiscus* testés vis-à-vis les larves de *T.pityocampa* est due probablement de la différence dans les types des composants à effet toxique ainsi que leurs

concentrations. Elle pourrait aussi être due à certains constituants minoritaires ou à un effet synergique de plusieurs constituants ou à l'insecte lui-même

En effet SADEGHI et *al.* [343], ont confirmé que l'huile essentielle de résine de *P.lentiscus* avérée plus toxique sur *Tribolium castaneum* par rapport à ceux extraites des feuilles et des fruits.

Les résultats de la présente étude montrent que les extraits aqueux préparés à base de *P.lentiscus* exercent une activité larvicide sur *T.pityocampa* très important par contact plus que par ingestion, l'exception est faite pour l'extrait des feuilles fraîches dont le taux enregistré pour le mode contact à la forte dose D1 ( $10,57 \pm 5,79$ ) est inférieur par rapport à celui par ingestion ( $29,67 \pm 13,68$ ). Cela peut être due à la non homogénéité des populations soumis à l'expérimentation ou que les lots contiennent des mâles et des femelles de *T.pityocampa*. En plus, par contact, cette activité débute généralement dès les premiers jours de contact, tandis que par ingestion l'activité insecticide est tardive ; cela peut être due que par ingestion l'insecte doit avoir le temps pour accumuler la dose létale.

La différence d'effet des biocides selon le mode d'administration est confirmée dans plusieurs travaux. En effet, HAMDY et SADOUK [335] ajoutent que le test par inhalation de l'huile essentielle de *P.lentiscus* montre plus d'efficacité sur les adultes mâles et femelles de *Bruchus rufimanus* par rapport au test par contact, car dès la plus faible dose 0,5 µl, le taux de mortalité totale est enregistré au bout de 24h d'exposition ; et avec 2 µl ils ont observé une mortalité totale après une heure pour les mâles et deux heures pour les femelles. Le traitement par répulsion montre que l'huile de *P.lentiscus* est répulsive vis-à-vis des adultes mâles et femelles de *B. rufimanus*.

MAHMOUDI et DAHMANE [344], ont montré que l'huile essentielle de *P.lentiscus* est efficace par contact ainsi que par inhalation suite à son application contre les adultes de bruches du haricot *Acanthoscelides obtectus* avec des taux de mortalité très hautement significative.

Concernant la sensibilité des larves, dans le cas de l'administration des extraits aqueux de *P.lentiscus* par ingestion, les larves des premiers stades sont plus sensibles que les larves des derniers stades, ce qui est en accord avec BRENGUES et COOSEMANS [334]. Dans le cas d'administration contact, les stades L2 avérées les plus résistantes et les larves L5 les plus sensibles. Cela peut être dû aux choix non homogène des larves, les larves ne sont pas du même âge ou que les populations soumises sous traitement contiennent des mâles et femelles.

#### 4.1.2.3. Evolution temporelle de la mortalité et des populations résiduelles des larves de *T.pityocampa* sous l'effet des extraits aqueux à base de *Z.lotus*

Les résultats du présent travail montrent que les extraits aqueux préparés à base de *Z.lotus* ont une activité biocide sur la chenille processionnaire du pin, dont à la forte dose D1 par contact, on a enregistré des taux de mortalité qui sont compris entre 88,00%  $\pm$ 26,83 % pour la pulpe des fruits et 100,00%  $\pm$ 0,00 pour les feuilles fraîches. Par ingestion, ces valeurs sont comprises entre 32,17% $\pm$ 39,39% pour l'extrait des graines et 67,83%  $\pm$ 0,00 pour l'extrait des feuilles sèches. Les valeurs rapportées pour les lots témoins sont plus faibles que celles notées pour les lots traités. Cette activité toxicité des extraits sur les larves de *T.pityocampa* peut être liée à la présence de composés biologiquement actifs [281].

L'expression des résultats de la présente étude confirme que les taux de mortalité chez les larves de *T.pityocampa* évoluent proportionnellement avec les doses prescrites pour tous les extraits de *Z.lotus* à l'exception du cas de l'administration de l'extrait des feuilles fraîches par ingestion (D1=39,17% $\pm$ 41,62 ; D2=22,50% $\pm$ 31,26; D3=25,83% $\pm$  30,39). L'évolution proportionnelle de la mortalité est probablement due à la concentration en molécules actives ; ce qui est en accord avec les travaux de KIM et AHN [284] et le désordre de l'évolution de mortalité est peut être dû à la non homogénéité des populations soumis au traitement qui contiennent des larves mâles et femelles de *T.pityocampa*.

Les résultats montrent qu'il y'a une toxicité progressive des bioproduit à base de *Z.lotus* sur les populations larvaires de *T.pityocampa* (tous stade confondu) avec

une différence très hautement significative pour les deux modes de traitement. En effet, on a mise en évidence que par contact, les doses D1, D2 et D3 expriment le statut toxique. Par ingestion, les trois doses testées prennent le statut faiblement toxique.

En revanche, *Z.lotus* est très riche en arsenal de composés secondaires diversifié. Il est connu par son contenu en polyphénols (flavonoïdes, tanins), les triterpènes, les anthraquinones, les alcaloïdes (cyclopeptides et isoquinolides), les saponosides [345, 346, 347, 348, 349] de type dammarane : -jujuboside B - jujubogenin glycoside -dérivé sulfaté de jujubasaponine IV [350].

Cependant, le pouvoir insecticide de *Z.lotus* sur d'autres ravageurs est confirmé. AZIBI [351], a révélé une bioactivité importante de la poudre de pulpe des fruits de *Z. lotus* vis-à-vis *Tribolium castaneum* en induisant la mortalité totale des adultes. En plus l'extrait méthanoïque de la pulpe des fruits de *Z. rugosa*, espèce de la même famille que celle de *Z.lotus*, a causé la mortalité de 100% des larves de deuxième stade d'*Aedes aegypti* administrées à la concentration de 50 mg/ml [352]. De même, la fraction d'acétate, de n-hexane et d'éthyle de l'extrait brut des feuilles de *Zizyphus oxyphylla* ont montré une activité insecticide modérée sur les larves de *Tribolium castaneum*, *Callosbruchus analis*, et *Rhyzopertha dominica* [353].

Les résultats montrent ainsi que le niveaux de toxicité diffère d'un type d'extrait de *Z.lotus* à un autre. En effet, par contact, à la forte dose D1, on a eu les taux de mortalité, selon l'ordre décroissant : 100,00%  $\pm$ 0,00 pour l'extrait des feuilles fraîches, suivi de celui des graines (97,33% $\pm$ 5,96), des feuilles sèches (94,67% $\pm$ 46,40) des tiges (93,67%  $\pm$ 10,83), et de pulpe des fruits (88,00%  $\pm$ 26,83). Par ingestion l'ordre décroissant des taux de mortalité obtenu est : l'extrait des feuilles sèches (67,83%  $\pm$ 0,00), de pulpe des fruits (52,50% $\pm$ 40,35) ; des tiges (50,50%  $\pm$ 36,15), des feuilles fraîches (39,17% $\pm$ 41,62) et finalement des graines (32,17% $\pm$ 39,39). En revanche la lecture globale type GLM montre que tous les extraits de *Z.lotus* par contact, sont moyennement toxiques sur les populations larvaires de *T.pityocampa*. Par ingestion, tous les extraits de *Z.lotus* sont faiblement toxiques.

Cependant, cette différence d'effet toxique entre les extraits des organes de *Z.lotus* vis-à-vis les larves de *T.pityocampa* est due probablement de la différence dans les types de composant à effet toxique ainsi que leur concentration. Elle pourrait aussi être due à certains constituants minoritaires ou à un effet synergique de plusieurs constituants, ou à l'insecte lui-même.

Les présents résultats confirment ainsi que les extraits aqueux préparés à bases des compartiments de *Z.lotus* exercent une activité larvicide sur *T.pityocampa* importante par contact plus que par ingestion, en plus, par contact, cette activité débute généralement dès les premiers jours de contact, tandis que par ingestion l'activité insecticide est tardive ; cela peut être due que par ingestion l'insecte doit avoir le temps pour accumuler la dose létale.

Concernant la sensibilité des larves, dans le cas de l'administration des extraits aqueux de *Z.lotus* par contact, les larves des premiers stades sont plus sensibles que les larves des derniers stades, ce qui est en accord avec BRENGUES et COOSEMANS [334], Dans le cas d'administration ingestion, les larves L5 et L2 ont le même niveau de sensibilité et avérées les plus affectées par rapport à L4 et L3. Cela peut être du aux choix non homogène des larves, les larves ne sont pas du même âge ou que les populations soumises sous traitement contiennent des mâles et femelles.

#### 4.1.3. Estimation des valeurs de DL<sub>50</sub> et DL<sub>90</sub> des extraits utilisés dans les tests de toxicité contre la chenille processionnaire du pin *T.pityocampa* selon les deux modes d'administration, contact et ingestion

L'effet des insecticides dépend de la dose à laquelle les insectes sont exposés. Dans une population de terrain, la dose d'insecticide appliquée varie dans le temps et l'espace, en fonction de l'âge et de l'état de santé des insectes et d'autres facteurs biotiques et abiotiques auxquels les insectes sont exposés [354]. Si les concentrations sub létales d'un insecticide sont efficaces pour gérer la population de ravageur, son utilisation peut contribuer à minimiser la dose d'insecticide. Mais outre l'effet mortel, les doses sub létales d'insecticides peuvent

provoquent la résurgence des parasites [355]. Par conséquent, l'étude de l'effet des doses sub létales d'un insecticide potentiel est important pour des stratégies efficaces de lutte contre les insectes ravageurs [279].

On remarque que pour chaque phytopréparation, les valeurs de DL<sub>50</sub> obtenues diminuent graduellement du 1<sup>er</sup> au 5<sup>eme</sup> jour après traitement, ce qui explique la bonne efficacité des extraits testés dans le temps. Ces valeurs diffèrent d'un stade à un autre. D'autre part, on a déduit que les valeurs des DL<sub>50</sub> enregistrées chez les larves traitées par contact sont inférieures par rapport à ceux administrées par voie digestive par les bioproduits, ce qui confirme l'efficacité des extraits par contact plus que par ingestion.

#### 4.1. Etude phytochimique des extraits aqueux des plantes utilisés dans les tests de toxicité contre *T.pityocampa*

##### 4.1.1. Le taux d'humidité

Concernant les proportions d'eau dans les feuilles fraîches de nos plantes soumis à l'expérimentation, nos résultats montrent que les feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* révèlent des taux de 63,42%±2,03%. Ainsi, les feuilles fraîches de *P.lentiscus* renferment 68%±1,53% d'eau. Cette valeur concorde avec celle trouvé par BOUCHARREB [340] qui a estimé ce taux à 64%, et MIDANI [356] à 41% dans les feuilles fraîches de *P.lentiscus*. De même, BENROKIA et AOUAR [357] ont estimé ce taux à 54% et 48% pour les feuilles fraîches et fruits frais de *P.lentiscus* respectivement.

On a déduit ainsi que les feuilles fraîches de *Z.lotus* referment un taux d'humidité de l'ordre de 60,33%±9,33%. Selon DJEMAI ZOUGHLACHE [348], la teneur en eau dans la pulpe de fruit frais de *Z.lotus* est 8,96±0,73 g/100g, cette valeur est nettement faible comparativement aux valeurs trouvées chez d'autres variétés du même genre d'occurrence, le *Z. mauritiana* [358], *Z. spina christi* [359] et *Z. jujuba* [345], dont la teneur en eau est comprise entre 46 et 19%.

La variabilité ou la différence de la teneur en eau d'une plante à une autre est premièrement due à l'espèce elle-même puis aux facteurs environnement citant : l'habitat et la saison. D'autre part, le stade végétatif lors de la récolte peut expliquer cette variabilité sachant que la teneur en matière sèche augmente avec l'évolution du stade végétatif et le vieillissement de la plante jusqu'à atteindre l'état d'aliment sec [360].

Concernant la teneur en eau dans les poudres sèches, au regard des résultats obtenus, on peut constater que les poudres sèches des échantillons proclament une teneur en eau qui ne dépasse pas 11%, ce qui confère une bonne conservation des échantillons. La teneur en eau de la plante est l'un des principaux indices qui caractérisent sa qualité, en effet, selon ABBOTT et al. [361], l'eau est une source de dégradation des polyphénols par oxydation. MARMOUZI et al. [362], ont annoncé que la teneur en eau doit être inférieure à la valeur standard de 17%, par contre PARIS et MOYSE [363] ont exigé que cette valeur ne dépasse pas 10%.

Pour *E.camaldulensis*, on a estimé les proportions d'humidité à 7,69%±3,61%; 9,17%±6,29% ; 2,61%±1,98% et 4,08%±1,81% pour la poudre des feuilles, de l'écorce, des graines et des tiges respectivement. D'après DORAN et WONGKAEW [364], cette valeur est élevée à 12% dans le bois d'*E.camaldulensis*.

On a estimé ces taux ainsi à 3,72%±1,26% ; 9,93%±8,66% et 10,42%±4,93% pour la poudre des feuilles sèches, des graines et des tiges de *P.lentiscus* respectivement. D'après BEGHLAL et al. [365] la poudre de la partie aérienne de *P.lentiscus* collectée à Hammam Melouane (Blida), a révélé un taux d'humidité égal à 9,8% et une matière sèche de 90,2%. Par contre BOUMERAS et Naga [366] ont trouvé que la poudre des feuilles sèches et des fruits (de baies sèches) de *P.lentiscus* présentent une teneur élevée en eau à 26,66% et 20% respectivement.

L'analyse des taux d'humidité au niveau des poudres sèches des feuilles, de pulpe des fruits, des graines et des tiges de *Z.lotus* a montré des faibles proportions estimées à 5,08%±3,15%; 1,97%±0,62% ; 5,46%±1,98% ; 3,74%±1,26%

respectivement. GHALEM [367] a estimé la teneur en eau à 8,90% et 9,11% dans la poudre sèche de pulpe des fruits et des racines de *Z.lotus* respectivement.

La différence des teneurs des échantillons en eau comparées à celles de travaux antérieurs, peuvent être dues à certains facteurs écologiques, la différence des conditions climatiques et la répartition géographique [367], l'âge de la plante, la période du cycle végétatif, ou même à des facteurs génétiques [368].

#### 4.1.2. Le rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est le rapport de la quantité de substances naturelles extraites par l'action extractive d'un solvant à la quantité de ces substances contenues dans la matière végétale [369].

Les résultats de la présente étude montrent que les rendements de l'extraction hydrique enregistrés sont compris entre  $15,79 \pm 0,4$  et  $26,74 \pm 0,63\%$  pour *E.camaldulensis*, entre  $21,16 \pm 6,09\%$  et  $25,61 \pm 4,10$  pour *P.lentiscus* et entre  $13,95 \pm 0,55\%$  et  $21,76 \pm 0,44\%$  pour *Z.lotus*. Les feuilles sèches d'*E.camaldulensis* et de *P.lentiscus* donnent clairement le meilleur rendement avec des valeurs similaires proches de 26% et le rendement le plus bas est celui des tiges de *Z.lotus* ( $13,95 \pm 0,55\%$ ). Cette différence du rendement semble être liée aux propriétés génétiques des espèces utilisées et à la nature des organes pour une même espèce [326].

Les feuilles fraîches des trois plantes donnent les plus faibles rendements d'extraction par rapport aux feuilles sèches de la même espèce, cela est due probablement de la quantité du matériel végétal soumis à l'extraction.

En effet, SHAYOUB [370] et BELBACHIR [371], ont estimé ce rendement à 6,54% et à 15% respectivement pour les feuilles sèches d'*E.camaldulensis* soumis à une extraction hydrique. DELALDJA et SAADOUDI [372], ont obtenu un rendement en extrait aqueux de 37,6 % pour les feuilles sèches de *P.lentiscus*. Alors que BENROKIA et AOUAR [357] ont trouvé que les deux extraits aqueux des feuilles et des fruits de *P.lentiscus* proclament des rendements de l'ordre de 09 et 10,05

% respectivement. En parallèle, CHEURFA et *al.* [373], ont montré que l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* a donné une rentabilité élevée à  $09,49 \pm 0,1\%$  et DJEMAI ZOUGHLACHE [348] a estimé cette valeur à 40,4% chez l'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus*.

Le rendement d'extraction n'est qu'une grandeur relative et semble être lié à la composition de l'échantillon[374], aux propriétés génétiques des plantes, l'origine géographique [375], la période de récolte, le lieu de séchage, la température et la durée de séchage[376, 377, 378], aux conditions et à la durée de stockage [379], à la taille des particules et le degré d'agitation [369].

#### 4.1.3. Le screening phytochimique

Le recours au traitement par les plantes ainsi que la recherche des nouvelles substances à activités biologiques constituent une des plus grandes préoccupations scientifiques. Cela n'est abordable que par un appel à l'analyse phytochimique qui va permettre d'identifier les différents groupes chimiques présents dans un extrait de plantes. Cette analyse phytochimique permet de déterminer qualitativement les composés non nutritifs mais biologiquement actifs qui confèrent la saveur, la couleur et d'autres caractéristiques à la plante.

Les tests préliminaires qui ont été effectués sur des extraits aqueux nous a permis de mettre en évidence la présence ou l'absence de certains métabolites secondaires. Ces tests sont en relation avec l'intensité du précipité, et la coloration qui sont proportionnelle à la quantité de la substance recherchée.

Nos résultats concernant le criblage phytochimique de l'extrait des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* dévoile sa richesse en flavonoïdes, flavonols et flavanones, catéchols, tanins galliques, quinones libres, stérols, saponosides, oses et holosides, avec absence des flavones, des tanins catéchiques, des alcaloïdes, des composés volatils, des mucilages, des composés réducteurs, des glycosides cardiotoniques.

On note ainsi l'absence de quelques phytoconstituants dans l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* par rapport à celui des feuilles sèches principalement à citer les saponosides, cela est peut être en relation avec la quantité du matériel végétal soumis à l'extraction, ou à sa dégradation au cours de la conservation des feuilles fraîches à des températures inférieures à 4°C.

Nos résultats du criblage phytochimique de l'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* sont conformes avec ceux de SHAYOUB [373] et MEKSEM [143]

Contrairement aux résultats de la présente étude, SATTI et al. [380], a révélé la présence des alcaloïdes et des flavones dans l'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis*. Et SHAGAL et al. [381] ont confirmé que seuls les phénols et les glycosides étaient caractérisés dans le même extrait. BELBACHIR [371] a démontré la présence des alcaloïdes et l'absence totale des saponosides.

NIA [382], a confirmé que l'extrait aqueux des feuilles d'*E.camaldulensis* est riche en saponine et terpène avec absence des polyphénols et alcaloïdes, en parallèle l'extrait éthérique est dépourvue des alcaloïdes, polyphénols et saponine et riche en terpène, tandis que l'extrait éthanolique caractérisé par la présence des alcaloïdes, des polyphénols et des terpènes et absence des saponines.

D'après MAHAMA [383], le dépistage phytochimique des extraits des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* examinés possédaient une grande variété de composants phytochimiques répartis dans les différents solvants d'extraction utilisés selon leur polarité, en effet dans l'extrait d'hexane, les triterpénoïdes et les stéroïdes étaient abondamment présents avec absence des polyphénols, flavonoïdes des alcaloïdes coumarine et saponines. L'extrait d'acétone des feuilles d'*E.camaldulensis* contenait des flavonoïdes, des coumarines, des saponines et des composés phénoliques, des tanins et des alcaloïdes en abondance. La composition phytochimique de l'extrait de méthanol de la plante comprenait des saponines, des alcaloïdes, des tanins et abondamment des flavonoïdes et des groupes phénoliques totaux.

L'expression des résultats du criblage phytochimique de l'écorce d'*E.camaldulensis* a montré la présence des flavonoïdes, flavonols et flavanonols, des leucoanthocyanes, les deux types de tanins ; galliques et catéchiques ; les quinones libres, les stérols, les saponosides, oses et holosides, de l'autre coté, cet extrait est dépourvue de flavones, d'alcaloïdes, des composés volatils, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

Les résultats de la présente étude concordent avec ceux trouvé par ADENIYI et *al.* [384] qui ont montré la présence des tanins et des saponines et l'absence des alcaloïdes dans l'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camadulensis* et *E.torelliana*. Par contre SHAGAL et *al.* [381] ont confirmé qu'en plus des saponines, des tanins et des phénols, l'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* renferme des glycosides.

Le screening phytochimique dans la présente étude réalisé sur l'extrait des graines d'*E.camldulensis* a révélé la présence des flavonoïdes, des flavones, des tanins galliques et catéchiques, des quinones libres, des stérols, des oses et des holosides et l'absence des alcaloïdes, des composés volatils, des saponosides, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

Le criblage phytochimique de l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* dans la présente étude, nous a permis de mettre en évidence la présence des deux types de tanins ; galliques et catéchiques ; des quinones libres, des stérols, des mucilages, des oses et holosides, et en parallèles l'absence des flavonoïdes (réaction louche), des alcaloïdes, des composés volatils, des saponosides, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques est confirmé.

Peu da travaux ont étudié le criblage phytochimique des graines et des tiges d'*Eucalyptus*, en effet SANI et *al.*, [385] ont fait le criblage phytochimique de l'extrait aqueux et éthanoïque des graines d' *E.camaldulensis* et ils ont confirmé que l'extrait aqueux est riche en tanins, saponines, glycosides, anthraquinones et dépourvu des alcaloïdes, des flavonoïdes, des stéroïdes, par contre, l'extrait éthanoïque des graines est riches en tanins, alcaloïdes, stéroïdes avec absence des saponines, glycosides et anthraquinones. Pour le criblage phytochimique de

l'extrait des tiges, nos résultats ne s'accordent pas avec ceux de SHAGAL et *al.* [381], qui ont montré que l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* contenait des saponines et des glycosides.

Nos résultats montrent que l'analyse phytochimique de l'extrait des feuilles sèches de *P.lentiscus* a révélé d'un coté la présence des flavonoïdes, des flavonols et flavanonols, des leucoanthocyanes, des tanins catéchiques, des quinones libres, des stérols, des composés volatils, des saponosides, des oses et holosides, de l'autre coté, l'absence des flavanones, des composés réducteurs, des glycosides cardiotoniques, des alcaloïdes et des mucilages et une réaction louche pour la présence des tanins galliques.

Ainsi, l'extraits des feuilles fraîches de *P.lentiscus* est dépourvue des quelques composant par rapport à celui des feuilles sèches (stérols, composés volatils, saponosides, oses et holosides) , cela est peut être en relation avec la quantité du matériel végétal soumis à l'extraction ou à sa dégradation au cours de la conservation des feuilles fraîches de *P.lentiscus* à des températures inférieurs à 4°C.

Contrairement à nos résultats, selon BAMMOU et *al.* [386], le screening phytochimique de l'infusé à l'eau des feuilles de *P.lentiscus* a mis en évidence la présence des substances polyphénoliques dont les tanins catéchiques et galliques, des flavonoïdes (anthocyanes, flavones et leucoanthocyanes), des stérols et triterpènes, des saponosides et les composés réducteurs (oses, holosides et mucilage), avec absence de flavanones et flavanonols, catéchols, alcaloïdes et hétérosides cyanogénétique.

Selon BOUMERAS et NAGA [366], les tests photochimiques réalisés sur l'infusé aqueux des feuilles de *P.lentiscus* a révélé d'un coté la présence des flavonoïdes, des saponines, des alcaloïdes, des anthocyanines, des tanins (galliques et catéchiques), des glycosides, des c-hétérosides, des hétérosides à géline réduite, des stérols, des triterpènes, des mucilages et des composés réducteurs et d'autre coté l'absence des o-hétérosides, des coumarines et des anthracénique libres.

BEGHLAL et al. [365] ont noté que le criblage phytochimique de l'extrait éthanoïque de la partie aérienne de *P.lentiscus* contient la majorité des métabolites secondaires tels que des tanins condensés, des tanins galliques, des saponosides, des coumarines et des flavonoïdes. Les anthocyanes et les alcaloïdes sont absents. De même selon BOUCHAREB [340], l'extrait méthanoïque des feuilles sèches de *P.lentiscus* contient des glucosides, des polyphénols (flavonoïdes et tanins), des alcaloïdes et des saponosides.

Les résultats du présent travail montrent que le screening phytochimique de l'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* a révélé la présence des deux types de tanins (catéchiques et galliques), des quinones libres, des stérols et des oses et holosides, des composés volatils, de l'autre coté, il est caractérisé par l'absence des flavonoïdes (réaction louche), des saponosides, des alcaloïdes, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques. De même, l'extrait aqueux des tiges a une composition similaire que celui des graines, la différence entre eux réside dans la présence des saponosides et absence des composés réducteurs contrairement aux graines.

Concernant les études réalisées sur les graines de *P.lentiscus*, le screening phytochimique de l'infusé aqueux de fruits de *P.lentiscus* récoltés à Bouira, Boumerdes et Tizi-Ouzou permet de caractériser la présence des tanins galliques et catéchiques, des anthocyanes, et absence des saponosides, tandis que les alcaloïdes sont absents dans les échantillons de la région de Bouira, et présents en faible quantité dans les échantillons de la région de Boumerdes et de Tizi-Ouzou [387].

Le screening phytochimique dans notre étude réalisé sur les feuilles fraîches et sèches de *Z.lotus* a révélé la présence des flavonoïdes type flavones, des leucoanthocyanes, des tanins galliques, des quinones libres, des alcaloïdes, des triterpènes, des saponosides, des mucilages en quantité importantes, des oses et holosides. Avec absence des catéchols, des tanins catéchiques, des stérols, des composés volatils, des composés réducteurs, des glycosides cardiotoniques.

Les résultats du présent travail sont en accord avec ceux obtenus par d'autre chercheur dont les extraits hydriques des feuilles de *Z.lotus* ont été préparés dans les mêmes conditions, parmi eux on cite les travaux de BORGHI et *al.* [347] et CHEURFA et *al.* [373]

L'examen phytochimique de la pulpe des fruits de *Z.lotus*, nous a permis de mettre en évidence la présence des flavonoïdes, des catéchols, des tanins galliques, des quinones libres, et quelques traces d'alcaloïdes, des stérols, des saponosides, des mucilages, des oses et holosides. En parallèle, il y'a absence des tanins catéchiques, des triterpènes, des composés volatils, des composés réducteurs, des glycosides cardiotoniques. Ce qui est en accord avec les travaux de BORGHI et *al.* [347]. Tandis que DJEMAI ZOUGHLACHE [348] et GHALEM [367] ont annoncé l'absence des tanins catéchiques et des stérols respectivement dans l'extrait aqueux de pulpe des fruits de *Z.lotus*.

Le screening phytochimique dans notre étude réalisé sur l'extrait des graines nous a permis de dire que ce dernier est dépourvu de toutes les classes de phytoconstituants recherchés à l'exception de quinones libres (classe des polyphénols). Nos résultats sont en accord avec ceux de EI MAAIDEN et *al.*, [388], qui ont annoncé l'absence des stéroïdes et des alcaloïdes dans les noyaux des graines de *Z. lotus* et de *Z. spina-christi* respectivement.

L'examen phytochimique de l'extrait des tiges de *Z.lotus*, nous a permis de mettre en évidence la présence des quinones libres, des deux types de tanins, galliques et catéchiques, des stérols, des saponosides, des oses et holosides, avec absence des flavonoïdes, des alcaloïdes, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

La variation de la qualité et de la quantité de ces phytocomposants dans les différents extraits pourrait être attribuée au fait que les plantes synthétisent des métabolites secondaires pendant leur croissance qui sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la genèse du rhizome, la multiplication cellulaire, la maturation des fruits, la germination des graines et la défense contre les agressions extérieures [389, 390]. Elles produisent plusieurs

types de métabolites secondaires afin de se défendre et pouvoir subsister aux contraintes imposées par le climat et le milieu [391]. En effet, cette variation est peut être due aux conditions climatiques et à l'environnement où la plante pousse. Donc, l'âge, le climat, le sol, la période de la récolte... etc., influent sur la concentration d'un constituant actif dans la plante [392]. Parfois, l'influence de ces facteurs peut conduire même à l'absence de constituants actifs dans la même espèce récoltée de différentes stations [393]. En effet KADRI et YAHIA [394] ont annoncé que les facteurs environnementaux n'affectent pas la qualité des métabolites secondaires chez *N.oleander*, mais influent sur sa quantité.

La différence de composition des extraits des plantes est dépend ainsi à la méthode et aux conditions dans les quelles l'extraction a été effectuée (solvants d'extraction, le pH, la température d'extraction, le temps d'extraction, le nombre de cycle nécessaire, le rapport solvant/matière végétale) [380, 395].

Les plantes produisent des substances phénoliques en réponse à un stress environnemental, suscité par différents facteurs : déficience en éléments nutritifs, sécheresse, sur chauffage (températures élevées) et l'intensité lumineuse [391]. Du point de vue biologique, ce groupe est constitué de principes potentiellement actifs rencontrés dans toute ou une partie de la plante, citant les flavonoïdes qui jouent un rôle dans la coloration des végétaux [395], et la protection contre le stress hydrique et génère une tolérance aux métaux lourds présents dans les sols. En parallèle, on note la présence de tanins, ce composé qui donne un goût amer à l'écorce ou aux feuilles et les rendent impropres à la consommation pour les insectes ou le bétail [396]. PENGELLY [397] a signalé que les tanins sont largement présents dans l'écorce des arbres, feuilles, tiges et fruits.

#### 4.1.4. Le dosage quantitatif des composés phénoliques dans les extraits des plantes

Les résultats de la présente étude ont confirmé que pour l'*E.camaldulensis*, l'extrait aqueux des feuilles sèches, de l'écorce, et des graines présentent une teneur en polyphénols totaux comparable de  $494,06 \pm 0,00$ ,  $492,37 \pm 0,00$  et  $492,37 \pm 0,00$   $\mu\text{g EAG/1 ml}$  d'extrait respectivement, suivi de l'extrait des tiges

(461,49±29,71 µg EAG/1 ml) et des feuilles fraîches (372,04±21,93 µg EAG/1 ml d'extrait). Ainsi, l'extrait des feuilles fraîches présente le contenu le plus élevé en flavonoïdes (82,57±1,83 µg EQ/1 ml d'extrait), suivi de l'extrait des feuilles sèches (45,61±3,01 µg EQ/1 ml d'extrait), par contre les autres extraits ; graines, tiges et écorces accumulent des quantités en flavonoïdes qui ne dépasse pas 4µg EQ/1 ml d'extrait. Quant aux tanins catéchiques, c'est l'extrait des graines qui est le plus représentant avec 187,83±0,07 µg EC/1 ml d'extrait, suivi de celui des tiges 104,83±0,21 µg EC/1 ml d'extrait et écorce avec des valeurs les plus basses de 62,75±0,07 µg EC/1 ml d'extrait, les extraits des feuilles sont dépourvus en tanins catéchiques. Pour les tanins hydrolysable, l'extrait de l'écorce renferme la quantité la plus élevée de 2,24±0,07 g /g de matière sèche ; suivi de celui des feuilles sèches 1,83±0,07 g /g de matière sèche, par contre l'extrait des graines, des feuilles fraîches et tiges renferment les taux les plus basses 0,85±0,12, 0,72±0,12 et 0,35±0,04 g/g de matière sèche respectivement.

Plusieurs chercheurs ont déterminé la concentration des extraits préparés à base d'*E.camaldulensis* en composés phénoliques. En effet, MEKSEM [143], a évalué la teneur en polyphénols totaux dans les extraits hydrométhanoïques des feuilles d'*E.camaldulensis* et d'*E.globulus* à 75,214 mg EAG /g MS et 74,714 mg EAG/g Ms respectivement. De même, selon ELANSARY et al. [398], le contenu phénolique total des extraits méthanoïques est estimé à 33,10±1,12 ; 20,75±1,60 et 14,70±0,66 mg EAG/g d'extrait pour *E.camaldulensis*, *E.camaldulensis var obtusa* et *E.gomphocephala*, respectivement. D'après BOUHARB et al. [399], les teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux de l'extrait aqueux de feuilles d'*Eucalyptus gomphocephala* (mg /g de Ms) sont 10,64 ± 1,94 mg EAG /g de MS et 0,49 ± 0,004 mg EQ / g de MS respectivement. (Ms : matière sèche)

En plus, CADAHIA et al. [400], ont fait l'examen des extraits hydrométhanoïques des feuilles sèches des 3 espèces d'*E.camaldulensis*, *E.globulus* et *E.rudis*. Les teneurs totales en phénols indiquent que les trois espèces accumulent des quantités similaires de phénols de l'ordre de 85,88 mg EAG/g, 59,44 mg EAG/g et 51,18 mg EAG /g pour les 3 espèces respectivement. Pour les ellagitanins, ces concentrations sont élevées à 5,56 mg catéchine/g pour *E.camaldulensis*, et à 3,67 mg catéchine/g pour *E.globulus*, tandis que cette valeur est estimée à 4,16

mg catéchine/g *E.rudis*. Pour les proanthocyanidines ces valeurs sont comprises entre 1,74 et 4,34 mg acide ellagique /g.

L'expression des résultats du présent travail montre que l'extrait aqueux des feuilles sèches et des tiges de *P.lentiscus* renferment la quantité en polyphénols totaux la plus élevée avec une valeur de  $494,06 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait et  $492,37 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait respectivement, suivi de l'extrait des feuilles sèches avec  $395,09 \pm 3,92$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml d'extrait et des graines  $350,26 \pm 7,89$   $\mu\text{g}$  EAG/1 ml. Pour les flavonoïdes totaux, la quantité la plus importante est accumulée dans l'extrait aqueux des feuilles fraîches ( $70,15 \pm 1,22$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait), suivi de celui des feuilles sèches ( $45,66 \pm 1,16$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait) ; des graines ( $15,10 \pm 8,88$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait) et des tiges ( $1,36 \pm 1,22$   $\mu\text{g}$  EQ/1 ml d'extrait). Pour les tanins condensés, les valeurs les plus élevées sont accumulées dans l'extrait des tiges et des graines ( $334,17 \pm 0,66$  et  $300,75 \pm 1,18$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait respectivement), suivi de l'extrait des feuilles sèches ( $170,41 \pm 0,06$   $\mu\text{g}$  EC/1 ml d'extrait) et celui des feuilles fraîches ( $10,35 \pm 0,00$   $\mu\text{g}$  EC /1 ml d'extrait). Quant aux tanins hydrolysables, l'extrait des feuilles sèches est le plus représentant ( $1,59 \pm 0,16$  g /g de matière sèche) suivi des tiges ( $1,05 \pm 0,05$  g /g de matière sèche), des graines ( $0,92 \pm 0,11$  g /g de matière sèche) et des feuilles fraîches ( $0,69 \pm 0,02$  g /g de matière sèche).

En parallèle, autres chercheurs ont déterminé la concentration des composés phénoliques dans des extraits préparés à base de *P.lentiscus*. BOULOUIZ [401] a estimé des concentrations en flavonoïdes d'ordre de  $104,27$   $\mu\text{g}$  EQ/mg Ms ;  $69,67$   $\mu\text{g}$  EQ/mg Ms et  $81,71$   $\mu\text{g}$  EQ/mg Ms dans les extraits hydroalcoolique des feuilles sèches de *P.lentiscus*, préparés par décoction, macération et infusion, respectivement.

RACHED [402] a déterminé la teneur en polyphénols totaux et flavonoïdes dans l'extrait aqueux des feuilles de *P.lentiscus* à différent saisons de prélèvement. En effet, en juin (2007) cette valeur est de l'ordre de  $349.843 \pm 21.796$  mg/g pour les polyphénols et  $54,244 \pm 824$  mg/g pour les flavonoïdes, en mois Janvier (2008) la teneur en polyphénols totaux est égale à  $365.50 \pm 13.748$  mg/g et  $58.2.99 \pm 2.279$

mg/g pour les flavonoïdes, en Avril (2008) la teneur en polyphénols est de l'ordre de  $344.62 \pm 12.852$  mg/g et  $58.414 \pm 2.353$  mg/g pour les flavonoïdes.

Nos résultats montrent que pour *Z.lotus*, les concentrations moyennes en phénols totaux sont notées dans l'extrait aqueux des pulpes des fruits ( $494,06 \pm 0,00$  µg EAG/1 ml d'extrait) sont les plus représentantes, elles sont comparables à celles évaluées dans l'extrait des feuilles sèches ( $484,16 \pm 8,58$  µg EAG/1 ml d'extrait) et feuilles fraîches ( $380,17 \pm 18,01$  µg EAG/1 ml d'extrait). Pour les extraits des tiges et des graines, ces concentrations diminuent à  $18,87 \pm 4,54$  µg EAG/1 ml d'extrait et  $14,87 \pm 7,92$  µg EAG/1 ml d'extrait respectivement. Quant aux flavonoïdes totaux, l'extrait des feuilles fraîches et de pulpe des fruits sont les plus concentrés en flavonoïdes ( $18,49 \pm 15,34$  et  $13,75 \pm 9,59$  µg EQ/1 ml d'extrait respectivement), et celui des feuilles sèches présente la concentration la plus faible ( $3,03 \pm 2,17$  µg EQ/1 ml d'extrait). Pour les tanins condensés, l'extrait aqueux des tiges renferme une concentration de l'ordre de  $4,76 \pm 0,40$  µg EC/1 ml d'extrait, les autres extraits sont dépourvus de tanin catéchiques. Pour les tanins hydrolysables, les feuilles sèches renferment le taux le plus élevé ( $1,05 \pm 0,15$  en g /g de matière sèche), suivi de celui de pulpe des fruits ( $0,79 \pm 0,11$  en g /g de matière sèche), des feuilles fraîches ( $0,67 \pm 0,01$  en g/g de matière sèche) et des tiges ( $0,29 \pm 0,00$  en g /g de matière sèche).

D'après HAMZA et MEZIANI [349], l'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* proclame un teneur en phénol totaux de  $204,5 \pm 7,44$  µg EAG/ mg, en flavonoïdes totaux de  $2,7 \pm 0,50$  µg EQ/mg, et un teneur en tanins condensés de  $38,4 \pm 13,61$  µg EC/mg. En revanche ELALOUI et *al.* [403] ont montré que l'extrait aqueux des feuilles de *Z. jujuba*, renferme les concentrations de 10 mg EAG /g Ms en phénols totaux ; de 4,63 mg EQ / g Ms en flavonoïdes totaux et de 4,4 CE/ g Ms en tanin, par contre pour l'extrait aqueux des feuilles de *Z.lotus* les valeurs obtenues sont de l'ordre de 14,03 mg EAG / g Ms (phénols totaux), 07 mg QE/g Ms (flavonoïdes) et 06 mg CE / g Ms (tanins).

Alors DJEMAI ZOUGHLACHE [348] a montré que les extraits polaires (méthanoïque et aqueux) des fruits du *Z.lotus* renferment un teneur en polyphénols de l'ordre de  $5 \pm 0,00$  et  $5,8 \pm 1,24$  g EAG/mg d'extrait, et les extraits

apolaires (éthérique et du dichlorométhanique) ont montré des valeurs voisines de  $2,34 \pm 0,54$  et  $1,99 \pm 0,12$  g EAG/mg d'extrait respectivement. Ainsi la détermination quantitative des flavonoïdes totaux révèle les valeurs  $1,82 \pm 0,26$  ;  $0,83 \pm 0,17$  ;  $0,71 \pm 0,5$  et  $0,64 \pm 0,4$   $\mu\text{g EQ/ mg}$  d'extrait pour l'extrait aqueux, l'extrait méthanoïque, l'extrait dichlorométhanique et l'extrait éthérique respectivement. Pour les tanins, les deux extraits, aqueux et méthanoïque, déclarent des valeurs de  $6,77 \pm 1,95$  et  $4,57 \pm 0,49$   $\mu\text{g EC/ mg}$  d'extrait, respectivement.

En parallèle, El MAIDEN et *al.* [388], a signalé que les extraits aqueux des fruits, pulpe, noyau et amande de noyau de *Z.lotus*, présentent les taux de polyphénols comprises entre 20 et 30 mg EAG/g de matière sèche, entre 9 et 14,5 mg EQ/g de matière sèche pour les flavonoïdes et entre 6,25 et 14 mg Equivalent acide tanique/g de matière sèche pour les tanins condensés.

Les résultats, de la présente étude montrent que les polyphénols représentent la fraction majoritaire par rapport aux flavonoïdes et des tanins dans tout les extraits aqueux préparés, puisque les polyphénols constituent le groupe avec plus de 8000 structures phénoliques présents dans tous les organes de la plante, les catégories de polyphénols les plus courants sont : les acides phénoliques, les stilbènes, les lignanes, les flavonoïdes et les tanins [177].

Le contact entre le solvant et la matière végétale à analyser a pour but de libérer les polyphénols présents dans les cellules par rupture du tissu végétale et par diffusion [404], en effet, la solubilité des composés phénoliques est influencée par le type de solvant utilisé et leur nature [405].

Ainsi, la récupération des polyphénols à partir du matériel végétal est aussi influencée par la durée de l'extraction, le ratio du solvant à l'échantillon, la taille des particules et les conditions de préparation de l'échantillon [376, 406, 407]

Les différences de concentrations en phénol, flavonoïdes et tanins observées entre les extraits hydriques de la même plante, et entre les différentes espèces des plantes soumis à l'expérimentation, est probablement dues à sa composition chimique. En effet, une des caractéristiques des polyphénols, qu'ils partagent

généralement avec l'ensemble des métabolites secondaires, est de montrer une répartition très inégale chez les différentes espèces végétales et, pour une même espèce, selon la variété et le stade d'évolution physiologique [178]. Pour une espèce végétale donnée, les différents organes peuvent présenter des équipements phénoliques très différents [178]. Ceci est vérifié chez *Marrubium vulgare* dans la mesure où en période de végétation ou en période de floraison, les phénols totaux sont quantitativement importants dans les feuilles sèches suivies par les feuilles fraîches, alors que de faibles teneurs caractérisent les racines, les tiges et les fleurs [408].

La comparaison des résultats de la présente étude avec ceux de la littérature n'est pas facile, les raisons de ces différences ne sont pas claires, mais comme l'a noté XIA et al. [409], les conditions géographiques et climatiques peuvent entraîner des différences importantes dans les concentrations de ces composés bioactifs (polyphénols totaux et flavonoïdes et tanins) dans les plantes. LECLERC [410] a noté que les substances actives contenues dans les végétaux varient dans des proportions considérables suivant l'âge de la plante, la période de la récolte, la nature du sol et le climat. ZANG et HAMAURU [411], ont rajouté le facteur génotype de la plante, et FIORUCCI [412] le degré de maturation de la plante et la méthode d'extraction.

Comme pour les phénols totaux, la teneur en tanins n'est pas stable et diffère en fonction de plusieurs facteurs tels que l'espèce, le stade phénologique et les facteurs climatiques [413].

La méthode de quantification peut également influencer l'estimation de la teneur des phénols totaux et flavonoïdes et tanins [414]. Il existe plusieurs méthodes pour estimer la teneur totale en composés phénoliques dans un tissu végétal, mais il est important de prendre en considération qu'aucune de ces méthodes n'est capable de détecter tous les composés phénoliques [173]. Toutefois, les résultats de dosage des composés phénoliques totaux peuvent ne pas indiquer les teneurs exactes des extraits en ces composés ; puisque, malgré sa grande sensibilité, la méthode de Folin Ciocalteu peut avoir des problèmes d'interférences, du fait qu'elle n'est pas spécifique aux polyphénols. En effet le

réactif de Folin ciocalteu réagit avec les acides aminés aromatiques des protéines (tyrosine et tryptophane), les sucres réducteurs comme le glucose et le fructose et l'acide ascorbique [415].

On remarque que les concentrations des flavonoïdes dans l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis*, *P.lentiscus* et *Z.lotus* sont plus élevées par rapport aux concentrations dans l'extrait des feuilles sèches, possible les flavonoïdes sont affectés aux cours du période de séchage ou de stockage.

En effet, HURST [416] a rapporté que certaines réactions peuvent avoir lieu lors du stockage des fruits, comme la dépolymérisation, la dégradation des monomères, la précipitation et la polymérisation, ce qui affecte leur contenu phénolique. Selon MACHEIX et ses collaborateurs [417], la concentration des polyphénols est très variable d'une espèce à une autre, régulièrement durant le stockage par les différentes voies de brunissement.

Nos résultat montrent ainsi que les concentrations des extraits des feuilles fraîches des trois plantes testées en polyphénols totaux, en tanins catéchiques et hydrolysables, sont plus basses par rapport à celui des feuilles sèches. Cela est peut être en relation avec la quantité du matériel végétal soumis à l'extraction ou à sa dégradation au cours de la conservation des feuilles fraîches des 3 plantes à des températures inférieures à 4°C pendant une longue durée ou aux teneurs élevées des feuilles fraîches en eau puisque ABBOTT et *al.* [361], ont annoncé que l'eau est une source de dégradation des polyphénols par oxydation.

IAMARENE et MEKHAZNI [418] ont montré que la teneur en polyphénols totaux est affectée par la quantité de la poudre de plante utilisée, en effet, pour avoir une quantité en polyphénols totaux de 913,20 mg EAG/g MS pour *Erica multiflora*, il faut utiliser 0,05 g de la poudre de plante qu'il faut laisser macérer dans du méthanol pendant 5 minutes.

## CONCLUSION GENERALE

Par la présente, nous avons étudié l'activité insecticide des extraits aqueux préparés à base des différents compartiments de plantes à savoir l'eucalyptus *Eucalyptus camaldulensis*, le lentisque *Pistacia lentiscus* et le jujubier sauvage *Zizyphus lotus* à l'égard des larves de la chenille processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff) originaire des forêts de Tissemsilt.

Les résultats expriment que les extraits aqueux des trois plantes testés ont une activité biocide sur la chenille processionnaire du pin, dont à la forte dose D1 par contact, on a enregistré des taux de mortalité qui sont compris entre  $70,33\% \pm 31,34$ ; en cas d'administration de l'extrait des feuilles fraîches d' *E.camaldulensis*; et 100% pour celui des feuilles fraîches de *Z.lotus*. Par ingestion, à la forte dose D1, les taux les plus élevés de mortalité enregistrés sont issues de l'administration de l'extrait des feuilles sèches de *Z.lotus* ( $67,83\% \pm 0,00$ ).

Les résultats de la présente étude ont confirmé ainsi qu'il y'a une toxicité progressive des bioproduits sur les populations larvaires de *T.pityocampa* dont par contact, les trois doses de *Z.lotus* expriment le statut toxique. Pour *E.camaldulensis*, on a confirmé que la dose D1 est toxique et D2 et D3 sont moyennement toxique, par contre les doses D1 et D2 de *P.lentiscus* sont moyennement toxiques et D3 faiblement toxique. Par ingestion, les trois doses de toutes les plantes testées prennent le statut faiblement toxique.

Les valeurs de  $DL_{50}$  obtenues diminuent graduellement du 1<sup>er</sup> au 5<sup>eme</sup> jour après traitement, ce qui explique la bonne efficacité des extraits testés dans le temps. Ces valeurs diffèrent d'un stade à un autre. D'autre part, on a déduit que les valeurs des  $DL_{50}$  enregistrées chez les larves traitées par contact sont inférieurs par rapport à ceux administrées par voie digestive par les bioproduits, ce qui confirme l'efficacité des extraits par contact plus que par ingestion.

La deuxième partie de ces travaux de thèse visait à mettre en évidence les caractéristiques et la composition des extraits utilisés dans les tests de toxicité.

On a trouvé que les feuilles fraîches des espèces végétales soumis à l'expérimentation renferment une teneur en eau entre 60 et 70%, qui sont du même ordre pour toutes les espèces de plantes. Pour la teneur en eau dans les poudres sèches, les résultats obtenus montrent que les poudres sèches des échantillons proclament une teneur en eau qui ne dépasse pas 11%, ce qui confère à nos échantillons une bonne conservation

Les résultats de calcul du rendement en extrait hydrique fait ressortir que ces valeurs sont comprises entre  $15,79 \pm 0,4$  et  $26,74 \pm 0,63\%$  pour *E.camaldulensis*, entre  $21,16 \pm 6,09\%$  et  $25,61 \pm 4,10$  pour *P.lentiscus* et entre  $13,95 \pm 0,55\%$  et  $21,76 \pm 0,44\%$  pour *Z.lotus*. Les feuilles sèches d'*E.camaldulensis* et de *P.lentiscus* donnent clairement le meilleur rendement avec des valeurs similaires pochent de 26% et le rendement le plus faible est celui des tiges de *Z.lotus* ( $13,95 \pm 0,55\%$ ). Les feuilles fraîches des 3 plantes donnent les plus faibles rendements d'extraction par rapport aux feuilles sèches de la même espèce.

Le screening phytochimique des extraits aqueux des plantes a révélé la présence des composés phénoliques dans tous les extraits, ainsi on a mis en évidence la présence ou l'absence de certains métabolites secondaires.

En effet, le criblage phytochimique de l'extrait des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* dévoilent sa richesse en flavonoïdes, en flavonols et flavanonols, en catéchols, en tanins galliques, en quinones libres, en stérols, en saponosides, en oses et holosides, avec absence des flavones, des tanins catéchiques, des alcaloïdes, des composés volatils, des mucilages, des composée réducteurs et des glycosides cardiotoniques. On note ainsi l'absence de quelques phytocomposants dans l'extrait des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* par rapport à celui des feuilles sèche principalement à citer les saponosides.

Le criblage phytochimique de l'écorce de *E.camaldulensis* a montré la présence des flavonoïdes, des flavonols et flavanonols, des leucoanthocyanes, des deux types des tanins ; galliques et catéchiques ; des quinones libres, des stérols, des saponosides, des oses et holosides, de l'autre coté, cet extrait est dépourvue des flavones, des alcaloïdes, des composés volatils, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

L'extrait des graines d'*E.camaldulensis* est caractérisé par la présence des flavonoïdes, des flavones, des tanins galliques et catéchique, des quinones libres, des stérols, des oses et holosides et l'absence des alcaloïdes, des composés volatils, des saponosides, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

Le criblage phytochimique de l'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* nous a permis de mettre en évidence la présence des deux types de tanins ; galliques et catéchiques ; des quinones libres, des stérols, des mucilages, des oses et holosides, et en parallèles, l'absence des flavonoïdes (réaction louche), des alcaloïdes, des composés volatils, des saponosides, des composés réducteurs, et des glycosides cardiotoniques est confirmé.

Pour *P.lentiscus*, l'analyse de l'extrait des feuilles sèches a révélé d'un coté la présence des flavonoïdes, des flavonols et flavanonols, des leucoanthocyanes, des tanins catéchiques, des quinones libres, des stérols, des composés volatils, des saponosides, des oses et holosides, de l'autre coté, l'absence des flavanones, des composés réducteurs, des glycosides cardiotoniques, des alcaloïdes et des mucilages et une réaction louche pour la présence des tanins galliques. On a montré ainsi que l'extrait aqueux des feuilles fraîches est dépourvue des quelques composant par rapport à celui des feuilles sèches (des stérols, des composés volatils, des saponosides, des oses et holosides).

Le screening phytochimique de l'extrait des graines de *P.lentiscus* a révélé la présence des deux types de tanins, (catéchiques et galliques), des quinones libres, des stérols, des oses et holosides, des composés volatils, de l'autre coté, il est caractérisé par l'absence des flavonoïdes (réaction louche), des saponosides,

des alcaloïdes, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques. De même, l'extrait aqueux des tiges a une composition similaire que celui des graines, la différence entre eux réside dans la présence des saponosides et absence des composés réducteurs contrairement aux graines.

Le screening phytochimique de l'extrait des feuilles fraîches et sèches de *Z.lotus* a révélé la présence des flavonoïdes type flavones, des leucoanthocyanes, des tanins galliques, des quinones libres, des alcaloïdes, des triterpènes, des saponosides, des mucilages en quantité importantes, des oses et holosides. Cependant, nous observons l'absence des catéchols, des tanins catéchique, des stérols, des composés volatils, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

L'extrait aqueux de pulpe des fruits de *Z.lotus* est riche en flavonoïdes, en catéchols, en tanins galliques, en quinones libres, et quelques traces d'alcaloïdes, en stérols, en saponosides, en mucilages et en oses et holosides. En parallèle, nous observons l'absence des tanins catéchiques, des triterpènes, des composés volatils, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

Le screening phytochimique réalisé sur l'extrait des graines a permis de dire que ce dernier est dépourvue de toutes les classes de phytoconstituants recherchés à l'exception des quinones libres (classe des polyphénols).

L'examen phytochimique de l'extrait des tiges de *Z.lotus*, a permis de mettre en évidence la présence des quinones libres, des deux type de tanins, galliques et catéchiques, des stérols, des saponosides, des oses et holosides, avec absence des flavonoïdes, des alcaloïdes, des mucilages, des composés réducteurs et des glycosides cardiotoniques.

Le dosage quantitatif des phénols totaux, des flavonoïdes totaux, des tanins condensés et des tanins hydrolysables dans les différents extraits utilisés dans les tests de toxicité fait ressortir que pour l'*E.camaldulensis*, l'extrait aqueux des feuilles sèches, de l'écorce, et des graines présentent une teneur en polyphénols totaux comparable de  $494,06 \pm 0,00$ ,  $492,37 \pm 0,00$  et  $492,37 \pm 0,00$   $\mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$

d'extrait respectivement, suivi de l'extrait des tiges ( $461,49 \pm 29,71 \mu\text{gEAG}/1 \text{ ml}$ ) et des feuilles fraîches ( $372,04 \pm 21,93 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait). Ainsi, l'extrait des feuilles fraîches présente le contenu le plus élevé en flavonoïdes ( $82,57 \pm 1,83 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait), suivi de l'extrait des feuilles sèches ( $45,61 \pm 3,01 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait), par contre les autres extraits ; graines, tiges et écorces accumulent des quantités en flavonoïdes qui ne dépasse pas  $4 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait. Quant aux tanins catéchiques, c'est l'extrait des graines qui est le plus représentant avec  $187,83 \pm 0,07 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait, suivi de celui des tiges  $104,83 \pm 0,21 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait et écorce avec des valeurs les plus basses de  $62,75 \pm 0,07 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait, les extraits des feuilles sont dépourvus en tanins catéchiques. Pour les tanins hydrolysables, l'extrait de l'écorce renferme la quantité la plus élevée de  $2,24 \pm 0,07 \text{ g/g}$  de matière sèche ; suivi de celui des feuilles sèches  $1,83 \pm 0,07 \text{ g/g}$  de matière sèche, par contre l'extrait des graines, des feuilles fraîches et des tiges renferment les taux les plus basses  $0,85 \pm 0,12$ ,  $0,72 \pm 0,12$  et  $0,35 \pm 0,04 \text{ g/g}$  de matière sèche respectivement.

Pour le *P.lentiscus*, la présente étude révèle que l'extrait aqueux des feuilles sèches et des tiges de *P.lentiscus* renferment la quantité de polyphénols totaux la plus élevée avec une valeur de  $494,06 \pm 0,00 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait et  $492,37 \pm 0,00 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait respectivement, suivi de l'extrait des feuilles sèches avec  $395,09 \pm 3,92 \mu\text{g EAG}/1 \text{ ml}$  d'extrait et des graines  $350,26 \pm 7,89 \mu\text{gEAG}/1 \text{ ml}$ . Pour les flavonoïdes totaux, la quantité la plus élevée est accumulée dans l'extrait aqueux des feuilles fraîches ( $70,15 \pm 1,22 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait), suivi de celui des feuilles sèches ( $45,66 \pm 1,16 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait) ; des graines ( $15,10 \pm 8,88 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait) et des tiges ( $1,36 \pm 1,22 \mu\text{g EQ}/1 \text{ ml}$  d'extrait). Quant aux tanins condensés, les valeurs les plus élevées sont accumulées dans l'extrait des tiges et des graines ( $334,17 \pm 0,66$  et  $300,75 \pm 1,18 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait respectivement), suivi de l'extrait des feuilles sèches ( $170,41 \pm 0,06 \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait) et celui des feuilles fraîches ( $10,35 \pm 0, \mu\text{g EC}/1 \text{ ml}$  d'extrait). Pour les tanins hydrolysables, l'extrait des feuilles sèches est le plus représentant ( $1,59 \pm 0,16 \text{ g/g}$  de matière sèche) suivi des tiges ( $1,05 \pm 0,05 \text{ g/g}$  de matière sèche), des graines ( $0,92 \pm 0,11 \text{ g/g}$  de matière sèche) et des feuilles fraîches ( $0,69 \pm 0,02 \text{ g/g}$  de matière sèche).

Pour *Z.lotus*, les concentrations moyennes en phénols totaux notées dans l'extrait aqueux des pulpes des fruits ( $494,06 \pm 0,00 \mu\text{g EAG/1 ml d'extrait}$ ) sont les plus représentantes, elles sont comparables à celles évaluées dans l'extrait des feuilles sèches ( $484,16 \pm 8,58 \mu\text{g EAG/1 ml d'extrait}$ ) et feuilles fraîches ( $380,17 \pm 18,01 \mu\text{g EAG/1 ml d'extrait}$ ). Pour les extraits des tiges et des graines, ces concentrations diminuent à  $18,87 \pm 4,54 \mu\text{g EAG/1 ml d'extrait}$  et  $14,87 \pm 7,92 \mu\text{g EAG/1 ml d'extrait}$  respectivement. Quant aux flavonoïdes totaux, l'extrait des feuilles fraîches et de pulpe des fruits sont les plus concentrés en flavonoïdes ( $18,49 \pm 15,34$  et  $13,75 \pm 9,59 \mu\text{g EQ/1 ml d'extrait}$  respectivement), et celui des feuilles sèches présente la concentration la plus faible ( $3,03 \pm 2,17 \mu\text{g EQ/1 ml d'extrait}$ ). Pour les tanins condensés, l'extrait aqueux des tiges renferme une concentration de l'ordre de  $4,76 \pm 0,40 \mu\text{g EC/1 ml d'extrait}$ , les autres extraits sont dépourvus en tanins catéchiques. Pour les tanins hydrolysables, les feuilles sèches renferment le taux le plus élevé ( $1,05 \pm 0,15$  en g /g de matière sèche), suivi de celui de pulpe des fruits ( $0,79 \pm 0,11$  en g /g de matière sèche), des feuilles fraîches ( $0,67 \pm 0,01$  en g/g de matière sèche) et des tiges ( $0,29 \pm 0,00$  en g /g de matière sèche).

L'ensemble de ces résultats obtenus *in vitro* ne constituent qu'une première étape dans la recherche des substances d'origine naturelle biologiquement active, une étude *in vivo* est souhaitable pour obtenir une vue approfondie sur les activités biocides de ces plantes. En plus, il est important d'identifier les molécules actives de ces substances naturelles pour la formulation et la fabrication des produits phytosanitaires propres sans effets secondaire. Des recherches sur des méthodes d'application et sur la stabilité de ces composés dans l'environnement sont souhaitables.

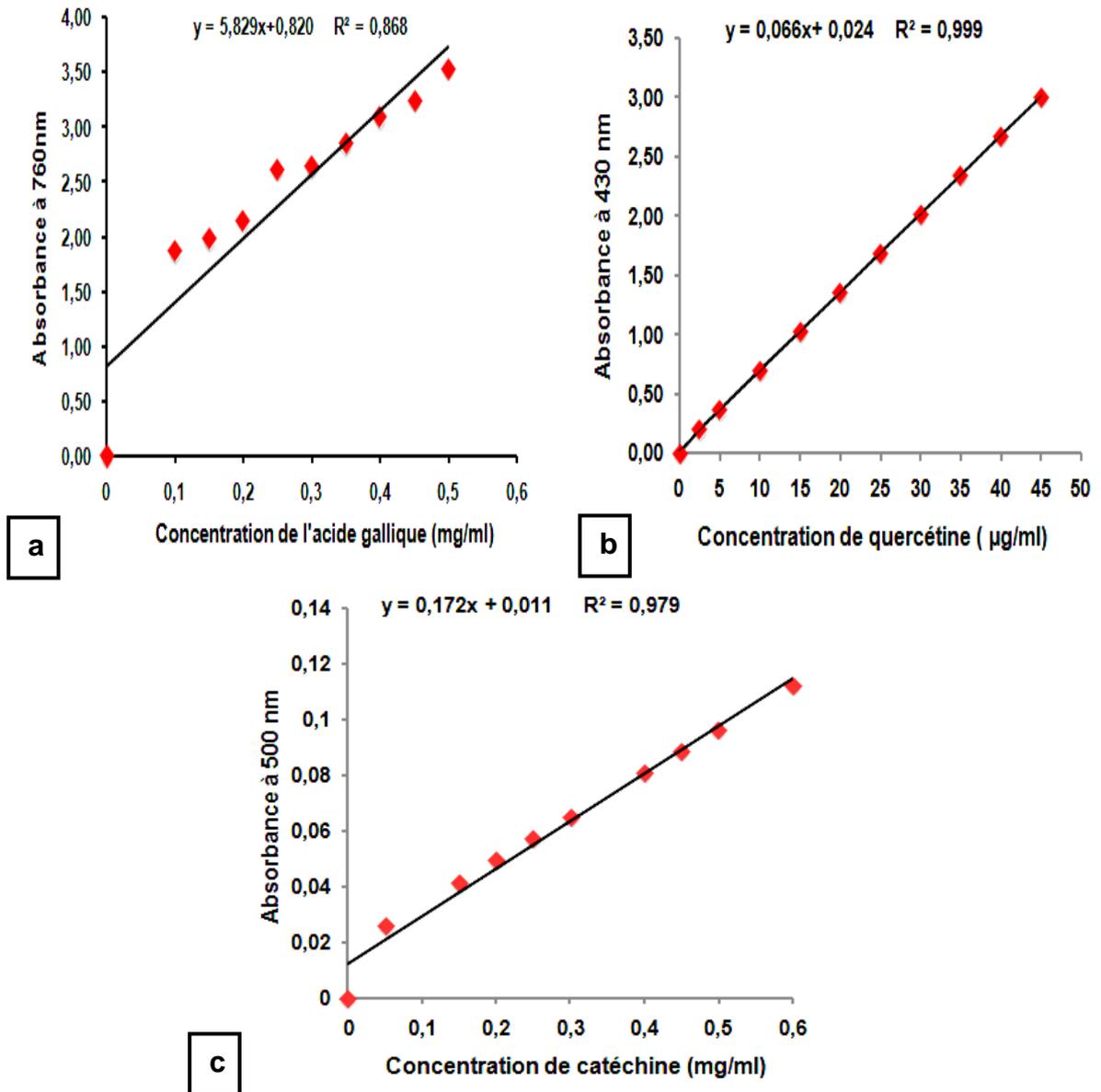
## APPENDICE A

## INVENTAIRE DES PLANTES A TISSEMSILT [6]

<i>Ajuga reptans</i>	<i>Foeniculum vulgare</i>
<i>Ammi visnaga</i>	<i>Fraxinus angustifolia</i>
<i>Anthyllis vulneraria</i>	<i>Fraxinus oxycarpa</i>
<i>Arbustus unedo</i>	<i>Fumaria officinalis</i>
<i>Aristolochia rotunda</i>	<i>Globularia alypum</i>
<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Juglans regia</i>
<i>Asparagus officinalis</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>
<i>Asphodelus microcarpus</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>
<i>Bunium mauritanicum</i>	<i>Laurus nobilis</i>
<i>Callitris articulata</i>	<i>Lavandula stoechas</i>
<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Lonicera caprifolium</i>
<i>Chamaemelum nobile</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
<i>Cirtonia ciliqua</i>	<i>Melissa officinalis</i>
<i>Cupressus sempervirens</i>	<i>Mentha pulegium</i>
<i>Cyperus longus</i>	<i>Mentha piperita</i>
<i>Daphne gnidium</i>	<i>Morus rubra</i>
<i>Datura stramonium</i>	<i>Muscari comosum</i>
<i>Erica arborea</i>	<i>Nerium oleander</i>
<i>Centaurium erythraea</i>	<i>Olea europaea</i>
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Ononis antiquorum</i>
<i>Eucalyptus globulus</i>	<i>Opuntia ficus indica</i>
<i>Euonymus europaeus</i>	<i>Papaver rhoeas</i>

*Pinus halepensis*  
*Pistacia lentiscus*  
*Plantago psyllium*  
*Populus alba*  
*Populus nigra*  
*Punica granatum*  
*Reseda alba*  
*Rhamnus alaternus*  
*Rosmarinus officinallis*  
*Rumex acetosa*  
*Ruta montana*  
*Salix alba*  
*Scilla maritima*  
*Spergularia rubra*  
*Stipa tenacissima*  
*Syringa vulgaris*  
*Tamarix articulata*  
*Thapsia garganica*  
*Thymus vulgaris*  
*Tribulus terrestris*  
*Trigonella foenum*  
*Triticum repens*  
*Ulmus campestris*  
*Urtica dioica*  
*Zizyphus lotus*

## APPENDICE B LES DROITES D'ETALONNAGE



**Figure** : Droites d'étalonnage

- a : Le dosage des phénols totaux
- b : Le dosage des flavonoides totaux
- c : Le dosage des tanins condensés

**APPENDICE C**

**RESULTATS DESTAUX (%) DE MORTALITES JOURNALIERES CUMULEES  
CHEZ LES LARVES DE *T.PITYOCAMPA* SOUS L'EFFET DES TROIS DOSES  
DES EXTRAITS AQUEUX TESTES PAR CONTACT ET INGESTION**

**Tableau 3.1** : Taux (%) de Mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	20,0	20,0	13,3	0,0
J2	29,2	16,7	16,7	0,0	20,8	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	29,2	20,8	0,0	0,0	26,7	20,0	20,0	0,0
J3	45,8	41,7	33,3	0,0	41,7	12,5	4,2	0,0	12,5	4,2	4,2	0,0	41,7	25,0	4,2	0,	26,7	20,0	20,0	0,0
J4	45,8	41,7	33,3	0,0	58,3	29,2	12,5	0,0	33,3	4,2	4,2	0,0	45,8	25,0	8,3	0,0	26,7	20,0	20,0	0,0
J5	91,7	66,7	41,7	0,0	62,5	37,5	16,7	0,0	33,3	12,5	25,0	0,0	45,8	25,0	8,3	0,0	26,7	20,0	20,0	0,0
J6	100	70,8	54,7	0,0	70,8	54,2	29,2	0,0	41,7	16,7	25,0	0,0	54,2	50,0	16,7	0,0	26,7	20,0	20,0	0,0
J7	100	83,3	70,8	0,0	79,2	75,0	29,2	0,0	45,8	20,8	25,0	0,0	54,2	50,0	16,7	0,0	26,7	20,0	20,0	0,0
J8	100	91,7	83,3	0,0	83,3	79,2	41,7	0,0	50,0	20,8	25,0	0,0	70,8	50,0	16,7	0,0	26,7	26,7	20,0	0,0
J9	100	100	87,5	0,0	83,3	79,2	50,0	0,0	54,2	41,7	41,7	0,0	70,8	58,3	20,8	0,0	26,7	26,7	20,0	0,0
J10	100	100	100	0,0	91,7	87,5	50,0	0,0	54,2	41,7	41,7	0,0	70,8	58,3	20,8	0,0	26,7	26,7	20,0	0,0
J11	100	100	100	0,0	100,0	87,0	47,8	4,2	54,2	50,0	41,7	0,0	70,8	62,5	20,8	0,0	26,7	26,7	20,0	0,0

D1: Dose 1 ; D2: Dose 2; D3: Dose 3 ; TEM: Témoin; L1: Stade larvaire 1; L2: Stade larvaire 2; L3: Stade larvaire 3; L4: Stade larvaire 4; L5: Stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.2 :** Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches d'*E.camaldulensis* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	16,7	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	20,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	54,2	29,2	20,8	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	33,3	12,5	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J6	54,2	29,2	20,8	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	16,7	8,3	8,3	0,0	33,3	12,5	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J7	70,82	29,2	20,8	0,0	20,8	12,5	12,5	0,0	20,8	20,8	8,3	0,0	37,5	58,3	37,5	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0
J8	79,2	45,8	37,5	0,0	29,2	16,7	16,7	0,0	33,3	20,8	8,3	0,0	37,5	58,3	37,5	0,0	13,3	6,7	0,0	0,0
J9	91,7	50,0	50,0	0,0	41,7	20,8	16,7	0,0	45,8	25,0	8,3	0,0	45,8	62,5	37,5	0,0	13,3	6,7	0,0	0,0
J10	91,7	66,7	58,3	0,0	50,0	25,0	20,8	0,0	58,3	29,2	25,0	0,0	54,2	75,0	37,5	0,0	20,0	13,3	0,0	0,0
J11	91,7	70,8	66,7	0,0	50,0	37,5	25,0	0,0	58,3	29,2	25,0	0,0	54,2	75,0	41,7	0,0	20,0	33,3	0,0	0,0

D1: Dose 1 ; D2: Dose 2; D3: Dose 3 ; TEM: Témoin; L1: Stade larvaire 1; L2: Stade larvaire 2; L3: Stade larvaire 3; L4: Stade larvaire 4; L5: Stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.3** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	95,8	37,5	0,0	0,0	62,5	41,7	25,0	0,0	20,8	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	80,0	73,3	0,0	0,0
J2	100,0	83,3	33,3	0,0	91,7	62,5	45,8	0,0	62,5	33,3	41,7	0,0	45,8	20,8	12,5	0,0	93,3	86,7	6,7	0,0
J3	100,0	100,0	54,2	0,0	100,0	75,0	50,0	0,0	79,21	70,8	70,8	0,0	62,5±	33,3	33,3	0,0	93,3	86,7	20,0	0,0
J4	100,0	100,0	66,7	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	70,8	70,8	0,0	66,7	33,3	33,3	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J5	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	75,0	70,8	0,0	66,7	33,3	37,5	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J6	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	79,2	75,0	0,0	66,7	41,7	37,5	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	87,5	83,3	0,0	66,7	45,8	37,5	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	83,3	0,0	75,0	50,0	45,8	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	75,0	54,2	45,8	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	91,7	0,0	75,0	58,3	45,8	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	95,8	91,7	0,0	75,0	62,5	45,8	0,0	93,3	100,0	40,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2 ; D3: Dose 3 ; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.4** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches d'*E.camaldulensis* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	8,3	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	20,8	12,5	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J9	12,5	12,5	8,3	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	33,3	25,0	8,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J10	37,5	33,3	8,3	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	50,0	29,2	8,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	62,5	50,0	29,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	62,5	29,2	20,8	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.5** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	83,	50,0	41,7	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	33,3	20,8	12,5	0,0	25,0	0,0	4,2	0,0	60,0	33,3	26,7	0,0
J2	100,0	91,7	62,5	0,0	45,8	33,3	0,0	0,0	58,3	58,3	54,2	0,0	45,8	16,7	25,0	0,0	86,7	60,0	33,3	0,0
J3	100,0	100,0	87,5	0,0	50,0	62,5	29,2	0,0	58,3	58,3	54,2	0,0	70,8	37,5	45,8	0,0	100,0	86,7	53,3	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	58,3	70,8	37,5	0,0	58,3	58,3	54,2	0,0	75,0	50,0	54,2	0,0	100,0	100,0	66,7	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	83,3	83,3	62,5	0,0	58,3	58,3	54,2	0,0	75,0	50,0	54,2	0,0	100,0	100,0	80,0	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	83,3	87,5	66,7	0,0	58,3	58,3	54,2	0,0	79,2	58,3	54,2	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	91,7	66,7	0,0	58,3	58,3	66,7	0,0	79,2	58,3	62,5	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	91,7	75,0	0,0	58,3	58,3	66,7	0,0	83,3	66,7	66,7	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	91,7	75,0	0,0	58,3	58,3	66,7	0,0	87,5	66,7	66,7	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	62,5	62,5	66,7	0,0	87,5	79,2	66,7	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,7	87,0	4,2	62,5	62,5	66,7	0,0	87,5	83,3	66,7	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3 ; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.6** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux de l'écorce d'*E.camaldulensis* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	4,2	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	4,2	29,2	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	25,0	29,2	16,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	4,2	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	37,5	33,3	29,2	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	4,2	12,5	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	41,7	45,8	45,8	0,0	33,3	0,0	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	4,2	12,5	0,0	0,0	13,3	6,7	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.7** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines d'*E.camaldulensis* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	95,8	75,0	20,8	0,0	83,3	41,7	0,0	0,0	62,5	79,2	50,0	0,0	29,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	100,0	100,0	54,2	0,0	95,8	91,7	41,7	0,0	87,52	95,8	83,3	0,0	58,3	8,3	0,0	0,0	20,0	33,3	13,3	0,0
J3	100,0	100,0	79,2	0,0	100,0	100,0	66,7	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	79,2	33,3	16,7	0,0	20,0	33,3	13,3	0,0
J4	100,0	100,0	87,5	0,0	100,0	100,0	87,5	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	83,3	58,3	29,2	0,0	40,0	33,3	13,3	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	91,7	70,8	45,8	0,0	40,0	33,3	13,3	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	95,8	83,3	66,7	0,0	40,0	33,3	13,3	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	95,8	0,0	95,8	83,3	66,7	0,0	53,3	33,3	13,3	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	83,3	66,7	0,0	53,3	33,3	13,3	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	83,3	66,7	0,0	53,3	33,3	13,3	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	83,3	75,0	0,0	60,0	33,3	20,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	83,3	75,0	0,0	66,7	33,3	20,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.8** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines d'*E.camaldulensis* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J7	20,8	20,8	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	13,3	0,0	6,7	0,0
J8	33,3	37,5	8,3	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	13,3	13,3	13,3	0,0
J9	37,5	37,5	16,7	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	13,3	20,0	26,7	0,0
J10	41,7	45,81	33,3	0,0	4,2	4,2	8,3	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	13,3	20,0	33,3	0,0
J11	54,2	54,2	33,3	0,0	4,2	4,2	8,3	0,0	29,2	4,2	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	13,3	20,0	40,0	0,0

D1 : Dose 1 ; D2 : Dose 2 ; D3 : Dose 3 ; Tem : Témoin ; L1 : stade larvaire 1 ; L2 : stade larvaire 2 ; L3 : stade larvaire 3 ; L4 : stade larvaire 4 ; L5 : stade larvaire 5 ; J : Jour

**Tableau 3.9** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	8,3	8,3	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	46,7	0,0	0,0	0,0
J2	25,0	0,0	0,0	0,0	8,3	4,2	4,2	0,0	45,8	37,5	41,7	0,0	50,0	0,0	4,2	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J3	50,0	20,8	8,3	0,0	8,3	4,2	4,2	0,0	45,8	37,5	41,7	0,0	62,5	16,7	25,0	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J4	50,0	20,8	8,3	0,0	8,3	4,2	4,2	0,0	83,3	58,3	70,8	0,0	66,7	29,2	25,0	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J5	54,2	29,2	16,7	0,0	20,8	4,2	8,3	0,0	91,7	66,7	75,0	0,0	75,0	45,8	41,7	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J6	66,7	37,5	20,8	0,0	20,8	12,5	20,8	0,0	91,7	75,0	87,5	0,0	75,0	45,8	41,7	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J7	79,2	54,2	29,2	0,0	25,0	20,8	37,5	0,0	91,7	75,0	87,5	0,0	79,2	54,2	41,7	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J8	91,7	66,7	41,7	0,0	33,3	29,2	37,5	0,0	91,7	79,2	87,5	0,0	87,5	58,3	41,7	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J9	100,0	70,8	58,3	0,0	41,7	33,3	50,0	0,0	100,0	79,2	91,7	0,0	100,0	58,3	45,8	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J10	100,0	83,3	66,7	0,0	54,2	45,8	50,0	0,0	100,0	87,5	91,7	0,0	100,0	70,8	50,0	0,0	53,3	20,0	13,3	0,0
J11	100,0	91,7	83,3	0,0	56,5	47,8	47,8	4,2	100,0	91,7	91,7	0,0	100,0	79,2	62,5	0,0	60,0	20,0	20,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.10** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges d'*E.camaldulensis* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	8,3	4,2	0,0	0,0	20,8	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	25,0	20,8	8,3	0,0	20,8	4,2	4,2	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	41,7	37,5	20,8	0,0	20,8	8,3	4,2	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	62,5	50,0	29,2	0,0	22,2	16,7	4,2	0,0	20,8	0,0	4,2	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J10	83,3	58,3	37,5	0,0	50,0	20,8	4,2	0,0	20,8	4,2	4,2	0,0	25,0	4,2	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	95,8	58,3	58,3	0,0	62,5	29,2	4,2	0,0	20,8	4,2	12,5	0,0	33,3	4,2	0,0	0,0	13,3	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.11** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	4,2	8,3	0,0	0,0	4,2	8,3	0,0	0,0	4,2	8,3	8,3	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	4,2	16,7	4,2	0,0	8,3	16,7	4,2	0,0	4,2	8,3	8,3	0,0	0,0	16,7	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	8,3	20,8	4,2	0,0	8,3	20,8	4,2	0,0	4,2	12,5	8,3	0,0	4,2	20,8	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	12,5	25,0	8,3	0,0	8,3	25,0	8,3	0,0	4,2	12,5	12,5	0,0	12,5	25,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	16,7	25,0	8,3	0,0	12,5	25,0	8,3	0,0	4,2	12,5	12,5	0,0	12,5	25,0	8,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	16,7	25,0	8,3	0,0	18,7	21,7	4,3	4,2	4,2	12,5	16,7	0,0	16,7	25,0	8,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.12** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches de *P.lentiscus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	4,2	0,0	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	8,3	8,3	16,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	8,3	4,2	4,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	37,5	0,0	8,3	8,3	16,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	16,7	4,2	8,3	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	8,3	37,5	0,0	16,7	8,3	25,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	29,2	12,5	12,5	0,0	25,0	0,0	0,0	0,0	16,7	8,3	37,5	0,0	33,3	8,3	37,5	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J10	33,3	20,8	33,3	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0	29,2	12,5	41,7	0,0	33,3	29,2	58,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	37,5	58,3	41,7	0,0	41,7	0,0	0,0	0,0	29,2	20,8	41,7	0,0	33,3	29,2	58,3	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.13** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	29,2	8,3	8,3	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	93,3	40,0	6,7	0,0
J2	33,3	8,3	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	37,5	20,8	29,2	0,0	100,0	41,7	20,8	0,0	100,0	86,7	13,3	0,0
J3	66,7	29,2	20,8	0,0	16,7	8,3	0,0	0,0	37,5	20,8	29,2	0,0	100,0	41,7	20,8	0,0	100,0	100,0	40,0	0,0
J4	83,3	41,7	29,2	0,0	29,2	20,8	8,3	0,0	37,5	20,8	29,2	0,0	100,0	41,7	25,0	0,0	100,0	100,0	66,7	0,0
J5	91,7	58,3	41,7	0,0	58,3	54,2	37,5	0,0	37,5	20,8	29,2	0,0	100,0	45,8	29,2	0,0	100,0	100,0	80,0	0,0
J6	100,0	75,0	54,2	0,0	58,3	54,2	37,5	0,0	37,5	41,7	37,5	0,0	100,0	50,0	33,3	0,0	100,0	100,0	86,7	0,0
J7	100,0	87,5	66,7	0,0	75,0	54,2	37,5	0,0	54,2	50,0	37,5	0,0	100,0	54,2	37,5	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J8	100,0	91,7	79,2	0,0	75,0	66,7	45,8	0,0	54,2	50,0	41,7	0,0	100,0	70,8	37,5	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J9	100,0	100,0	91,7	0,0	91,7	75,0	54,2	0,0	62,5	58,3	45,8	0,0	100,0	79,2	37,5	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	83,3	62,5	0,0	62,5	62,5	50,0	0,0	100,0	87,5	54,2	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	87,0	78,3	4,2	66,7	66,7	50,0	0,0	100,0	91,7	62,5	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.14** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches de *P.lentiscus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	4,2	0,0	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	16,7	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	8,3	0,0	0,0	0,0	12,5	12,5	4,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	25,0	12,5	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	33,3	12,5	0,0	0,0	20,8	13,2	16,7	0,0	20,8	4,2	8,3	0,0	25,0	16,7	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	50,0	29,2	4,2	0,0	37,5	17,3	20,8	0,0	20,8±	12,5	12,5	0,0	25,0	16,7	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	62,5	45,8	12,5	0,0	41,7	18,0	25,0	0,0	20,8	16,7	12,5	0,0	29,2	16,7	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J11	83,2	54,2	25,0	0,0	50,0	22,5	33,3	0,0	20,8	25,0	25,0	0,0	41,7	20,8	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.15** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	95,8	70,8	37,5	0,0	54,2	16,7	0,0	0,0	66,7	29,2	4,2	0,0	54,2	37,5	0,0	0,0	93,3	73,3	53,3	0,0
J2	100,0	95,8	58,3	0,0	62,5	33,3	4,2	0,0	70,8	33,3	8,3	0,0	66,7	50,0	4,2	0,0	100,0	100,0	66,7	0,0
J3	100,0	100,0	100,0	0,0	70,8	54,2	29,2	0,0	75,0	50,0	20,8	0,0	70,8	70,8	37,5	0,0	100,0	100,0	86,7	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	83,3	62,5	37,5	0,0	91,7	66,7	37,5	0,0	87,5	79,2	45,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	75,0	45,8	0,0	100,0	95,8	70,8	0,0	87,5	87,5	45,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	75,0	54,2	0,0	100,0	95,8	70,8	0,0	87,5	91,7	50,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	87,5	75,0	0,0	100,0	100,0	91,7	0,0	87,5	95,8	70,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	87,5	79,2	0,0	100,0	100,0	91,7	0,0	91,7	95,8	79,2	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	91,7	79,2	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	95,8	79,2	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	79,2	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	95,8	79,2	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	82,6	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	100,0	83,3	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.16** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines de *P.lentiscus* par ingestion (Moyenne± Ecartype)

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	4,2	4,2	4,2	0,0	21,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	20,8	12,5	16,7	0,0	25,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	25,0	12,5	25,0	0,0	29,3	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	37,5	29,2	29,2	0,0	33,5	16,7	8,3	0,0	16,7	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	50,0	33,3	29,2	0,0	45,8	16,7	12,5	0,0	25,0	16,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.17** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges de *P.lentiscus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	60,0	26,7	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0	45,8	33,3	16,7	0,0	93,3	46,7	0,0	0,0
J3	16,7	12,5	4,2	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	33,3	12,5	8,3	0,0	45,8	33,3	16,7	0,0	100,0	53,3	13,3	0,0
J4	16,7	12,5	4,2	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	33,3	12,5	8,3	0,0	50,0±	37,5	16,7	0,0	100,0	66,7	20,0	0,0
J5	33,3	33,3	20,8	0,0	29,2	16,7	8,3	0,0	33,3	12,5	8,3	0,0	62,5	45,8	25,0	0,0	100,0	73,3	20,0	0,0
J6	33,3	33,3	20,8	0,0	29,2	16,7	8,3	0,0	33,3	12,5	8,3	0,0	62,5	58,3	25,0	0,0	100,0	73,3	20,0	0,0
J7	45,8	33,3	37,5	0,0	29,2	20,8	16,7	0,0	58,3	58,3	41,7	0,0	87,5	62,5	33,3	0,0	100,0	73,3	26,7	0,0
J8	54,2	41,7	45,8	0,0	45,8	33,3	25,0	0,0	58,3	66,7	45,8	0,0	91,7	66,7	45,8	0,0	100,0	73,3	26,7	0,0
J9	75,0	54,2	54,2	0,0	50,01	33,3	29,2	0,0	79,2	70,8	62,5	0,0	91,7	66,7	45,8	0,0	100,0	73,3	26,7	0,0
J10	83,3	58,3	62,5	0,0	50,0±	45,8	29,2	0,0	83,3	75,0	62,5	0,0	91,7	70,8±	54,2	0,0	100,0	73,3	33,3	0,0
J11	91,7	66,7	79,2	0,0	47,8±	47,8	26,1	4,2	83,3	79,2	66,7	0,0	91,7	70,8	54,2	0,0	100,0	73,3	33,3	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.18 :** Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges de *P. lentiscus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	16,7	8,3	0,0	0,0	4,2	20,8	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	25,0	20,8	16,7	0,0	12,5	25,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	29,2	20,8	20,8	0,0	25,0	29,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	45,8	29,2	29,2	0,0	29,2	33,3	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	58,3	29,2	29,2	0,0	50,0	41,7	16,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J11	70,8	45,8	33,3	0,0	62,5	41,7	20,8	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.19** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM																
J1	95,8	83,3	70,8	0,0	87,5	75,0	70,8	0,0	100,0	70,8	8,3	0,0	33,3	29,2	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	100,0	100,0	87,5	0,0	100,0	95,8	91,7	0,0	100,0	95,8	66,7	0,0	87,5	66,7	45,8	0,0	40,0	13,3	33,3	0,0
J3	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	46,7	53,3	53,3	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	87,5	0,0	73,3	60,0	53,3	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	91,7	0,0	100,0	86,7	73,3	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	93,3	80,0	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	93,3	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.20** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles fraîches de *Z.lotus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	20,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	33,3	12,5	4,2	0,0	20,8	4,2	4,2	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	54,2	16,7	8,3	0,0	25,0	4,2	4,2	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	62,5	29,2	25,0	0,0	29,2	12,5	4,2	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	79,2	37,5	33,3	0,0	29,2	12,5	12,5	0,0	12,5	4,2	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	95,8	45,8	37,5	0,0	41,7	16,7	16,7	0,0	12,5	4,2	4,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J10	100,0	54,2	50,0	0,0	54,2	29,2	20,8	0,0	25,0	4,2	4,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J11	100,0	70,8	70,8	0,0	62,5	37,5	41,7	0,0	25,0	4,2	16,7	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.21** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	75,0	37,5	0,0	29,2	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	91,7	75,0	0,0	58,3	29,2	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	79,2	54,2	37,5	0,0	26,7	0,0	0,0	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	83,3	58,3	45,8	0,0	26,7	0,0	0,0	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	91,7	66,7	50,0	0,0	46,7	26,7	13,3	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	95,8	79,2	58,3	0,0	53,3	33,3	26,7	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	91,7	75,0	0,0	53,3	53,3	53,3	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	79,2	0,0	60,0	66,7	53,3	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	79,2	0,0	66,7	66,7	60,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	83,3	0,0	66,7	66,7	60,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	83,3	0,0	73,3	66,7	66,7	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.22** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des feuilles sèches de *Z.lotus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	12,5	12,5	0,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	12,5	12,5	0,0	0,0	33,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	45,8	45,8	29,2	0,0	62,5	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	62,5	75,0	41,7	0,0	62,5	25,0	8,3	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	8,3	0,0	0,0	26,7	0,0	6,7	0,0
J8	79,2	83,3	54,2	0,0	79,2	50,0	25,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	4,2	20,8	0,0	0,0	26,7	6,7	13,3	0,0
J9	95,8	91,7	70,8	0,0	87,5	58,3	25,0	0,0	16,5	0,0	0,0	0,0	20,8	33,3	0,0	0,0	33,3	20,0	26,7	0,0
J10	100,0	100,0	91,7	0,0	100,0	70,8	25,0	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0	20,8	37,5	0,0	0,0	40,0	20,0	33,3	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	83,3	33,31	0,0	50,0	0,0	0,0	0,0	29,2	45,8	8,3	0,0	60,0	20,0	46,7	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.23** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	95,8	58,3	45,8	0,0	95,8	54,2	41,7	0,0	83,3	41,7	29,2	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	100,0	87,5	87,5	0,0	100,0	100,0	83,3	0,0	100,0	70,8	83,3	0,0	75,0	0,0	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	91,7	0,0	100,0	79,2	95,8	0,0	91,7	0,0	8,3	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	79,2	95,8	0,0	95,8	8,3	8,3	0,0	13,3	26,7	0,0	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	16,7	8,3	0,0	20,0	26,7	0,0	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	25,0	12,5	0,0	26,7	33,3	0,0	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	33,3	25,0	0,0	33,3	33,3	0,0	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	37,5	33,3	0,0	40,0	40,0	0,0	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	45,8	33,3	0,0	40,0	40,0	0,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	58,3	41,7	0,0	40,0	40,0	0,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	58,3	41,7	0,0	40,0	40,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.24** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux de la pulpe des fruits de *Z.lotus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	20,0	20,0	20,0	0,0
J5	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	33,3	33,3	26,7	0,0
J6	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	60,0	40,0	46,7	0,0
J7	20,8	4,2	4,2	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	73,3	60,0	60,0	0,0
J8	37,5	16,7	12,5	0,0	29,2	4,2	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	86,7	66,7	73,3	0,0
J9	54,2	25,0	20,8	0,0	37,5	8,3	4,2	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0	86,7	93,3	0,0
J10	62,5	41,7	29,2	0,0	50,0	16,7	12,5	0,0	20,8	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0	86,7	100,0	0,0
J11	79,2	54,2	41,7	0,0	58,3	29,2	16,7	0,0	25,0	12,5	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.25** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines de *Z.lotus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	62,5	37,5	33,3	0,0	33,3	16,7	8,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	87,5	62,5	54,2	0,0	62,5	33,3	25,0	0,0	45,8	16,7	8,3	0,0	45,8	20,8	4,2	0,0	26,7	6,7	6,7	0,0
J3	100,0	83,3	70,8	0,0	70,8	50,0	29,2	0,0	66,7	33,3	29,2	0,0	54,2	41,7	29,2	0,0	33,3	13,3	6,7	0,0
J4	100,0	91,7	95,8	0,0	100,0	70,8	29,2	0,0	87,5	45,8	41,7	0,0	70,8	45,8	37,5	0,0	46,7	20,0	13,3	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	87,5	45,8	0,0	91,7	62,5	50,0	0,0	87,5	70,8	45,8	0,0	60,0	33,3	13,3	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	58,3	0,0	91,7	75,0	66,7	0,0	87,5	87,5	58,3	0,0	73,3	33,3	13,3	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	70,8	0,0	95,8	79,2	66,7	0,0	87,5	91,7	75,0	0,0	86,7	40,0	13,3	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	79,2	0,0	100,0	91,7	75,0	0,0	87,5	95,8	83,3	0,0	86,7	40,0	13,3	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	95,8	0,0	100,0	95,8	79,2	0,0	87,5	95,8	87,5	0,0	86,7	46,7	20,0	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	83,3	0,0	95,8	95,8	87,5	0,0	86,7	46,7	20,0	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	91,7	0,0	100,0	95,8	87,5	0,0	86,7	53,3	20,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.26** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des graines de *Z.lotus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	25,0	12,5	8,3	0,0	12,5	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J7	33,3	16,7	12,5	0,0	16,7	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J8	58,3	25,0	16,7	0,0	20,8	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J9	70,8	37,5	25,0	0,0	25,0	12,5	8,3	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	8,3	4,2	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J10	91,7	45,8	41,7	0,0	25,0	20,8	12,5	0,0	4,2	4,2	0,0	0,0	8,3	8,3	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J11	100,0	66,7	50,0	0,0	33,3	29,2	12,5	0,0	12,5	12,5	0,0	0,0	8,3	8,3	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.27** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus* par contact

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM
J1	95,8	75,0	75,0	0,0	91,7	66,7	37,5	0,0	75,0	62,5	45,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	73,3	73,3	53,3	0,0
J2	100,0	100,0	91,7	0,0	95,8	95,8	66,7	0,0	95,8	95,8	100,0	0,0	29,2	0,0	16,7	0,0	86,7	80,0	60,0	0,0
J3	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	87,5	0,0	95,8	95,8	100,0	0,0	41,7	4,2	16,7	0,0	93,3	86,7	66,7	0,0
J4	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	95,8	100,0	0,0	45,8	16,7	25,0	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J5	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	58,3	25,0	37,5	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J6	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	58,3	29,2	37,5	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J7	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	58,3	33,3	41,7	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J8	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	58,3	37,5	41,7	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J9	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	62,5	37,5	41,7	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J10	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	0,0	66,7	37,5	41,7	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0
J11	100,0	100,0	100,0	0,0	100,0	100,0	100,0	4,2	100,0	100,0	100,0	0,0	75,0	54,2	54,2	0,0	93,3	86,7	86,7	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

**Tableau 3.28** : Taux (%) de mortalités journalières cumulées chez les larves de *T.pityocampa* sous l'effet des trois doses d'extrait aqueux des tiges de *Z.lotus* par ingestion

	L1				L2				L3				L4				L5			
	D1	D2	D3	TEM	D1	D2	D3	TEM												
J1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J4	20,8	12,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J5	20,8	12,5	12,5	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
J6	37,5	33,3	12,5	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0	29,2	16,7	4,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	0,0
J7	58,3	41,7	29,2	0,0	25,0	8,3	4,2	0,0	33,3	25,0	12,5	0,0	8,3	4,2	0,0	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0
J8	62,5	54,2	45,8	0,0	37,5	20,8	4,2	0,0	33,3	33,3	12,5	0,0	12,5	12,5	4,2	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0
J9	70,8	62,5	54,2	0,0	45,8	25,0	12,5	0,0	33,3	37,5	12,5	0,0	16,7	20,8	12,5	0,0	6,7	6,7	6,7	0,0
J10	91,7	75,0	79,2	0,0	54,2	29,2	20,8	0,0	41,7	45,8	20,8	0,0	20,8	25,0	16,7	0,0	6,7	13,3	6,7	0,0
J11	95,8	87,5	79,2	0,0	75,0	45,8	25,0	0,0	50,0	54,2	25,0	0,0	25,0	33,3	20,8	0,0	6,7	13,3	6,7	0,0

D1: Dose 1; D2: Dose 2; D3: Dose 3; Tem: Témoin; L1: stade larvaire 1; L2: stade larvaire 2; L3: stade larvaire 3; L4: stade larvaire 4; L5: stade larvaire 5; J: Jour

## APPENDICE D

### LISTE DES ABREVIATIONS

°C	: Degrés Celcius
ACP	: Analyse en Composantes Principales
ANSES	: Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation de l'Environnement et du Travail
BNEDER	: Bureau National d'Etudes de Développement
Cm	: Centimètre
DGF	: Direction Générale des Forêts
DL <sub>50</sub>	: Dose Léthale 50
DL <sub>90</sub>	: Dose Léthale 90
EPPO	: European and Mediterranean Plant Protection Organization
FAO	: Food and Agriculture Organization of the United Nations
GLM	: Model Linéaire Global
J	: Jour
KD	: Kilo Dalton
M	: Mètre
Min	: Minute
MI	: Millilitre
Mm	: Millimètre
Nm	: Nanomètre
OEPP	: Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des plantes
PIB	: Produit Intérieur Brut
PP	: Précipitations
T max	: Température maximale
T min	: Température minimale

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1]. **FAO, 2020** – État des forêts méditerranéennes 2018. Rome, 363P.
- [2]. **Ramade F., 1997**– La conservation des écosystèmes méditerranéens. *Aménagement et Nature*, 121: 24-32.
- [3]. **Sechi C., Ruiu P.A., Franceschini A. & Corda P., 2002** – Nouvelles recherches sur l'extension des phénomènes de dépérissement dans les subéraies de Sardaigne. *International Organization for Biological and Integrated Control for Noxious Animals and Plants, West Palearctic Regional Section, Bulletin*, 25 (5) : 5-12.
- [4]. **Schvester D., 1990** – Protection phytosanitaire de la forêt méditerranéenne. *Les insectes* : 248-256.
- [5]. **Quézel P., 2000** – Réflexions sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb méditerranéen. Edition Ibis Press, Paris, 1991P.
- [6]. **Direction Générale des Forêts -D.G.F., 2012** – Conservation des forêts de Tissemsilt, 56P.
- [7]. **Cochard B., Lefort F. & Bovigny P.Y., 2014** – La chenille processionnaire du pin. *Horticulture Romande*, 6: 26-28.
- [8]. **Zamoum M., 1998** – Données sur la bioécologie, les facteurs de mortalité et la dynamique des populations de *Thaumetopoea pityocampa* Denis et Schiffermuller (Lep.Thaumetopoeidae) dans les pineraies

subsahariennes de la région de Djelfa (Algérie). Thèse de Doctorat, Univ. Sci. de Rennes I, France, 247P.

- [9]. **Hodar J.A., Castro J. & Zamora R., 2003** – Pine processionary caterpillar *Thaumetopoea pityocampa* as a new threat for relict mediterranean scots pine forests under climatic warning. *Biological Conservation*, 110: 123-129.
- [10]. **Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation de l'Environnement et du Travail - ANSES., 2013** – Relatif aux Méthodes alternatives au traitement chimique des processionnaires du pin et du chêne en conditions urbaines. Edition Maisons-Alfort, France, 72 P.
- [11]. **Thakore Y., 2006** – The biopesticide market for global agriculture use. *Industrial Biotechnology*, 2: 194-208.
- [12]. **Aouinty B., Oufara S., Mellouki F. & Mahari S., 2006** – Evaluation préliminaire de l'activité larvicide des extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis* L.) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata* (Vahl) Mast.) sur les larves de quatre moustiques Culicides: *Culex pipiens* (Linne), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). *Biotechnologie Agronomie Société et Environnement*, 10 (2): 67– 71.
- [13]. **Iauk L., Ragusa S., Rapisarda A., Franco S. & Nicolosi V.M., 1996** – In vitro antimicrobial activity of *Pistacia lentiscus* extracts: Preliminary Report. *Chemotherapy*, 8 (3) : 207– 216.
- [14]. **Ali-Shtayeh M.S. & Abu Ghdeib S.I., 1999** – Antifungal activity of plant extracts Against dermatophytes. *Mycoses*, 42 (11- 12): 665– 672.
- [15]. **Nebih H.S., Hadroug S. & Taoussi F., 2014** – Activité nématocide *in vitro* des extraits aqueux des plantes médicinales« *Artemisia campestris*,

*Ziziphus lotus*, *Datura stramonium* et *Urginea maritima* » sur des larves de *Meloidogyne*. Afpp. Dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture, Montpellier, 07P.

- [16]. **Dobignard A. & Chatelain C., 2013** – Index synonymique de la flore d’Afrique du Nord (4 vol.), Genève, 455 P.
- [17]. **Bellefontaine R., Gaston A. & Petrucci Y., 1997**– Aménagement des forêts naturelles en zones tropicales sèches. Cahier FAO conservation, Rome, 32P.
- [18]. **Chalvet M., 2011** – Une histoire de la forêt. Seuil, Paris, 351P.
- [19]. **Laurent C., 2011**– La gestion participative des forêts, une notion devenue multiscalair et une application différenciée sur le terrain le cas du Burkina Faso. Mém. de recherche, Institut d'Etudes Politiques de Toulouse, France, 102P.
- [20]. **FAO., 2005** – Evaluation des ressources mondiales. [En ligne] [[www.fao.org](http://www.fao.org)], 1p.
- [21]. **Tatar H., 2012** – Production forestière, exploitation et valorisation en Algérie. *Forêt méditerranéenne*, vol t. XXXIII, (4) : 361-368.
- [22]. **Bureau National d'Etudes de Développement - BNEDER, 2009** – Plan national de développement forestier (PNDF). Rapport de synthèse national, Algérie, 87P.
- [23]. **Direction Générale des Forêts, 2010** – Campagne liège, bois et alfa. In, FAO, 2012, Etat actuel des ressources, génétiques forestières en Algérie, 62P.

- [24]. **Ladjal S., 2012** – Activité antimicrobienne des métabolites secondaires des champignons endophytes isolés du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) de la région de M'sila. Mém. Magister en Biologie Végétale, Univ. Ferhat Abbas, Sétif, Algérie, 101P.
- [25]. **Nam A.M., 2014** – Contribution de la RMN 13C à l'analyse des huiles végétales, huiles essentielles et résines (*Olea europaea*, *Pinus halepensis* et *Cedrus atlantica*). Thèse de Doctorat en Chimie, Univ. Pascal Paoli, France, 186P.
- [26]. **Guit B., 2015** – Croissance et état sanitaire des peuplements de pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) dans le massif forestier de Senalba (Région de Djelfa). Thèse de Doctorat en Sci. Agron., Ecole Nat. Sup. Agro. El-harrache, Alger, 108P.
- [27]. **Quézel P. & Médail F., 2003** – Ecologie et biogéographie des forêts du bassin méditerranéen. Edition Lavoisier, Paris, 571P.
- [28]. **Kadik B., 1987** – Contribution à l'étude du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill) en Algérie : Ecologie, Dendrométrie, Morphologie. Office des Publications Universitaires, Alger, 585P.
- [29]. **Nahal B., 1962** – Le Pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.), Étude taxonomique, phytogéographique, écologique et sylvicole. *Annales de l'École Nationale des Eaux et Forêts*, Nancy 19: 473-686.
- [30]. **Nahal B., 1986** – Taxonomie et aire géographique des pins du groupe *halepensis*, Option méditerranéennes. *Série Etude CIHEAM*, 86 (1) : 1-9.
- [31]. **Hedjal-Chebheb M., 2014** – Identification des principes actifs des huiles essentielles de quelques résineux et plantes aromatiques de provenance Algérienne et Tunisienne. Etude de leurs activités biologiques à l'égard d'un insecte ravageur des graines stockées, *Callosobruchus maculatus*

*F.(Coleoptera: Bruchidae)*. Thèse Doctorat Biologie, Fac. Sci Bio. et Sci Agro., Uni Mouloud Mammeri Tizi Ouzou, Algérie, 103P.

- [32]. **Rathgeber C., 2002** – Impact des changements climatiques et de l’augmentation du taux de CO<sub>2</sub> atmosphérique sur la productivité des écosystèmes forestiers : exemple du pin d’Alep (*Pinus halepensis* Mill.) en Provence calcaire (France). Univ Droit, Economie et Sci d’AIX-Marseille, France, 312P.
- [33]. **Letreuch-Belarouci N., 1991** – Les reboisements en Algérie et leurs perspectives d’avenir. Office des Publications Universitaires, Alger, Vols. 1-2, 641P.
- [34]. **Soltani A., 2016** – Typologie et fertilité des stations de pin d’Alep de la forêt de Benjloud (Saida). Mém. Master en Foresterie, Univ. Tlemcen, Algérie, 141P.
- [35]. **Kadik B., 1983** – Contribution à l’étude du Pin d’Alep en Algérie : Ecologie, dendrométrie, morphologie. Thèse Doctorat Etat Sci Naturelles, Aix- Marseille, France, 313P.
- [36]. **Seigue A., 1985** – La forêt circum méditerranéenne et ses problèmes. Ed. Maison neuve et Larosse, Paris, 502P.
- [37]. **Kadik L., 1984** – Phyto-écologie des formations à pin d’Alep (*Pinus halepensis* Mill.) du Senalba Chergui et Gharbi. Thèse Doctorat en Biologie, Univ. Sci. et Tech. Houari Boumediène, Bab Ezzouar, Alger, 281P.
- [38]. **Ayari A., Moya D., Rejeb M., Mansoura A.B., Albouchi A., De Las Heras J., Fezzani T. & Henchi B., 2011** – Geographical variation on cone and seed production of natural *Pinus halepensis* Mill. forests in Tunisia. *Journal of Arid Environments*, 75: 403-410.

- [39]. **Derbal W., Zerizer A., Gérard J. & Guibal D., 2015** – Caractérisation d'aboutages à entures multiples pour trois essences d'Algérie. *Bois et forêts des tropiques* : 59-70.
- [40]. **Derouche H., 2015** – Télédétection et analyse des dépérissements des forêts Naturelles en zone semi-aride (Djelfa). Thèse Doctorat Sci. Agr., Ecole Nati. Sup. Agro El-Harrach-Alger, 198P.
- [41]. **Lazrec F., 2015** – Importance de la fonte de semis du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) dans le Nord-Ouest Algérien : Identification morphologique et moléculaire des espèces du genre *Fusarium* et *Globosporangium*, pouvoir pathogène et moyens de lutte. Thèse Doctorat Agro-Foresterie, Univ. Abou Bakre Belkaid, Tlemcen, 187P.
- [42]. **Khadoumi A., Nedjimi B. & Daoudi B., 2014** – Sensibilité à la chenille processionnaire (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.) chez deux espèces de Pins (*Pinus Halepensis* Mill. et *Pinus Brutia* Ten.) : Cas du reboisement de Senelba Chergui (Djelfa). *Algerian Journal of Arid Environment* , 4: 20-25.
- [43]. **Meddour R., 1992**- Régénération naturelle de *Cedrus atlantica* Man. et de divers pins après incendie dans l'arboretum de Meurdja (Algérie). *Forêt Méditerranéenne*, t. XIII (4) : 275-287.
- [44]. **Atmani N. & Masmoudi M., 2008** – Etude de l'impact de *Bacillus thuringiensis* Kurstaki dans la lutte de la chenille processionnaire du Pin d'Alep "*Thaumetopoea pityocampa* Schiff " au niveau de la forêt domaniale de Beni Oudjana (khenchela). Mém. Ingénieur Ecologie Végé. et Environnement, Univ. Batna, Algérie, 47P.
- [45]. **Kerris T., 2019** – La chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* Denis et Schiffermuller. [En ligne] [

dz.info/hacharate/princ\_ravag\_forets.html], 1p.

- [46]. **Grojean A.L., De Baudouin C. & Flamant S., 2006** – Incidences environnementales et sanitaires des chenilles processionnaires et de leurs traitements en France. Atelier Santé Environnement. Ecole Nat. de la Santé Publique, France, 81P.
- [47]. **Salvato P., Battisti A., Concato S., Masutti L., Patarnello T. & Zane L., 2002** – Genetic differentiation in the winter pine processionary moth (*Thaumetopoea pityocampa-wilkinsoni* complex), inferred by AFLP and mitochondrial DNA markers. *Molecular Ecology*, 11: 2435-2444.
- [48]. **Kerdelhue C. et al., 2015** – Genetic diversity and structure at different spatial scales in the processionary moths, Chapter 4, pp : 163- 226. in Roques A., 2015 (ed.), *Processionary moths and climate change: An Update*, Quæ edition, France, 440P.
- [49]. **Kerdelhué C., Zane L., Simonato M., Salvato P., Rousselet J., Roques A. & Battisti A., 2009** – Quaternary history and contemporary patterns in a currently expanding species. *Evolutionary Biology*, 9 : 1-14.
- [50]. **Simonato M., Battisti A., Kerdelhué C., Burban C., Lopez-Vaamonde C., Pivotto I., Salvato P. & Negrisolò N., 2013** – Host and phenology shifts in the evolution of the social moth genus *Thaumetopoea*. *Plos One*, 8 (2) :157-192.
- [51]. **Turpin M., 2006** – Les chenilles urticantes : effets pathogènes chez l'homme et chez l'animal et données actuelles sur les venins et les moyens de lutte. Thèse Médecin Vétérinaire, Nantes, France, 182P.
- [52]. **Jacquet J-S., Orazio C. & Jactel H., 2012** – Defoliation by processionary moth significantly reduces tree growth: a quantitative

review. *Annals of Forest Science*, 69 (8) :857–866.

- [53]. **Anonyme, 2015** – *Thaumetopoea pityocampa* (pine processionary). [En ligne] [<http://www.cabi.org/isc/datasheet/53501#>], 1p.
- [54]. **Sbajdji M. & Kadik B., 2011** – Effects of Atlas cedar (*Cedrus atlantica*) defoliation on performance of the pine processionary moth (*Thaumetopoea pityocampa*). *Journal of Pest Science*, 84 : 213–217.
- [55]. **Roques A. et al 2015** – Climate warming and past and present distribution of the processionary moths (*Thaumetopoea* spp.) in Europe, Asia Minor and North Africa. pp: 81-162, Chapter 3 in: Roque A., 2015- Processionary Moths and Climate Change: an update. editions Quæ, France, 440P.
- [56]. **Martin J.C., 2005** – La processionnaire du pin : *Thaumetopoea pityocampa* (Denis et Schiffermüller). Biologie et protection des forêts. Synthèse des recherches bibliographiques et des connaissances, INRA Avignon. [en-ligne] [<http://www.prodinra.inra.fr/prodinra/pinra/index.xsp>], 1P.
- [57]. **Paiva M.R., Mateus E., Santos M.H. & Branco M., 2011**– Pine volatiles mediate host selection for oviposition by *Thaumetopoea pityocampa* (Lep., Notodontidae). *Journal of Applied Entomology*, 135 : 195–203.
- [58]. **Zhang Q.H., Schlyter F., Battisti A., Birgersson G. & Anderson P., 2003** – Electrophysiological responses of *Thaumetopoea pityocampa* females to host volatiles: implications for host selection of active and inactive terpenes. *Journal of Pest Science*, 76:103–107.
- [59]. **Devkota B. & Schmidt G.H., 1990** – Larval development of *Thaumetopoea pityocampa* (Den. & Schiff.) (Lep., Thaumetopoeidae) from Greece as influenced by different host plants under laboratory

conditions. *Journal of Applied Entomology*, 109 : 321–330.

- [60]. **Schopf R. & Avtzis N., 1987**– Die bedeutung von Nadelinhaltsstoffen fu“ r die disposition von fu“nk kiefernarten gegenu“ ber *Thaumetopoea pityocampa* (Schiff.). *Journal of Applied Entomology*, 103 : 340–350.
- [61]. **European and Mediterranean Plant Protection Organization - 2004** – Diagnostic protocols for regulated pests *Thaumetopoea pityocampa*. Bulletin. OEPP/EPPO, 34 : 155–157.
- [62]. **Prokopy R.J. & Owens E.D., 1983** – Visual detection of plants by herbivorous insects. *Annual Review of Entomology*, 28 (1) : 337–364.
- [63]. **Goyer R.A., Lenhard G.J. & Strom B.L., 2004** – The influence of silhouette color and orientation on arrival and emergence of Ips pine engravers and their predators in loblolly pine. *Forest Ecology and Management*, 191 (1–3): 147–155.
- [64]. **Dulaurent A.M., Porté A.J., Van Halder I., Vétillard F., Menassieu P. & Jactel H., 2012** – Hide and seek in forests: colonization by the pine processionary moth is impeded by the presence of non-host trees *Agricultural and Forest Entomology* , 14 (1) : 19–27.
- [65]. **Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación – MAPA- 1981-** Insectes ravageurs des forêts espagnoles, Espagne. In CABI et l'OEPP, 1990- Fiche informative sur les organismes de quarantaine *Thaumetopoea pityocampa*, 07P.
- [66]. **Pérez-Contreras T. & Soler J.J., 2004** – Egg parasitoids select for large clutch sizes and covering layers in pine processionary moths (*Thaumetopoea pityocampa*). *Annales Zoologici Fennici* , 41: 587- 597.
- [67]. **De-Re´aumur M.,1736**. Mémoires pour servir à l’histoire des insectes.

Tome second. Edition Académie Royale des Sciences, Paris, 874P.

- [68]. **Rivière j., 2011**– Les chenilles processionnaires du pin : évaluation des enjeux de santé animale. Thèse Docteur Vétérinaire, Fac. de Médecine de Créteil, Ecole Nat. Vétérinaire d'Alfort, France, 206P.
- [69]. **Huchon H. & Demolin G., 1970** – La bio-écologie de la processionnaire du pin. Dispersion potentielle, dispersion actuelle. *Revue Forestière Française*, 22: 220–234.
- [70]. **Robinet C., Imbert C.E., Rousselet J., Sauvard D., Garcia J., Goussard F. & Roques A., 2012** – Human-mediated long-distance jumps of the pine processionary moth in Europe. *Biological Invasion* 14:1557–1569.
- [71]. **Dulaurent A.M., Porté A.J., Van Halder I., Vétillard F., Menassieu P. & Jactel H., 2011** – A case of habitat complementation in forest pests: pine processionary moth pupae survive better in open areas. *Forest Ecology and Management*, 261: 1069–1076.
- [72]. **Guerrero A., Camps F., Coll J. & Riba M., 1981**– Identification of a potential sex pheromone of the processionary moth, *Thaumetopoea pityocampa* (Lepidoptera, Notodontidae). *Tetrahedron Letters*, 22(21) : 2013-2016.
- [73]. **Démolin G., 1969** – Bioecologica de la processionnaria del pino, *Thaumetopoea pityocampa*. Incidencia de los factores climaticos. *Boletín del Servicio de Plagas Forestales*, 23 : 9-24.
- [74]. **Stastny M., Battisti A., Petrucco-Toffolo E., Schlyter F. & Larsson S., 2006** – Host-plant use in the range expansion of the pine processionary moth, *Thaumetopoea pityocampa*. *Ecological Entomology* , 31: 481-490.

- [75]. **Douma-Petridou E., 1989** – European *Thaumetopoea* species (Lep., Thaumetopoeidae): Characteristics and life-cycles. In Proceedings of the *Thaumetopoea*-Symposium 5–7 July 1989 at Neustadt a. Rbge near Hannover: 12–19.
- [76]. **Pimentel C., Ferreira C. & Nilsson J.A., 2010** – Latitudinal gradients and the shaping of life history traits in a gregarious caterpillar. *Biological Journal of the Linnean Society*, 100(1) : 224-236.
- [77]. **Battisti A. et al., 2015** – Natural history of the processionary moths (*Thaumetopoea* spp.): New insights in relation to climate change- pp 15-79. Chapter 2 - in –Roques A., 2015- Processionary moths and climate change: an update. editions Quæ, France, 440P.
- [78]. **Dajoz R., 1998** – Les insectes et la forêt. ed. Lavoisier Tec&Doc Paris, 594P.
- [79]. **Breuer M. & Devkota B. 1990** – Studies on the importance of nest temperature of *Thaumetopoea pityocampa* (Den. & Schiff.) (Lep., Thaumetopoeidae). *Journal of Applied Entomology*, 109: 331–335.
- [80]. **Démolin G., 1967**– Grégarisme et subsocialité chez *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. Nid d'hiver - activité de tissage. C. R. Ve congrès de l'union internationale pour l'étude des insectes sociaux : 69-77.
- [81]. **Knapp R. & Casey T.M., 1986** – Thermal ecology, behaviour, and growth of gypsy moth and eastern tent caterpillars. *Ecology*, 67: 598–608.
- [82]. **Oger P., 2010** – La chenille processionnaire du pin [en-ligne]. [<http://patrick.oger.free.fr/nature/processionnaire>], 1p.

- [83]. **Fitzgerald T.D., 2002** – Role of trail pheromone in foraging and processionary behavior of pine processionary caterpillars *Thaumetopoea pityocampa*. *Journal of Chemical Ecology*, 29: 513-532.
- [84]. **Démolin G., 1971**– Incidences de quelques facteurs agissant sur le comportement social des chenilles de *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. (*Lepidoptera*) pendant la période des processions de nymphose, repercussions sur l'efficacité des parasites. *Annales de Zoologie Ecologie Animale Hors série* : 33-56.
- [85]. **Robredo F., 1963** – La nymphose chez *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. *Boletín del Servicio de Plagas Forestales* ,12:122-129.
- [86]. **Martin J.C., 2007** – La chenille processionnaire du pin. [en ligne]. [<http://www.futura-sciences.com/magazines/nature/infos/dossiers/d/zoologie-chenilleprocessionnaire-pin->], 1p.
- [87]. **Markalas S., 1989** – Influence of soil moisture on the mortality, fecundity and diapauses of the pine processionary moth (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.). *Journal of Applied Entomology*, 107 : 211–215.
- [88]. **Battisti A., Longo S., Tiberi R. & Triggiani O., 1998** – Results and perspectives in the use of *Bacillus thuringiensis* Berl. var. *kurstaki* and other pathogens against *Thaumetopoea pityocampa* (Den. et Schiff.) in Italy (Lep., Thaumetopoeidae). *Anzeiger für Schädlingskunde, Pflanzenschutz, Umweltschutz* , 71:72–76.
- [89]. **Zamoum M., Démolin G., & Bensidi A., 2006** – Complexe des ennemis naturels de la processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* (Lepidoptera: Thaumetopoeidae) au sud de son aire de répartition. Actes Congrès d'entomologie et de nématologie, Ecole Nat. Agro. EL-HARRACH, Alger : 140–152.

- [90]. **Bouchou L., 2015** – Les parasitoïdes embryonnaires de la processionnaire du pin, *Thaumetopoea pityocampa* Schiff et leur importance dans quelques peuplements de pin et de cèdre du Nord de l'Algérie. Thèse Doctorat Sci. Agro., Ecole Nati. Sup. Agrono. EL-HARRACH, Alger, 145P.
- [91]. **Fraval A., 2007**– La processionnaire du pin. *Insectes*, 35 (147) : 35-39.
- [92]. **Rousselet J., 2008** – La chenille processionnaire du pin et le réchauffement climatique. Vers de nouvelles méthodes de lutte contre un insecte forestier urticant qui s'invite en ville. In: *Colloque Insectes et changement climatique* [en-ligne]. [[http://www.inra.fr/urticlim/projet\\_urticlim/reunions/micropolis](http://www.inra.fr/urticlim/projet_urticlim/reunions/micropolis)], 1P.
- [93]. **Lemoine B., 1977**– Contribution à la mesure des pertes de production causées par la chenille processionnaire (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.) au pin maritime dans les Landes de Gascogne. *Annals of Forest Science*, 34 (3) : 205-214.
- [94]. **Scheiner P., 2003** – Les chenilles processionnaires chez le chien. Thèse Médecin Vétérinaire, Lyon, France, 122P.
- [95]. **Rosa F., 2019** – Etude de la chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa*. Rapport de fin de formation, Institut Technique des Forêts, Batna, 25P.
- [96]. **Morel E., 2008** – La chenille processionnaire du pin et ses parasites oophages : vers un moyen de lutte biologique ? In : *Collaborations scientifiques, un stage : Les parasites oophages de la processionnaire*. Master Ingénieur en Ecologie et Gestion de la Biodiversité, Montpellier, 66P.

- [97]. **Jacquet J.S., Orazio C. & Jactel H., 2012** – Defoliation by processionary moth significantly reduces tree growth: a quantitative review. *Annals of Forest Science*, 69(8) : 857–866.
- [98]. **Leblond A., Martin J.C., Provendier D., Gutleben C., Robinet C. & Napoleone C., 2010** – Inventaire et évaluation des méthodes de lutte contre la processionnaire du pin. Enquête nationale – guide technique. Angers (Fr) : *Plante et Cité*, 25P.
- [99]. **Lamy M., Pastureaud M.H., Novak F., Ducombs G., Vincendeau P., Maleville J. & Texier L., 1986** – Thaumetopoein: an urticating protein from the hairs and integument of the pine processionary caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff., Lepidoptera, Thaumetopoeidae). *Toxicon*, 4: 347–356.
- [100]. **Rodríguez-Mahillo A.I., González-Muñoz M., Vega J.M., López J.A., Yart A., Kerdelhué C., Camafeit E., García-Ortiz J.C., Vogel H., Toffolo E.P., Zovi D., Battisti A., Roques A. & Moneo I., 2012** – Setae from the pine processionary moth (*Thaumetopoea pityocampa*) contain several relevant allergens. *Contact Dermatitis*, 67: 367–374.
- [101]. **Werno J.R. & Lamy M., 1994** – Daily cycles for emission of urticating hairs from the pine processionary caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa* S.) and the brown tail moth (*Euproctis chrysorrhoea* L) (Lepidoptera) in laboratory conditions. *Aerobiologia*, 10: 147- 151.
- [102]. **Moneo I., Vega J.M., Caballero M.L., Vega J. & Alday E., 2003** – Isolation and characterization of Tha p1, a major allergen from the pine processionary caterpillar *Thaumetopoea pityocampa*. *Allergy*, 58 (1) : 34-37.
- [103]. **Ducombs G., Lamy M., Mollard S., Guillard J.M. & Maleville J., 1981** – Contact dermatitis from processional pine caterpillar (*Thaumetopoe*

*Pityocampa* Schiff Lepidoptera). *Contact Dermatitis*, 7(5) : 287- 288.

- [104]. **Bourgeois A., 2003** – Les chenilles processionnaires en France ; la lutte contre la chenille processionnaire du pin en France. Thèse Médecin Vétérinaire, Alfort, 122P.
- [105]. **Vega J., Vega J.M. & Moneo I., 2011** – Skin reactions on exposure to the pine processionary Caterpillar (*Thaumetopoea pityocampa*). *Actas Dermosifiliogr* , 102: 658–667.
- [106]. **Charmot P., 1987**– La chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. et son importance médicale. Thèse Médecin Vétérinaire, Lyon, 132P.
- [107]. **Spiegel W., Maier H. & Maier M., 2004** – A non-infectious airborne disease. *Lancet*, 363: 1438.
- [108]. **Bruchim Y., Ranen E., Saragusty J. & Aroch I., 2005** – Severe tongue necrosis associated with pine processionary moth (*Thaumetopoea wilkinsoni*) ingestion in three dogs. *Toxicon*, 45 (4) : 443-447.
- [109]. **Brinquin A.S. & Martin J.C., 2017**– Les clés pour lutter contre la processionnaire du pin «Recherche de solutions respectueuses de l’environnement pour la gestion du risque entomologique en forêt et en zone Non Agricole». Unité expérimentale Entomologie et Forêt Méditerranéenne, INRA, France, 24P.
- [110]. **Joung K.B. & Côté J.C., 2000** – Une analyse des incidences environnementales de l’insecticide microbien *Bacillus thuringiensis*. Centre de recherche et de Développement en Horticulture du Canada. *Bulletin Technique*, 17P.
- [111]. **Ince I.A., Demir I., Demirbag Z. & Nalcacioglu R., 2007**– A

cytoplasmic polyhedrosis virus isolated from the pine processionary caterpillar, *Thaumetopoea pityocampa*. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 17(4) : 632-637.

- [112]. **Martin J.C., Bonnet C. & Mazet R., 2009** – La processionnaire du pin : vers un contrôle écologique et raisonné. *In* : conférence sur l'entretien des espaces verts, jardins, gazons, forêts, zones aquatiques et autres Zones Non Agricoles. Angers (France) : AFPP, Association Française de Protection des Plantes, 09P.
- [113]. **Leblond A., 2010** – Inventaire et évaluation des méthodes de lutte contre la processionnaire du pin. Mém. Master Professionnel, Environnement-Droit, Univ. Rennes, 74P.
- [114]. **Martin J.C., 2009** – Sarriens partenaire scientifique de l'INRA. *Bulletin municipal de Sarriens*, 05P.
- [115]. **La mésange verte, 2009** – Lutter contre la propagation d'un nuisible dangereux. [en-ligne] [<http://www.lamesangeverte.com>], 1P.
- [116]. **Martin J.C. & Pesme-Glemin A., 2010** – Protéger la forêt contre la chenille processionnaire du pin en préservant la biodiversité. [en-ligne]. [<http://www.prodinra.inra.fr>], 1P.
- [117]. **Kanat M. & Mol T., 2008** – The effect of *Calosoma sycophanta* L. (Coleoptera: Carabidae) feeding on the pine processionary moth, *Thaumetopoea pityocampa* (Denis & Schiffermüller) (Lepidoptera: Thaumetopoeidae), in the laboratory. *Turkish Journal of Zoology* , 32 : 367-372.
- [118]. **Er M.K., Tunaz H. & Gokce A., 2007** – Pathogenicity of entomopathogenic fungi to *Thaumetopoea pityocampa* (Schiff.) (Lepidoptera : Thaumetopoeidae) larvae in laboratory conditions. *Journal*

*of Pest Science*, 80 : 235-239.

- .
- [119]. **Rousselet J., Garcia J., Goussard F., Robinet C. & Martin J.C., 2010** – Calendrier indicatif des méthodes de lutte contre la processionnaire du pin en Région Ile-de-France, 02P.
- [120]. **Louat F., 2013** – Etude des effets liés à l'exposition aux insecticides chez un insecte modèle, *Drosophila melanogaster*. Thèse Doctorat en Sci. Agron., Univ. D'Orléans, France, 214P.
- [121]. **Casida J.E. & Quistad G.B., 2004** – Why insecticides are more toxic to insects than people : the unique toxicology of insects. *Journal of Pesticide Science*, 29 (2) : 81-86.
- [122]. **Fukuto T.R., 1990** – Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. *Environmental Health Perspectives*, 87: 245-254.
- [123]. **Casida J.E. & Durkin K.A., 2012** – Anticholinesterase insecticide retrospective. *Chemico-Biological Interactions*, 203 (1) : 221-225.
- [124]. **Matsuda K., Kanaoka S., Akamatsu M. & Sattelle D.B., 2009** – Diverse actions and target-site selectivity of neonicotinoids : structural insights. *Molecular pharmacology*, 76 (1) : 1-10.
- [125]. **Tunaz H. & Uygun N., 2004** – Insect growth regulators for insect pest control. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 28 : 377–387.
- [126]. **Dekeyser M.A., 2005** – Acaricide mode of action. *Pest Management Science*, 61 : 103–110.
- [127]. **Pimentel M.A.G., Faroni L.R.A., Corrêa A.S. & Guedes R.N.C., 2012** – Phosphine-induced walking response of the lesser grain borer

(*Rhyzopertha dominica*). *Pest Management Science*, 68 : 1368–1373.

- [128]. **Wood O., Hanrahan S., Coetzee M., Koekemoer L. & Brooke B., 2010** – Cuticle thickening associated with pyrethroid resistance in the major malaria vector *Anopheles funestus*. *Parasit Vectors*, 3: 67.
- [129]. **Ffrench-Constant R.H., Daborn P.J. & Le Goff G., 2004** – The genetics and genomics of insecticide resistance. *Trends in Genetics*, 20: 163–170.
- [130]. **Asih P.B., Syahrani L., Rozi I.E., Pratama N.R., Marantina S.S., Arsyad D.S., Mangunwardoyo W., Hawley W., Lahad F., Shinta Sukowati S., Lobo N.F. & Syafruddin D., 2012.**– Existence of the rdl mutant alleles among the anopheles malaria vector. *Malaria Journal*, 11: 57.
- [131]. **Davies T.G.E., Field L.M., Usherwood P.N.R. & Williamson M.S., 2007.**– DDT, pyrethrins, pyrethroids and insect sodium channels. *International Union of Biochemistry and Molecular Biology Life*, 59 : 151–162.
- [132]. **Chung H., Sztal T., Pasricha S., Sridhar M., Batterham P. & Daborn P.J., 2009** – Characterization of *Drosophila melanogaster* cytochrome P450 genes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106 : 5731– 5736.
- [133]. **Jackson C.J., Liu J.W., Carr P.D., Younus F., Coppin C., Meirelles T., Lethier M., Pandey G., Ollis D.L., Russell R.J., Weik M. & Oakeshott J.G., 2013.**– Structure and function of an insect  $\alpha$ -carboxylesterase ( $\alpha$ Esterase7) associated with insecticide resistance. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 110: 10177–10182.

- [134]. **Salerno G., Colazza S. & Conti E., 2002** – Sub-lethal effects of deltamethrin on walking behaviour and response to host kairomone of the egg parasitoid *Trissolcus basalus*. *Pest Management Science*, 58 : 663–668.
- [135]. **Desneux N., Decourtye A. & Delpuech J.M., 2007** – The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annual Review of Entomology*, 52: 81-106.
- [136]. **Liu T.X. & Chen T., 2001** – Effects of the insect growth regulator fenoxycarb on immature *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). *Florida Entomologist*, 628–633.
- [137]. **Kegley S., Neumeister L., Martin T. & Network P.A., 1999** – Disrupting the balance. Ecological impacts of pesticides in California. *Pesticide Action Network*, 99P.
- [138]. **Mnif W., Hassine A.I.H., Bouaziz A., Bartegi A., Thomas O. & Roig B., 2011** – Effect of endocrine disruptor pesticides : A review. *International journal of environmental research and public health*, 8 : 2265–2303.
- [139]. **Alavanja M.C., Ross M.K. & Bonner M.R., 2013** – Increased cancer burden among pesticide applicators and others due to pesticide exposure. *Cancer Journal for Clinicians*, 63(2) : 120-42.
- [140]. **Salameh P.R., Waked M., Baldi I., Brochard P. & Saleh B.A., 2006** –. Chronic bronchitis and pesticide exposure : a case-control study in Lebanon. *European Journal of Epidemiology*, 21 : 681–688.
- [141]. **Nordkap L., Joensen U.N., Blomberg Jensen M. & Jørgensen N., 2012** – Regional differences and temporal trends in male reproductive health disorders : semen quality may be a sensitive marker of

environmental exposures. *Molecular and cellular endocrinology*, 355 : 221–230.

- [142]. **Burns C.J., McIntosh L.J., Mink P.J., Jurek A.M. & Li A.A., 2013** – Pesticide exposure and neurodevelopmental outcomes : review of the epidemiologic and animal studies. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B : Critical Reviews*, 16 : 127–283.
- [143]. **Meksem N., 2018** – Etude de l'effet biopesticide des extraits naturels de deux plantes de la famille des Myrtacées : *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus camaldulensis*- Thèse Doctorat en Biologie, Fac. des Sci. Univ. Badji Mokhtar, Annaba, Algérie, 172P.
- [144]. **Chandler D., Bailey A.S., Tatchell G.M., Davidson G., Greaves J. & Grant W.P., 2011** – The development, regulation and use of biopesticides for integrated pest management. *Philosophical transactions of the Royal Society of London : Biological Sciences*, 366 (1573) : 1987-1998.
- [145]. **Leng P., Zhiming Z., Guangtang P. & Maojun Z., 2011**– Applications and development trends in biopesticides. *African Journal of Biotechnology*, 10 (86) : 19864-19873.
- [146]. **Shoresh M., Harman G. & Mastouri F., 2010** – Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents. *Annual Review of Phytopathology*, 48 : 21-43.
- [147]. **Lolloo R., Maharaih D., Görgens J. & Gardiner N., 2010** – A downstream process for production of a viable and stable *Bacillus cereus* aquaculture biological agent. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 86 : 499-508.
- [148]. **Rosas-Garcia N.M., 2009** – Biopesticide production from *Bacillus*

*thuringiensis* : an environmentally friendly alternative. *Recent Patents on Biotechnology*, 3 (1) : 28-36.

- [149]. **Tombolini R., Van Der Gaag D., Cerhardson B. & Janssoni J., 1999** – Colonization pattern of the biocontrol strain *Pseudomonas chlororaphis* MA 342 on barley seeds visualized by using green fluorescent protein. *Applied and Environmental Microbiology*, 65 (8) : 3674-3680.
- [150]. **Boulon J.P., 2010** – Qu'est-ce que ? *Pseudomonas chlororaphis* souche MA342 bio-fongicide en traitement de semences de blé, triticale et seigle. *Phytoma Défense Végétaux*, 632 : 10-12.
- [151]. **Chen X., Zhang W.J., Wong J., Chun G., Lu A., McCutchen B.F., Presnail J.K., Herrmann R., Dolan M., Tingey S., Hu Z.H. & Vlak M., 2002** – Comparative analysis of the complete genome sequences of *Helicoverpa zea* and *Helicoverpa armigera* single-nucleocapsid nucleopolyhedroviruses. *Journal of General Virology*, 83: 673-684.
- [152]. **Washburn J., Trudeau D., Wong J. & Volkman L., 2003** – Early pathogenesis of *Autographa californica* multiple nucleopolyhedrovirus and *Helicoverpa zea* single nucleopolyhedrovirus in *Heliothis virescens*: a comparison of the 'M' and 'S' strategies for establishing fatal infection. *Journal of General Virology*, 84 : 343-351.
- [153]. **McQuilken M.P., Gemmell J., Hill R.A. & Whipps J.M., 2003** – Production of macrospheptide A by the mycoparasite *Coniothyrium minitans*. *The Federation of European Microbiological Societies. Microbiology Letters.*, 2009 (1) : 27-31.
- [154]. **Dong L., Yang J. & Zhang K., 2007**– Cloning and phylogenetic analysis of the chitinase gene from the facultative pathogen *Paecilomyces lilacinus*. *Journal of Applied Microbiology.*, 103 (6) : 2476-2488.

- [155]. **Saidemberg D., Ferreira M.A., Takahashi T.N., Gomes P.C., Cesar-Tognoli L.M., Da Silva-Filho L.C., Tormena C.F., Da Silva G.V. & Palma M.S., 2009** – Monoamine oxidase inhibitory activities of indolylalkaloid toxins from the venom of the colonial spider *Parawixia bistriata*: functional characterization of PwTX-I. *Toxicon*, 54(6) : 717-724.
- [156]. **Aquiloni L. & Gherardi F., 2010** – The use of sex pheromones for the control of invasive populations of the crayfish *Procambarus clarkia*: a field study. *Hydrobiologia.*, 649 : 249-254.
- [157]. **Calderón-Alvarez C., Causton C.E., Hoddle M.S., Hoddle C.D., Driesche R. & Stanek E.J., 2012** – Monitoring the effects of *Rodolia cardinalis* on *Icerya purchasi* on the Galapagos Islands. *Biological Control*, 57 (2) : 167-179.
- [158]. **Grewal P., Grewal S., Tan L. & Adams B., 2003** – Parasitism of molluscs by nematodes : types of associations and evolutionary trends. *Journal of Nematology*, 35 (2) : 146-156.
- [159]. **Schmutterer H., 1990** – Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. *Annual Review of Entomology*, 35 : 271-297.
- [160]. **Srivastava M. & Raizada R., 2007**– Lack of toxic effect of technical azadirachtin during postnatal development of rats. *Food and Chemical Toxicology*, 45 (3) : 465-471.
- [161]. **Correia A.A., Wanderley-Teixeira V., Teixeira A.A., Oliveira J.V., Gonçalves G.G., Cavalcanti M.G., Brayner F.A. & Alves L.C., 2013** – Microscopic analysis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) embryonic development before and after treatment with azadirachtin, lufenuron, and deltamethrin. *Journal of Economic Entomology*, 106 (2) : 747-755.

- [162]. **Shelton A.M., Zhao J.Z. & Rous R.T., 2002** – Economic ecological, food safety, and social consequences of the deployment of BT transgenic plants. *Annual Review of Entomology*, 47 : 845-881.
- [163]. **Bates S., Zhao J.Z., Roush R. & Shelton A., 2005** – Insect resistance management in GM crops: past, present and future. *Nature Biotechnology*, 23 : 57-62.
- [164]. **Popp J., Petö K. & Nagy J., 2013** – Pesticide productivity and food security. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 33 : 243-255.
- [165]. **Martinez M., 2012** – Co-evolution of genes for specification in arthropod-plant interactions : A bioinformatic analysis in plant and arthropod genomes. Chapter 1 In Guy Smagghe I Isabel Diaz Editors Arthropod-Plant Interactions Novel Insights and Approaches for IPM. *Progress in Biological Control*, 14: 1-14.
- [166]. **Wu J. & Baldwin I.T., 2009** – Herbivory-induced signalling in plants : perception and action. *Plant Cell and Environment*, 32 : 1161–1174.
- [167]. **Heil M., 2008** – Indirect defence via tritrophic interactions. *New Phytologist*, 178 : 41–61.
- [168]. **Unsicker S.B, Kunert G. & Gershenzon J., 2009** – Protective perfumes : the role of vegetative volatiles in plant defense against herbivores. *Current Opinion in Plant Biology*, 2 : 479–485.
- [169]. **Zeng R.S., Wen Z., Niu G., Schuler M.A. & Berenbaum M.R., 2009** – Enhanced toxicity and induction of cytochrome P450s suggest a cost of “eavesdropping” in a multitrophic interaction. *Journal of Chemical Ecology*, 35 : 526–532.

- [170]. **Opitz S.E., Jensen S.R. & Muller C., 2010** – Sequestration of glucosinolates and iridoid glucosides in sawfly species of the genus *Athalia* and their role in defense against ants. *Journal of Chemical Ecology*, 36 :148–157.
- [171]. **Judd W.S., Campbell C.S., Kellogg E.A. & Stevens P., 2002** – Botanique systematique: une perspective phylogénétique; Edition 1: De Boeck; Belgique : 84-336.
- [172]. **Cuendet M., 1999** – Recherche de nouveaux composés capteurs de radicaux libres et antioxydants à partir d'une plante d'Indonésie : "*Fagraea blumei*" (Loganiaceae) et de trois plantes d'altitude : "*Bartsia alpina*" (Scrophulariaceae), "*Loiseleuria procumbens*" (Ericaceae) et "*Campanula barbata*" (Campanulaceae). Thèse Doctorat Pharmacie, Fac. Sci., Univ. Lausanne, France, 196P.
- [173]. **Vermeris W. & Nicholson R., 2006** – Phenolic Compound Biochemistry. Springer, 276P.
- [174]. **Bruneton J., 1993** – Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 915P.
- [175]. **Wink M., 2003** – Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64 : 3-19.
- [176]. **Aharoni A. & Galili G., 2011** – Metabolic engineering of the plant primary–secondary metabolism interface. *Current Opinion in Biotechnology*, 22 : 239–244.
- [177]. **Sarmi M.P. & Cheymer V., 2006** – Les polyphénols en agroalimentaire. Ed Lavoisier : 2 -10.

- [178]. **Macheix J.J., Fleuriet A. & Jaye-Allemand C., 2005** – Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'une importance économique. Presses Polytechniques, Univ. Romandes, Lausanne, 185P.
- [179]. **Waksmundzka-Hajnos M. & Sherma J., 2011** – High performance liquid chromatography in phytochemical science. *Chromatographic Science Series* : 477-478.
- [180]. **Ghedira K., 2005** – Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapie*, 3 (4): 162-169.
- [181]. **De Rijke E., Out P., Niessen W.M.A., Ariese F., Gooijer C. & Brinkman U.A.T., 2006** – Analytical separation and detection methods for flavonoids. *Journal of Chromatography*, 1112: 31- 63.
- [182]. **Laguerre M., Lopez Giraldo L J., Lecomte J., Pina M. & Villeneuve P., 2007**– Outils d'évaluation *in vitro* de la capacité antioxydante OCL. *Oléagineux Corps Gras Lipides*, 14 (5) : 278-292.
- [183]. **Ghestem A., Seguin E., Paris M. & Orecchioni A.M., 2001** – Le préparateur en pharmacie. Dossier 2, Botanique-Pharmacognosie-Phytotherapie-homeopathie. Tec et Doc (Ed), 272P.
- [184]. **Booth N.L., Dejan N., Richard B. & Stoci E., 2004** – New lanthanide complexes of 4 methyl 7 hydroxy coumarin and their pharmacological activity. *Clinical Pharmacology and Therapeutics*, 50 : 120-123.
- [185]. **Hoffman L., 2003** – Etude du métabolisme des phénylpropanoïdes; analyse de l'interaction de la caféoyl-coenzyme A 3-O-méthyltransférase (CCoAOMT) avec son substrat et caractérisation fonctionnelle d'une nouvelle acyltransférase, l'HydroxyCinnamoyl-CoA : shikimate/quinate

hydroxycinnamoyl Transférase (HCT). Thèse de Doctorat en Biologie Moléculaire et Cellulaire, Fac. des Sci. la Vie, Univ. Louis Pasteur-Strasbourg I, 289P.

- [186]. **Ford R.A., Hawkins D.R., Mayo B.C. & Api A.M., 2001** – The in vitro dermal absorption and metabolism of coumarin by rats and by human volunteers under simulated conditions of use in fragrances. *Food and Chemical Toxicology*. 39 : 153-162.
- [187]. **Stern J.L., Hagerman A.E., Steinberg P.D. & Mason P.K., 1996** – Phlorotannin-protein interactions. *Journal of Chemical Ecology*. 22: 1887-1899.
- [188]. **Abd El Mohsen J.P., Minihane M.M. & Mathers A.M.J.C., 2008** – Biomarkers of the intake of dietary polyphenols: strengths, limitations and application in nutrition research. *British Journal of Nutrition*, 99 :12–22.
- [189]. **Haworth R.D., 1936** – Natural resins. *Annual Reports on the Progress of Chemistry*, 33 : 266-279.
- [190]. **Moss G.P., 2000** – Nomenclature of lignans and neolignans (IUPAC Recommendations 2000). *Pure and Applied Chemistry*, 72 : 1493-1523.
- [191]. **Bénard C., 2009** – Etude de l'impact de la nutrition azotée et des conditions de culture sur le contenu en polyphénols chez la tomate. Thèse Doctorat Sci. Agro., Insti.Nati. Polytechnique de Lorraine, France, 266P.
- [192]. **Dicko M.H., Gruppen H., Traoré A.S., Voragen A.G.J. & Van Berkel W.J.H., 2006** – Phenolic compounds and related enzymes as determinants of sorghum for food use. *Biotechnology and Molecular Biology Review*, 1 (1): 21-38.

- [193]. **Robert D. & Catesson A.M., 2000** – Biologie végétale: caractéristiques et stratégie évolutives des plantes. Organisation Végétative. Wolters Kluwer, Edition 02, France, 320P.
- [194]. **Dixon R.A. & Paiva N.L., 1995** – Stress-Induced Phenylpropanoid Metabolism. *Plant Cell*, 7(7) : 1085–1097.
- [195]. **Bediaga M., 2011** – Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea Latifolia* smith une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Thèse de Doctorat en Chimie organique, Fac. des Sci. et Techniques, Univ. Bamako, 183P.
- [196]. **Omulokoli E., Khan B. & Chhabra S.C., 1997** –.Antiplasmodial activity of four Kenyan medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*, 56 : 133-137.
- [197]. **Kansole M., Marie R., Hilou A., Millogo J. & Nacoulma O., 2015** – Ethnobotany and Ethnopharmacognosy of Lamiaceae Species from Central Burkina Faso: *Leucas martinicensis* (Jacquin) R. Brown, *Hoslundia opposita* Vahl and *Orthosiphon pallidus* Royle Ex Benth. *American Journal of Ethnomedicine*, 2 (4) : 219-232.
- [198]. **Cyril T., 2001** – Etude des métabolismes primaires et secondaires de racines transformées de *Catharanthus Roseusen*, vue du développement d'un modèle cinétique. Univ. de Montréal. 28 P.
- [199]. **Krief S., 2003** – Métabolites secondaires des plantes et comportement animal : surveillance sanitaire et observations de l'alimentation des chimpanzés (*Pan troglodytes schweinfurthii*) en Ouganda. Activités biologiques et étude chimique de plantes consommées. Thèse Doctorat Ecologie et Chimie Substances Naturelles, Muséum Nat. d'histoire Naturelle, Paris, France, 346P.

- [200]. **Harborne J.B. & Herbert B., 1995** – Phytochemical dictionary: A handbook of bioactive compounds from plants. *Bristol: Taylor & Francis*. 791P.
- [201]. **Malecky M., 2005** – Métabolisme des terpenoïdes chez les caprins. Thèse Doctorat Physiologie Nutrition Animale (biotechnologie), Inst. Sci. Industries Vivant et de l'Environnement, Paris France., 206P.
- [202]. **Iriti M. & Faoro F., 2004** – Plant defense and human nutrition: the phenylpropanoids on the menu. *Current Topics in Nutraceutical Research*, 2 : 47-95.
- [203]. **Benaissa O., 2011** – Etude des métabolismes terpénique et flavonique d'espèces de la famille des composés, genres *Chrysanthemum* et *Rhantherium*, Activité Biologique. Thèse Doctorat en Chimie Organique, Fac. Des Sci. Exactes, Univ. Mentouri Constantine, 271P.
- [204]. **Waksmundzka-Hajnos M., Sherma J. & Kowalska T., 2008** – Thin layer chromatography in phytochemistry. Vol. 99. *USA: CRC Press*. 896P.
- [205]. **Allen K.G. et al., 1977** – Biosynthesis of artemisia ketone in higher plants. *Phytochemistry*, 16:79–83
- [206]. **Klaas C., Wagner G., Laufer S., Sosa S., Loggia R., Bomme U., Pahl H. & Merfort I., 2002** – Studies on the anti-inflammatory activity of phytopharmaceuticals prepared from Arnica flowers. *Planta Medical*, 68 : 385-391.
- [207]. **Belbache H., 2003** – Investigation phytochimique de l'extrait chloroforme de *Centaurea Parviflora Desf.* Mém. Magister en Chimie Organique, Fac. Sci. Exactes, Univ. Mentouri Costantine, 136P.

- [208]. **Fahn A., 1988** – Secretory tissues in vascular plants. - *New Phytologist*, 108: 229-257.
- [209]. **Nicholas H.J., 1973** – *Phytochemistry Organic Metabolites*, Vol. 2, Yonkers, New York, 121P.
- [210]. **Fanny B., 2008** – Effet larvicide des huiles essentielles sur *Stomoxys calcitrans* à la Réunion. Thèse de Docteur vétérinaire, Univ. Paul-Sabatier de Toulouse, 78P.
- [211]. **Croteau F., 1986** – Biochemistry of monoterpenes and sesquiterpenes of the essential, pp 81-134, in Craker L.E., Simon J.E., herbs, spices, and medicinal plants: Recent advances in botany, horticulture, and pharmacology, Vol 1 , Oryx Press, Phoenix, 347P.
- [212]. **Lutz L., 1940** – Le rôle biologique des essences dans les plantes. *Bulletin de la Société de chimie biologique*, 22 : 497P.
- [213]. **Direction Générale Des Forêts, 2002** – Projet emploi rural 2 ; Evaluation environnementale. Ministère de l'agriculture, Algérie, 46P.
- [214]. **Zeghari A., 2013** – Etude des blocs diachrones redédimentés dans le flysch albo-aptien (grand pic l'Ouarsenis) : cartographie et aspects sédimentologiques. Mém. Magister Sci. Terre, Fac. des Sci. de la Terre, de Géographie et de l'Aménagement de Territoire, Univ. Oran, 99P.
- [215]. **Bourorga A., 2016** – Etude de la phytodiversité dans quelques sites choisis dans les Monts de l'Ouarsenis. Mém. Magister en Biodiversité et Gestion Intégrée des Ecosystèmes, Univ. Aboubakr Belkaïd, Tlemcen, Algérie, 199P.
- [216]. **Agence National Des Barrages., 1995** – Etude d'impact sur

l'environnement du Barrage de Koudiat Rosfa (wilaya de Tissemsilt).  
Laboratoire d'études maritimes barrage Koudiat Rosfa (Rapport Final) ;  
Dossier 22, 94P.

- [217]. **Gsell S., 1913** – Histoire ancienne de l'Afrique du Nord. Tome 1, Les conditions du développement historique, les temps primitifs, la colonisation Phénicienne et l'empire de Carthage. Librairie Machette, Paris, 352P.
- [218]. **Meddour R., 2010** – Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie : Exemple des groupements forestiers et pré-forestier de la Kabylie Djurdjurenne. Thèse Doctorat Sci. Agro., Fac Sci. Biolo. et Sci. Agro, Univ. Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou, Algérie, 397P.
- [219]. **Quezel P. & Santa S., 1962** – Nouvelle flore de l'Algérie et régions désertiques méridionaux. Tome 1, (Ed). Centre Nat. de la Recherche Paris, 565P.
- [220]. **Agence National des Ressources Hydriques, 2018** – Données climatologiques période 2016-2017. Station météorologique du barrage de Koudiat Erosfa, Tissemsilt, 2
- [221]. **Mutin G., 1977** – La Mitidja, décolonisation et espace géographique. Ed. Office des Publications Universitaires, Alger, 606P.
- [222]. **Warot S., 2006** – Les Eucalyptus utilisés en Aromathérapie. Mém. Phyto-aromathérapie. Départ. Analyse Qualité, Huiles Essentielles, Huiles Végétales, Hydrolat, Laboratoire Deltapharme, France, 31P.
- [223]. **Warot S., 2006** – Les Eucalyptus utilisés en Aromathérapie. Mém. Phyto-aromathérapie. Départ. Analyse Qualité, Huiles Essentielles, Huiles Végétales, Hydrolat, Laboratoire Deltapharme, France, 31P.

- [224]. **Daroui-Mokaddem H., 2012** – Etude phytochimique et biologique des espèces *Eucalyptus globulus* (Myrtaceae), *Smyrniololus* (Apiaceae), *Asteriscus maritimus* et *chrysanthemum trifurcatum* (Asteraceae). Thèse de Doctorat en Biochimie Appliquée, Fac. des Sci., Univ., Badji Mokhtar, Annaba, Algérie, 198P.
- [225]. **Mehani M., 2006** – Diagnostic sur les essais d'introduction de quelques essences forestières dans la région de Ouargla. Mém. Ingénieur d'Etat en Ecologie, Univ. Ouargla, Algérie, 69P.
- [226]. **Takahashi T., Kokubo R. & Sakaino M., 2004** – Antimicrobial activities of eucalyptus leaf extracts and flavonoids from *Eucalyptus maculata*. *Letters in Applied Microbiology*, 39(1) : 60–64.
- [227]. **Guinard J.L., 1977**– Abrégé de botanique à l'usage des étudiants en pharmacie, Edition Masson, Paris, 257P.
- [228]. **Benaz M., 2013** – Description et utilisation de l'espèce *Eucalyptus camaldulensis* Dehn - Myrtacée – Dicotylédones. [En ligne] [<http://benaz1.e-monsite.com/blog/description-et-utilisation-de-l-espece-eucalyptus-camaldulensis-dehnh-myrtaceae-dicotyledones.html>], 1P.
- [229]. **Kernine R., 2015** – A l'ombre de l'eucalyptus. [en ligne]. [<http://pauciflora.canalblog.com/archives/2015/01/29/31424642.html>], 1P.
- [230]. **Kouassi A., 2010** – Etude comparée de l'efficacité des extraits aqueux de graine de neem (*Azadirachta indica* Juss) et des feuilles d'eucalyptus (*Eucalyptus camaldulensis*) dans la lutte contre les insectes du gombo (*Abelmoschus esculentus* L). Mém. Ingé. Agric. Générale, Ecole Sup. Agron., Côte d'Ivoire, 52P.
- [231]. **Simulta K., 1994** – *Eucalyptus camaldulensis*. Field Guide to eucalyptus

.Vol 3, 371P.

- [232]. **More D. & White J., 2005** – Encyclopédie des Arbres plus de 1800 espèces et variétés du Monde, *Flammarion*, 831P.
- [233]. **Belhadj S., 2000** – Les pistacheraies algériennes : Etat actuel et dégradation. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 56 : 107 -109
- [234]. **Pell S.K., 2004** – Molecular systematics of the cashew family (Anacardiaceae). Thèse Doctorat en Philosophy, Univ. Louisiana, USA, 207P.
- [235]. **Munné-Bosch S. & Peñuelas J., 2003** – Photo- and antioxidative protection during summer leaf senescence in *Pistacia lentiscus* L. grown under Mediterranean field conditions. *Annals of Botany*, 92 : 385-391.
- [236]. **Ain-Lhout F., Zunzunegui M., Diaz-Barradas M.C., Tirado R., Clavijo A. & Garcia-Novo F., 2004** – Comparison of proline accumulation in two Mediterranean shrubs subjected to natural and experimental water deficit. *Plant and Soil*, 230 : 175-183.
- [237]. **Borgi W., Ghedira K. & Chouchane N., 2007**– Anti-inflammatory and analgesic activities of *Zizyphus lotus* root barks. *Fitoterapia*, 78 :16-19.
- [238]. **Bayer E., Butter K.P., Finkenzeller X. & Grau J., 2000** – Guide de la flore méditerranéenne. (Ed) Delachaux et Niestlé, Paris, 287P.
- [239]. **Azam-Ali S., Bonkougou E., Bowe C., deKock C., Godara A. & Williams J.T., 2001**– Ber and other jujubes. International Centre for Underutilised Crops, University of Southampton, Southampton, 302P.
- [240]. **Baba Aissa F., 1999** – Encyclopédie des plantes utilisées. Flore d'Algérie et du Maghreb, substance végétale, Edition Librairie Moderne,

Rouïba, Alger, 145P.

- [241]. **Claudine R., 2007**– Le nom de l'arbre : le grenadier, le caroubier, le jujubier, le pistachier et l'arbousier. Actes sud le Majan, 1<sup>ère</sup> édition France, 45-62.
- [242]. **Maraghni M., Gorai M. & Neffati M., 2010** – Seed germination at different temperatures and water stress levels, and seedling emergence from different depths of *Zizyphus lotus* South African. *Journal of Botany*, 76 : 453-459.
- [243]. **Rsaissi N. & Bouhache M., 2002** – La lutte chimique contre le jujubier .Programme National de transfert de Technologie en Agriculture, (Ed) DERD, Rabat, (94) : 4P.
- [244]. **Kalender Y., Uzunhisarcikli M., Ogutcu A., Suludere Z. & Kalender S. (2005)**. Effects of endosulfan on *Thaumetopoea pityocampa* (Lepidoptera :Thaumetopoeidae) larvae. *Folia Biologica -Krakow*, 53 : 229– 233.
- [245]. **Kanat M. & Alma M.H., 2004** – Insecticidal effects of essential oils from various plants against larvae of pine processionary moth (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff) (Lepidoptera: Thaumetopoeidae). *Pest Management Science*, 60: 173– 177.
- [246]. **Ben Slimane B., Ezzine O., Dhahri S. & Ben Jamaa M.L., 2014** – Essential oils from two *Eucalyptus* from Tunisia and their insecticidal action on *Orgyia trigotephras* (Lepidoptera, Lymantriidae). *Biological Research*, 47: 29– 36.
- [247]. **Abbott W.S., 1925** – A method for computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18 : 265– 267.

- [248]. **Yang K., Wang C.F., You C.X., Geng Z.F., Sun R.Q., Guo S.S., Du S.S., Liu Z.L. & Deng Z.W., 2014** – Bioactivity of essential oil of *Litsea cubeba* from China and its main compounds against two stored product insects. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 17: 459 - 466.
- [249]. **Magali C., 2009** – Lutte intégrée en serres florales et en verger de pomme. Revue éditée dans le cadre du Programme National Agriculture et Développement Durable. In Baba-Aissa K., Moussaoui K., Berdia A., Mecheri N, Djazouli Z.E., (2017), Biocidal effect of two formulated essential oils compared with a synthetic product on a green aphid *Chaitophorus leucomelas* (KOCH, 1854) of black poplar *Populus nigra* (L, 1753). *Columella*, 4(1) : 117-122.
- [250]. **Tchaker F.Z., 2018** – Etude de l'efficacité globale des biopesticides et des pesticides de synthèse sur les ravageurs des essences forestières et des arbres fruitiers. Thèse de Doctorat en Sci. Agro., Fac. des Sci. de la Nature et de la Vie, Univ. Blida1, 247P.
- [251]. **Audigie C.L., 1978** – Manipulation d'analyse biochimique. Edition Doin. Paris : 27-74.
- [252]. **Harborne J.B., 1998** – Phytochemical methods. A guide to modern techniques of plants analysis. Third Edition, Publisher Springer Netherlands, 302P.
- [253]. **Ronchetti F. & Russo G., 1971** – A new alkaloid from *Rauvolfia vomitoria*. *Phytochemistry*, 10 : 1385-1388.
- [254]. **Hegnauer R., 1973** – Chemotaxonomie der Pflanzen, Birkhäuser Verlag, Basel, Suttgart, 6, 761 PP.
- [255]. **Wagner H., 1983** – Drogen analyse, Dünnschicht chromatographische Analyse von Arzneidrogen. Springer Verlag Berlin Heidelberg, New

York, 522 PP.

- [256]. **Dohou N., Yamni K., Tahrouch S., Idrissi Hassani L.M., Badoc A. & Gmira N., .2003** – Screening phytochimique d'une endémique ibéro marocaine, *Thymelaea lythroides*. *Bulletin de la Société de Pharmacie de Bordeaux*, 142: 61-78.
- [257]. **Aziman N., Abdullah N., Noor Z.M., Zulkifli K.S. & Kamarudin W.S.S.W., 2012** – Phytochemical constituents and in vitro bioactivity of ethanolic aromatic herbextracts. *Sains Malaysiana*, 41(11) : 1437-1444.
- [258]. **Koffi N., Beugré K., Guédé N.Z., Dossahoua T. & Laurent A., 2009** – Screening phytochimique de quelques plantes médicinales ivoiriennes utilisées en pays Krobou (Agboville, Côte-d'Ivoire). *Sciences et Nature*, 6(1) : 1-15.
- [259]. **Trease E.G. & Evans W.C., 1978** – Pharmacognosy. 11th Edition, Balliere Tindall, London, 115-222.
- [260]. **Békro Y. A., Békro J. A. M., Boua B. B., TRA B. F. H. & Ehilé E. E., 2007** – Etude ethnobotanique et screening phytochimique de *Caesalpinia benthamiana* (Baill.) Herend. et Zarucchi (Caesalpinaceae). *Revue Des Sciences Naturelles*. Vol. 4 (2) : 217-225.
- [261]. **Mojab F., Kamalinejad M., Ghaderi N. & Vanidipour H.R., 2003** – Phytochemical screening of some species of Iranian plants. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, (3) : 77-82.
- [262]. **Yadav R. & Agarwala M., 2011** – Phytochemical analysis of some medicinal plants. *Journal of Phytology*, 3 (12) : 10-14.
- [263]. **Roopalatha U.C. & Mala Nair V., 2013** – Phytochemical analysis of successive reextracts of the leaves of *Moringa oleifera* Lam.

*International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 5 :  
629-634.

- [264]. **Lister E. & Wilson P., 2012** – Measurement of total phenolics and ABTS assay for antioxidant activity. *Journal of Food and Drug Analysis*, 20 : 337-41.
- [265]. **Singleton V.L. & Rossi J.A., 1965** – Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16:144-158.
- [266]. **Boizot N. & Charpentier J., 2006** – Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Le Cahier des Techniques de L'INRA, France : 79-82.
- [267]. **Donzo M., Sarr A., Diop M., Samb A., Bassene E. & Barry M.S., 2015** – Dosage des flavonoïdes totaux et détermination du pouvoir antioxydant dans l'extrait brut des écorces de tronc de *Uapaca togoensis* (Aub. et Léan.) Pax. *ElWahat pour les Recherches et les Etudes*, 8 (1) : 11 – 18.
- [268]. **Lagnika L., 2005** – Etude phytochimique et activité biologique de substances naturelles isolées de plantes béninoises. Thèse de Doctorat en Pharmacie, Fac. de Pharmacie. Univ. Louis Pasteur, Strasbourg, 280P.
- [269]. **Deshpande S.S., Cheryan M., Salunkhe D. & Luh B.S., 1986** – Tannin analysis of food products. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 24(4) : 401-449.
- [270]. **Hagerman A.E., 2011** – Tannin handbook. Miami University, Oxford, Ohio, 120P.
- [271]. **Waterman P.G. & Mole S., 1994** – Methods in ecology -analysis of

phenolic plant metabolites, Blackwell Scientific Publications, Oxford, 238P.

- [272]. **Bate-Smith E.C., 1973** – Haem analysis of tannins: The concept of relative astringency. *Phytochemistry*, 12 : 907–912.
- [273]. **Benayad N., 2008** – Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines : moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Univ. Mohammed V – Agdal, Rabat, 63P.
- [274]. **Devi N. & Maji T.K., 2011** – Neem seed oil: Encapsulation and controlled release- search for a greener alternative for pest control, pesticides in the modern world - pesticides use and management. (Ed.) Dr. Margarita Stoytcheva, InTech, 520P.
- [275]. **Diakite B., 2008** – La susceptibilité des larves d'*Anopheles gambiae* S.L. à des extraits de plantes médicinales du Mali. Thèse de Doctorat en Médecine, Fac. de Médecine de Pharmacie et d'Odonto Stomatologie, Univ. de Bamako-Mali. 132P.
- [276]. **Cespedes C.L., Avila J.G., Marin J.C., Dominguez M., Torres P. & Aranda E., 2006** – Natural compounds as antioxidant and molting inhibitors can play a role as a model for search of new botanical pesticides. In: Rai M, Carpinella MC (eds) Naturally occurring bioactive compounds. *Advances in Phytomedicine Series*, 3: 1–27.
- [277]. **Feng R.Y., Chen W.K. & Isman M.B., 1995** – Synergism of malathion and inhibition of midgut esterase activities by an extract from *Melia toosendan* (Meliaceae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 53:34–41.
- [278]. **Cespedes C.L., Molina S.C., Muñoz E., Lamilla C., Alarcon J.,**

- Palacio S., Carpinella M.C. & Avila J.G., 2013** – The insecticidal, molting disruption and insect growth inhibitory activity of extracts from *Condalia microphylla* Cav. (Rhamnaceae). *Industrial Crops and Products*, 42 :78–86.
- [279]. **Devi U. & Bora D., 2017** – Growth inhibitory effect of phenolic extracts of *Ziziphus jujuba* Mill. in dengue vector *Aedes aegypti* (L) in parent and F1 generation. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine* ; 10 (8) : 787–791.
- [280]. **Ewete F.K., Arnason J.T., Larson J. & Philogene J.R., 1996** – Biological activities of extracts from traditionally used Nigerian plants against the European Corn borer, *Ostrinia nubilalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 80: 531-537.
- [281]. **Kalt W., Forney C.F., Martin A. & Prior R.L., 1999** – Antioxidant capacity, vitamin C, phenolics and anthocyanins after fresh storage of small fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47 : 4638-4464.
- [282]. **Seck D., Sidibe B., Haubruge E. & Gaspar C., 1991** – La protection des stocks de niébé (*Vigna unguiculata*) en milieu rural : utilisation de différentes formulations à base de neem (*Azadirachta indica*) provenant du Sénégal. Mededelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen, Rijksuniversiteit Gent : 56 (3b) : 1217-1224.
- [283]. **Bouchikhi Tani Z., 2011**– Lutte contre la bruche du haricot *Acanthoscelides obtectus* (Coleoptera, Bruchidae) et la mite *Tineola bisselliella* (Lepidoptera, Tineidae) par des plantes aromatiques et leurs huiles essentielles. Thèse Doctorat Sci. Biologiques. Univ. Abou Baker Belkaid, Tlemcen, 147P.
- [284]. **Kim D. & Ahn Y., 2001** – Contact and fumigant activities of constituents of *Foeniculum vulgare* fruit against three coleopteran stored product insects. *Pest Management Sciences*, 57: 301-306.

- [285]. **Haruta M., Pedersenb J.A., Constabela C.P., 2001** – Polyphenol oxidase and herbivore defense in trembling aspen (*Populus tremuloides*): cDNA cloning, expression, and potential substrates. *Physiologia Plantarum*, 112 : 552–558.
- [286]. **Birkett M.A., Campbell C.A.M., Chamberlain K., Guerrieri E, Hick A.J., Martin J.L., Matthes M., Napier J.A., Pettersson J., Pickett J.A., Poppy G.M., Pow E.M., Pye B.J., Smart L.E., Wadhams G.H., Wadhams L.J. & Woodcock C.M., 2000** – New roles for cis-jasmone as an insect semiochemical and in plant defense. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 97 : 9329-9334.
- [287]. **Sellier .M.J. 2010** – Modulation of feeding behavior and peripheral taste response by aversive molecules in *Drosophila melanogaster*. Thèse Doctorat Neurobiologie, Inst. Sci. Industries Vivant et de l'Environnement, AgroParisTech, France, 102P.
- [288]. **Lindroth R.L. & Hwang S.Y., 1996** – Diversity, redundancy, and multiplicity in chemical defense systems of aspen. In: Romeo JT, Saunders JA, Barbosa P (eds) *Phytochemical Diversity and Redundancy in Ecological Interactions*. Plenum Press, New York, NY : 25–56.
- [289]. **Pousset J., 2009** – Agriculture naturelle : Face aux défis actuels et à venir, pourquoi et comment généraliser une pratique agricole "naturelle" productive. Agridécisions, Paris, 155P.
- [290]. **Narwal S.S., 2000** – Allelopathy in Ecological Agriculture. In *Proceedings of the III International Congress on Allelopathy in Ecological Agriculture and Forestry*, 18-21 August 1998, Dharwad, India. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht : 11-32.

- [291]. **Dugravot S., Magnin-Robert M., Mondy N., Macherel D., Huignard J., Auger J. & Lapied B., 2003** – Toxicité et mode d'action des substances allélochimiques des Alliums vis à vis des insectes urbains et des denrées stockées (Posters). XIVème Colloque de Physiologie de l'Insecte. Univ. de Picardie Jules Verne, 14-16 avril 2003, Amiens, France, 1P.
- [292]. **Francis F., 2003** – Interactions tritrophiques : étude du modèle Brassicaceae -Pucerons - Coccinelle prédatrice. Thèse de Doctorat. en Sci. Agro. et Ingénierie Biologique. Fac. Univers. Des Sci. Agro. de Gembloux, Belgique, 280P.
- [293]. **Harborne J.B., 1980** – Plant phenolics. In: Encyclopedia of plant physiology, New Series, Vol. 8. Ed. Bell, E.A. and Charlwood B.V., Springer-Verlag, Berlin, 329P.
- [294]. **Niemeyer H.M., 1988** – Hydroxamic acids (4-hydroxy-1,4-benzoxazin-3-ones), defence chemicals in the Gramineae. *Phytochemistry*, 27: 3349-3358.
- [295]. **Corcuera L.J., 1993** – Biochemical basis for the resistance of barley to aphids. *Phytochemistry*, 33:741-747.
- [296]. **Bernays E.A. & Chapman R.F., 1994** – Host-plant selection by phytophagous insects. Contemporary topics in entomology; 2, New York: Chapman & Hall, 1994P.
- [297]. **Auget J., Cadoux F. & Thibout E., 1999** – Allium ssp.thiosulfates as substitute fumigants for methyl bromide. *Pesticide Science*, 55 : 200-202.
- [298]. **Regnault-Roger C., Philogène B.J.R. & Vincent C., 2002** – Biopesticides d'origine végétale. Edition Lavoisier, Paris, France, 336P.

- [299]. **Raven P.H., Evert R.F., Eichhorn S.E. & Bouharmont J., 2003** – Biologie végétale. Edition De Boeck Université, Paris : 32-38.
- [300]. **Regnault-Roger C. & Philogene B., 2008** – Past and Current Prospects for the Use of Botanicals and Plant Allelochemicals in Integrated Pest Management. *Pharmaceutical Biology*. 46 (1-2): 41-52.
- [301]. **Weinzerl R., 1998** – Botanical insecticides, soaps and oils. In: Biological, Biotechnological control of insect pest, Eds, J.E. Rechcigl & N.A. Rechcigl. *Boca Raton, Florida*, 101-121.
- [302]. **Thiombiano L., 1984** – Première approche de l'influence du reboisement en *Eucalyptus camaldulensis* sur des sols de gonse (haute-volta). Thèse de Doctorat en Ecologie, Fac. des Scie., Univ. de Droit, d'Economie et des Sciences, Aix - MARSEILLE III, France, 142P.
- [303]. **Farah A., Satrani B., Fechtal M., Chaouche A. & Talbie M., 2001** – Composition chimique et activités antibactérienne et antifongique des huiles essentielles extraites des feuilles d' *Eucalyptus camaldulensis* et de son hybride naturel (clone583). *Acta Botanica Gallica*, 148(3) : 183-190.
- [304]. **Unal S. & Akkuzu E., 2009** – Larvaecidal effects of azadirachtin on the pine processionary moth. *African Journal of Biotechnology*, 8(19) : 5128-5131.
- [305]. **Bachir K., Tail G., Zamoum M., Aci L., Cherif H.S. & Saidi F., 2017** – Infestation par *Thaumetopoea pityocampa* den. and schiff. dans deux pineraies de la région de Djelfa (algérie) et impact de *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus phoenicea* sur la mortalité et la consommation des larves *in vitro*. *Revue Agrobiologia*, 7(2) : 427-439.

- [306]. **Ziouche S., 2018** – Impact de la gestion phytosanitaire sur l'interaction plante hôte-ravageur. Thèse Doctorat Sci. Agro., Fac. Sci. Nature Vie, Univ. Blida1, 198P.
- [307]. **Demolin G. & Millet A., 1984** – Essais insecticides contre la processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff), Action comparative de différentes spécialités commerciales Bactospéine, Dipel, Thuricide et Dimilin. *Annals of Forest Science*, 38 (3) : 389-404.
- [308]. **Demolin G., & Martin J.C., 1986** – Essais d'utilisation hivernale de la Deltamethrine (Decis et K-Othrine EC 15) en forêt contre *Thaumetopoea pityocampa*. *Bulletin OEPP/EPPO*, 16 : 417-421.
- [309]. **Bourarach K., Sekkat M. & Driss L., 1994** – Activité insecticide de quelques plantes médicinales du Maroc. *Actes Institut Agronomique et Vétérinaire (Maroc)*, 14 (3) :31-36.
- [310]. **Alavijeh E.S., Habibpour B., Moharramipour S. & Rasekh A., 2013** – Bioactivity of *Eucalyptus camaldulensis* essential oil against *Microcerotermes diversus* (Isoptera: Termitidae), *Journal Crop Protection*, 3 (1): 1-11.
- [311]. **Tunç I., Berger B.M., Erler F. & Dagli F., 2000** – Ovicidal activity of essential oils from five plants against two stored product insects. *Journal of Stored Products Research*, 36 (2) : 87-102.
- [312]. **Elbanna MS., 2006** – Larvaecidal effects of eucalyptus extract on the larvae of *Culex Pipiens* mosquito. Faculty of Science, Suez Canal University, Ismailia, Egypt, 896–897.
- [313]. **Laouira S., 2014** – Contribution à l'étude de l'effet insecticide et comportemental des extraits de quelques plantes médicinales sur *Drosophila melanogaster* et essai de Lutte. Mém. Magister en Sciences

Agronomiques, Ecole Nati. Sup. Agro. EL-HARRACH, Alger, 106P.

- [314]. **Haji Younis.G., 2013** – The effect of some extracts on the stone fruit Aphid “*Hyalopterus Pruni*” in Duhok Region. *Journal of Pure and Applied Science & Technology*, 18 (2) : 39- 44.
- [315]. **Kaloma A., Kitambala K., Ndjango N.L., Sinzahera U. & Paluku T., 2008** – Effet des poudres d’*Eucalyptus citriodora*, de *Cupressus lucitanica* et de *Tagetas minitiflora* dans la conservation du maïs (*Zea mays*) et du haricot (*Phaseolus vulgaris*) dans les conditions de Rethy, Congo. *Tropicultura*, 26 (1) : 24-27.
- [316]. **Bagheri F.M., Mohammadi Sharif A.R., Hadizadeh G.H. & Amiri-Besheli B., 2011** – Bioactivities of essential oil of *Eucalyptus globolus* L. against *Tribolium castaneum*. *Journal of Herbal Drug*, 2 (3) : 171-178.
- [317]. **Haouel H.S., Hedjal-Chebheb M., Kellouche A., Larbi Khouja M., Boudabous A. & Mediouni Ben Jemâa J., 2015** – eria using *Eucalyptus* essential oils. *Industrial Crops and Products*, 74, 551-556.
- [318]. **Abbassi K., Atay-Kadiri Z. & Ghaout S., 2004** – Activité biologique des feuilles de *Calotropis procera* (AIT.R.BR) sur le criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). *Zoologica Baetica*, 15: 153-166.
- [319]. **Salunke B.K., Kotkar H.M., Mendki P.S., Upasani S.M. & Maheshwari V.L., 2005** – Efficacy of flavonoids in controlling *Callosobruchus chinensis* (L.) (Coleoptera: Bruchidae), a post-harvest pest of grain legumes. *Crop Protection*, 24(10) : 888-893.
- [320]. **Kellouche A. & Soltani N., 2004** – Activité biologique des poudres de

cinq plantes et de l'huile essentielle d'une d'entre elles à l'égard de *Callosobruchus maculatus*. *International Journal of Tropical Insect Science*, 24 (1) : 184-191.

- [321]. **Wagner H., 1993** – Pharmazeutische Biologie. Drogen und ihre Inhaltsstoffe, Gustav Fischer Verlag. Stuttgart-New-York, 50P.
- [322]. **Thangara J.H.S., Adjei O., Allen B.W. & Portaels F., 2000** – *In-vitro* activity of ciprofloxacin, sparfloxacin, ofloxacin, amikacin and rifampicin against Ghanaian isolates of *Mycobacterium ulcerans*. *Journal Antimicrobial Agents Chemoter*, 45 (2): 231-233.
- [323]. **Casida J.H., 1990** – Pesticide mode of action, evidence for implications of a finite number of biochemical targets. In: Casida J.E. (ed.). Pesticides and alternatives. *Innovative chemical and Biological Approaches to Pest Control*. Amsterdam: 11-22.
- [324]. **Bubel N., 1988** – The new seed-starters handbook. Rodale books, Emmaus, 85P.
- [325]. **Bombardelle P., 1997** – *Urtica dioica* L. *Fitoterapia* : 387-402.
- [326]. **Bruneton J., 1999** – Pharmacognosie : phytochimie, plantes médicinales.- 3<sup>ème</sup> édition, éd. Tec & Doc Cachan, Paris, 1120P.
- [327]. **Wichtl M. & Anton R., 2003** – Plantes thérapeutiques, tradition, pratique officinale, science et thérapeutique, 2<sup>ème</sup> éditions Tec et Doc. 692P.
- [328]. **Kim H.Y., Shin H.Y., Sohn D.S, Lee I.J., Kim K.U, Lee S.C., Jeong H.J & Cho M.S., 2000** – Enzyme activities and compounds related to self-defense in UV-challenged leaves of rice. *Korean Journal of Crop Science*, 46(1) : 22-28.

- [329]. **Ballaré C.L., Barnes P.W. & Flint S.D., 1995** – Inhibition of hypocotyls elongation by ultraviolet-B radiation in de-etiolating tomato seedlings, I. the photoreceptor. *Physiology Plante*, 93 : 584-592.
- [330]. **Liu L., Gitz D.C. & McClure M. W., 1995** – Effect of UV-B on flavonoids, ferulic acid, growth and photosynthesis in barley primary leaves. *Physiology Plante*, 93 : 725-733.
- [331]. **Righi A.F., 2010** – Etude de la relation plante-insecte chez les Bruchidées : cas de la bruche du pois chiche *Callosobruchus chinensis* L. Thèse Doctorat Biologie Animale, Fac. Sci. Nature la Vie, Univ. Mustapha Stambouli, Mascara, Algérie, 133P.
- [332]. **Khanh T.D., Hong N.H., Xuan T.D. & Chung I.M., 2005** – Paddy weed control by medicinal and leguminous plants from Southeast Asia. *Crop Protection* , 24 : 421-431.
- [333]. **Kerris T., Djebili Y., Amoura S., Bouguerra S. & Rouibah M., 2009** – Essai d'utilisation du Laurier rose *Nerium oleander* L. en lutte biologique contre le *Lymantria dispar*. Laboratoire d'Entomologie forestière Jijel, 06P.
- [334]. **Brengues J. & Coosemans M., 1977** – Sensibilité et résistance des insectes aux insecticides en Afrique tropicale. Bobo-Dioulasso : OCCGE, 23P.
- [335]. **Hamdi L. & Sadouk G., 2018** – Effet insecticide de l'huile essentielle du pistachier lentisque *Pistacia lentiscus* sur la longévité des adultes mâles et femelles diapausants de la bruche de la fève *Bruchus rufimanus* BOH (Coléoptera, Bruchidae). Mém. Master Sci. Biologiques, Fac. Sci. Bio. et Sci. Agro., Univ. Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 64P.
- [336]. **Romani P., Pinelli C., Galardi N., Mulinacci M. & Tattini 2002** –

Identification and quantification of galloyl derivatives, flavonoid glycosides and anthocyanins in leaves of *Pistacia lentiscus* L. *Phytochemical Analysis*. 13 (2): 79-86.

- [337]. **Vaya J. & Mahmood S., 2006** – Flavonoid content in leaf extracts of the fig (*Ficus carica* L.), carob (*Ceratonia siliqua* L.) and pistachio (*Pistacia lentiscus* L.). *Biofactors*, 28 (4): 169-175.
- [338]. **Scalbert A., 1991** – Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, 30: 3875-3883.
- [339]. **Chouder C. & Drici O., 2019** – Etude de l'activité insecticide des extraits du pistachier lentisque *Pistacia lentiscus* L. contre *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrichidae). Mém. Master en Sci. Agro., Fac. des Sci. Nature et de la Vie, Univ. Mohamed El Bachir El Ibrahimy, Bordj Bouaririj, Algérie, 49P.
- [340]. **Bouchareb S., 2016** – Etude de l'effet bio-insecticide des extraits méthanoïques du *Pistacia Lentiscus* sur *Toxopetra aurantii*. Mém. Master Valorisation Substances Naturelles et Végétales, Fac. des Sci. Nature et de la Vie, Univ. Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, Algérie, 49P.
- [341]. **Behi F., Bachrouch O., Ben Fekih I. & Boukhris-Bouhachem S., 2017** – Insecticidal and synergistic activities of two essential oils from *Pistacia lentiscus* and *Mentha pulegium* against the green peach aphid *Myzus persicae*. *Tunisian Journal of Plant Protection*, 12: 53-65.
- [342]. **Behi F., Bachrouch O. & Boukhris-Bouhachem S., 2019** – Insecticidal activities of *Mentha pulegium* L., and *Pistacia lentiscus* L., essential oils against two citrus aphids *Aphis spiraecola* Patch and *Aphis gossypii* Glover. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 22 (2) : 516-525.

- [343]. **Sadeghi A., Pourya M., & Smagghe G., 2016** – Insecticidal activity and composition of essential oils from *Pistacia atlantica* subsp. *kurdica* against the model and stored product pest beetle *Tribolium castaneum*. *Phytoparasitica*, 07P.
- [344]. **Mahmoudi S. & Dahmane L., 2017** – Etude de l'activité insecticide de l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* à l'égard de la bruche du haricot *Acanthoscelides obtectus* (Coleoptera : Chrysomelidae). Mém. Master Sciences Biologiques, Facu. Sci. Bio. et Sci. Agro., Univ. Mouloud Mammeri Tizi Ouzou, Algérie, 80P.
- [345]. **Mansour I.F.Z., 2016** – Détermination des principes nutritionnels et fonctionnels de la pulpe du fruit du jujubier, étude de son potentiel antioxydant et anti-inflammatoire. Thèse Doctorat en Sci. Biologiques, Fac. des Sci. de la Nature et de la Vie, Univ. Djilali Liabes Sidi Bel Abbes, Algérie, 128P.
- [346]. **Borgi W & Chouchane N., 2006** – Activité anti-inflammatoire des saponosides des écorces et de racines de *Zizyphus lotus* (L). *Revue des Région Arides* : 283-286.
- [347]. **Borgi W., Bouraoui A. & Chouchane. N., 2007** – Antiulcerogenic activity of *Zizyphus lotus* (L.) extracts. *Ethnopharmacology*, 112(2) : 228-231.
- [348]. **Djemai Zoughlache S., 2009** – Etude de l'activité biologique des extraits du fruit de *Zizyphus lotus*. Mém. Magister en Biologie, Fac. Des Sci., Univ. El-Hadj Lakhder, Batna, 91P.
- [349]. **Hamza K. & Meziani A., 2015** – Etude de l'activité biologique de l'extrait aqueux des feuilles du *Zizyphus lotus* L. Mém. Master en Sci. Biologiques. Fac. des Sci. Nature et de la Vie, Univ. des Frères Mentouri Constantine, Algérie, 98P.

- [350]. **Maciuk A., Lavaud C., Thépentier P., Jacquier M-J., Ghédira K. & Zèche H., 2004** – Four New Dammarane Saponins from *Zizyphus lotus* L. *Journal of Natural Products*, 67 : 1639-1643.
- [351]. **Azibi T., 2015** – Etude des polyphénols du jujubier (*Zizyphus lotus*) provenant de Mekla (Tizi- Ouzou) et de la Daya de Bousdraïa (Djelfa). Evaluation de leur pouvoir antioxydant et leur activité antibactérienne vis-à-vis de deux bactéries pathogènes et estimation de l'effet bio insecticide de la poudre des fruits à l'encontre d'un insecte ravageur des denrées stockées *Tribolium castanum*. Mém. Master Biologie, Fac. Sci. Biol. Sci Agro., Univ. Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzoun, Algérie, 114P.
- [352]. **Vinayaka K.S., Nagashree M., Bharath A.C., Shailendra Kumar B., Rakesh Kumar M.C., Vinod Kumar H.R. & Prashith Kekuda T.R., 2011** – Antibacterial, insecticidal and free radical scavenging activity of methanol extract of *Zizyphus rugosa* Lam. (Rhamnaceae) fruit pericarp. *Pharmacognosy Journal*, 2(18) : 65-69.
- [353]. **Nisar M., Kaleem W.A., Qayum M., Hussain A., Zia-UI-Haq M., Ali I. & Choudhary M.I., 2010** – Biological screening of *Zizyphus oxyphylla* edgew leaves. *Pakistan Journal of Botany*, 42 (6) : 4063-4069.
- [354]. **Cutler G.C., 2013** – Insects, insecticides and hormesis : evidence and considerations for study. *Dose-Response*, 11(2) : 154-177.
- [355]. **Arrese E.L. & Soulages J.L., 2010** – Insect fat body : energy, metabolism, and regulation. *Annual Review of Entomology*, 55: 207-225.
- [356]. **Midani M., 2018** – Caractérisation biochimique des feuilles de *Pistacia lentiscus*. Mém. Master en Chimie, Fac. des Sci. Exactes et de l'Informatique, Univ. Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem, 81P.

- [357]. **Benrokia H. & Aouar K., 2015** – Etude de l'activité antibacterienne des extraits de *Pistacia lentiscus*. Mém. Master en Biologie, Fac. des Sci. Nature et de la Vie, Univ. Djilali Bounaâma Khemis Miliana, 83P.
- [358]. **Grosskinsky B. & Gullick C., 2000** – Exploring the potential of Indigenous Wild Food Plants in Southorn Sudan. USAID (Ed).Sudan. 111P.
- [359]. **Anthony C., 2005** – A review of *Zizyphus Spina-christi*. Technical (Ed), 3P.
- [360]. **Jean-Blain. C., 2002** – Introduction à la nutrition des animaux domestiques. Edition Tec et Doc., Paris, 424P.
- [361]. **Abbott G.D. et al., 2013** – Effect of water-table fluctuations on the degradation of *Sphagnum* phenols in surficial peats. *Geochim Cosmochim Acta*, 106(1) : 177-91.
- [362]. **Marmouzi I., et al., 2016** – Nutritional characteristics, biochemical composition and antioxidant activities of Moroccan Oat varieties. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 10: 156-165.
- [363]. **Paris R.R. & Moyse H., 1965** – Précis de matière médicale. Edition Masson, Paris, 1436P.
- [364]. **Doran J.C. & Wongkaew W., 2007** – *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. [en ligne] [<https://prota4u.org/database/protav8.asp?fr=1&h=M1,M11,M12,M14,M15,M16,M19,M20,M23,M25,M26,M27,M28,M34,M36,M4,M6,M7,M8,M9&t=Eucalyptus,camaldulensis,eucalyptus&p=Eucalyptus+camaldulensis#Protologue>], 1p.

- [365]. **Beghlal D., El Bairi K., Marmouzi I., Haddar L. & Boukili M., 2016** – Phytochemical, organoleptic and ferric reducing properties of essential oil and ethanolic extract from *Pistacia lentiscus* (L.). *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 6(4) : 305-310.
- [366]. **Boumeras A. & Naga A., 2018** – Evaluation de l'activité biologique de *Pistacia lentiscus* (Anacardiaceae). L. in vitro. Mém. Master Biologie, Fac. Sci. Nature Vie, Univ. Larbi Ben Mhidi Oum El Bouaghi, Algérie, 131P.
- [367]. **Ghalem M., 2014** – Effets antioxydants et anti-inflammatoires des extraits de *Zizyphus lotus* et *Anthyllis vulneraria*. Thèse Doctorat Physiologie Biochimie de la Nutrition, Laboratoire des Produits Naturels, Univ. Abou Bekr Belkaid, Tlemcen, Algérie, 160P.
- [368]. **Albu S., Joyce E., Paniwnyk L., Lorimer J. & Mason T., 2004** – Potential for the use of ultrasound in the extraction of antioxidants from *Rosmarinus officinalis* for the food and pharmaceutical industry. *Ultrasonics Sonochemistry*, 11: 261-265.
- [369]. **Perva-Uzunalic A., Skerget M., Knez Z., Weinreich B., Otto F. & Grunner S., 2006** – Extraction of active ingredients from green tea (*Camellia sinensis*) : Extraction efficiency of major catechins and caffeine. *Food Chemistry*, 96 (4) : 597-605.
- [370]. **Shayoub M.E.H., Dawoud A., Dawoud H., AM Abdelmageed M., Ehassan A.M & Ehassan A.M., 2015** – Phytochemical analysis of leaves extract of *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. *Journal of Pharmaceutical Science*, 2 (1) : 64-71.
- [371]. **Belbachir K.A., 2019** – Etude phytochimique et l'activité antioxydante de la plante *Eucalyptus camaldulensis*. Mém. Master en Sci. Biologiques. Centre Universitaire Belhadj Bouchaib d'Ain- Temouchent,

Algérie, 77P.

- [372]. **Delaldja I. & Saadoudi H., 2017** – Contribution à la connaissance du métabolisme secondaire et l'activité biologique de la plante *Pistacia lentiscus* L. Mém. Master en Biologie, Fac. des Sci., Univ. Mohamed Boudiaf M'sila, Algérie, 99P.
- [373]. **Cheurfa M., Allem R., Zabel K., Aichouni W. & Medjkane M., 2017**– Étude des effets des extraits des racines de *Glycyrrhiza glabra* L. et *Zizyphus lotus* L. sur quelques bactéries pathogènes de l'Homme. *Phytothérapie*, 07P.
- [374]. **Do Q.D., Angkawijaya A.E., Tran-Nguyen P.L., Huynh L.H., Soetaredjo F.E., Ismadji S. & Ju Y.H., 2013** – Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. *Journal of Food and Drug Analysis* : 1-7.
- [375]. **Narayana K.R., Reddy M.S., Chaluvadi M.R. & Krishina D.R., 2001**– Bioflavonoids classification, pharmacological, biochemical effects and therapeutic potential. *Indian Journal of Pharmacology*, 33: 2-16.
- [376]. **Naczek M. & Shahidi F., 2006** – Phenolics in cereals, fruits and vegetables : occurrence, extraction and analysis. *Journal Of Pharmaceutical And Biomedical Analysis*, 41: 1523- 1542.
- [377]. **Atmani D., Chafer N., Berboucha M., Ayouni K., Lounis H., Boudaoud H., Debbache N. & Atmani D., 2009** – Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants. *Food Chemistry*, 112 : 303–309.
- [378]. **Cherbal A., Kebeich M., Madani K. & El-Adawi H., 2012** – Extraction and valorization of phenolic compounds of leaves of Algerian *Pistacia*

*lentiscus*. *Asian Journal Of Plant Sciences*, 11(3) :131-136.

- [379]. **Lin J.K. & Weng M.S., 2006** – Flavonoids as naturaceuticals. In : Grotwold E(Ed) *The science of flavonoids*. Springer, Columbus, Ohio, 213-239P.
- [380]. **Satti A.A., Edriss A.E. & Alabjar Z.A., 2012** – Phytochemical screening of important secondary metabolites in some extracts of two Sudanese plants. *Journal of Environmental Science and Toxicology*, 1(8) : 199-202.
- [381]. **Shagal M.H., Kubmarawa D., Tadzabia K. & Dennis K.I., 2012** – Evaluation of phytochemical and antimicrobial potentials of roots, stem-bark and leaves extracts of *Eucalyptus camaldulensis*. *African Journal of Pure and Applied Chemistry*, 6(5) : 74-77.
- [382]. **Nia B., 2018** – Effets des extraits phénoliques sur le potentiel biotique du puceron vert du pêcher (*Myzus persicae* Sulzer, 1776) (Homoptera : Aphididae) Thèse Doctorat en Sci. Agro., Fac. des Sci. Exactes et des Sci. la Nature et de la Vie, Univ. Mohamed Khider Biskra, Algérie, 112P.
- [383]. **Mahama A., Saidou C., Tofel H.K., Ali A., Bouba Adji M. & Nukenine E.N., 2018** – Efficacy of *Eucalyptus camaldulensis* leaf extracts against the pea beetle *Callosobruchus maculatus* and their impact on biochemical and microbiological properties of the treated bambara groundnut grains. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 6 (2) : 869-877.
- [384]. **Adeniyi C.B.A., Lawal T.O. & Mahady G.B., 2009** – *In vitro* susceptibility of *Helicobacter pylori* to extracts of *Eucalyptus camaldulensis* and *Eucalyptus torelliana*. *Pharmaceutical Biology*, 47 (1) : 99–102.
- [385]. **Sani I., Abdulhamid A. & Bello F., 2014** – *Eucalyptus camaldulensis* :

Phytochemical composition of ethanolic and aqueous extracts of the leaves, stem bark, root, fruits and seeds. *Journal of Scientific and Innovative Research*, 3 (5) : 523-526.

- [386]. **Bammou M., Daoudi A., Slimani I., Najem M., Bouiamrine E.H., Ibjibjen J. & Nassiri L., 2015** – Valorisation du lentisque *Pistacia lentiscus* L. : Etude ethnobotanique, screening phytochimique et pouvoir antibactérien. *Journal of Applied Biosciences*, 86 : 7966–7975.
- [387]. **Messaoudi A. & Kessbia A., 2017**– Etudes ethnobotanique, screening phytochimique et évaluation du pouvoir antimicrobien des polyphénols des grains de lentisque *Pistacia lentiscus* L. Mém. Master Biologie Fac. Sci., Univ. M'hamed Bougara de Boumerdes, Algérie, 73 P.
- [388]. **El Maaiden E., El Kharrassi Y., Moustaid K., Essamadi A.K. & Nasser B., 2018** – Comparative study of phytochemical profile between *Ziziphus spina christi* and *Ziziphus lotus* from Morocco. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 10P.
- [389]. **Hartmann T., 2007** – From waste products to ecochemicals : Fifty years research of plant secondary metabolism. *Phytochemistry*, 68 : 2831-2846.
- [390]. **Muanda F.N., 2010** – Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de Doctorat en Chimie Organique, Ecole doctorale Sesames, Univ. Paul Verlaine-Metz., France, 294P.
- [391]. **Rira M., 2006** – Effet des polyphénols et des tanins sur l'activité métabolique du microbiote ruminal d'ovins. Mém. Magister Biochimie Microbiologie appliquée, Fac. Sci. nature la vie, Univ. Mentouri Constantine, Algérie, 94P.

- [392]. **Banerjee S.K. & Bonde C.G., 2011** – Total phenolic content and antioxidant activity of extracts of *Bridelia Retusa Spreng* Bark: Impact of dielectric constant and geographical location. *Journal of Medicinal Plant*, 5 : 817-822.
- [393]. **Trease G.E. & Evans W.C. 2002** – Pharmacognosy. 15th Ed. *London: Saunders Publishers*; 585P.
- [394]. **Kadri M. & Yahia A., 2015** – Contribution à l'étude de l'effet des facteurs environnementaux sur l'accumulation des glycosides chez *Nerium oleander* L. *Journal of Bioresources Valorization*, 1 : 23-27.
- [395]. **Podsedek A., 2007** – Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables : A review. *LWT* 40: 1–11.
- [396]. **Eberhard T., Robert A. & Annelise L., 2005** – Plantes aromatiques, épice aromates, condiments et huiles essentielles. Ed. Tec et Doc, Paris. France, 521P.
- [397]. **Pengelly A., 2004** – The constituents of medicinal plants : An introduction to the chemistry and therapeutics of herbal medicines, 2<sup>nd</sup> Edition, Sun Flower Herbals, 109P.
- [398]. **Elansary H.O., Norrie J., Ali H.M., Salem M.Z.M., Mahmoud E.A. & Yessoufou K., 2016** – Enhancement of Calibrachoa growth, secondary metabolites and bioactivity using seaweed extracts. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16: 341-351.
- [399]. **Bouharb H., El Badaoui K., Amechrouq A. & El Amri J., 2014** – Phytochemical and antibacterial studies on the aqueous extract of *Eucalyptus gomphocephala* DC. *Journal of Biological Research*, 4:1549–1556.

- [400]. **Cadahía E., Conde E., García-Vallejow M.C. & Fernández de Simón B., 1997** – High pressure liquid chromatographic analysis of polyphenols in leaves of *Eucalyptus camaldulensis*, *E. globulus* and *E. rudis*: proanthocyanidins, ellagitannins and flavonol glycosides. *Phytochemical Analysis*, 8: 78–83.
- [401]. **Boulouiz H., 2016** – Etude phytochimique et recherche d'effet hémolytique des extraits isolés des feuilles de *Nerium oleander L* (laurier rose). Mém. Master Biologie, Fac. Sci. Nature et de la Vie et Sci. de la Terre et de l'Univers, Univ. Tlemcen, Algérie, 62P.
- [402]. **Rached W., 2009** – Evaluation du potentiel antioxydant de plantes médicinales et analyse phytochimique. Mém. Magister en Biologie, Fac. des Sci., Univ. d'Oran ES-sénia, 122P.
- [403]. **Elaloui M., Ghazghazi H., Ennajah A., Ben Youssef I., Ben Othman N. & Laamouri A., 2017** – Effets allélopathiques des extraits des feuilles de *Ziziphus jujuba* et *Ziziphus lotus* sur la germination et la croissance de *Triticum durum* et de *Lens culinaris*. *Tunisian Journal of Plant Protection*, 12 : 1-10.
- [404]. **Hayouni E., Abedrabba M., Bouix M. & Hamdi M., 2007** – The effects of solvent and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian *Quecus coccifera L.* and *Juniperus phoenicea L.* fruit extracts. *Food Chemistry*, 105 : 1126-1134.
- [405]. **Naczka M. & Shahidi F., 2004** – Extraction and analysis of phenolic in food. *Journal of Chromatography A*, 1054 : 95–111.
- [406]. **Ribéreau-Gayon P., 1968** – Les tanins, les composés phénoliques des végétaux.. Ed Dunod. Paris : 173-201.
- [407]. **Douaouri N.E.H., 2018** – Contribution à une étude phytothérapeutique,

anti-inflammatoire et antioxydante du grenadier (*Punica granatum* L.) – Etude in vivo. Thèse Doctorat Sci. Biologiques, Facu. Sciences Nature et de la Vie, Univ. Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem, Algérie, 203P.

- [408]. **Bouterfas K., Mehdadi Z., Latreche A., Hazem Z. & Bouredja N., 2013** – Quantification de quelques polyphénols de *Marrubium vulgare* L. du mont de Tessala (Algérie occidentale) pendant les deux périodes de végétation et de floraison- *Les Technologies de Laboratoire*, 8(31) : 34-41.
- [409]. **Xia X., Cao J., Zheng Y., Wang Q. & Xiao J., 2014** – Flavonoid concentrations and bioactivity of flavonoid extracts from 19 species of ferns from China. *Industrial Crops and Product*, 58: 91–98.
- [410]. **Leclerc H., 1994** – Précis de phytothérapie. Edition. Masson, Paris. 363P.
- [411]. **Zang D & Hamauru Y., 2003** – Phenolic compounds, ascorbic acid, carotenoids and antioxidant properties of grebe, red and yellow bell peppers. *Journal of Food, Agriculture and Environment*, 12 : 22–27.
- [412]. **Fiorucci S., 2006** – Activités biologiques de composés de la famille de flavonoïdes : approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire. Thèse Doctorat, Univ. Nice, France, 211P.
- [413]. **Waterman P.G., 1999** – The tannins. An overview. In : Tannins in Livestock and Human, Nutrition. Proceedings of an international Workshop. Edition : Brooker. Adelaide, Australia. 10-13.
- [414]. **Lee K.W., Kim Y.J., Lee H.J. & Lee C.Y., 2003** – Cocoa has more phenolic phytochemicals and a higher antioxidant capacity than teas and red wine. *Food chemistry*, 51(25) : 7292-7295.

- [415]. **Boizot N. & Charpentier J., 2006** – Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. . Méthodes et outils pour l'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques. Le Cahier des Techniques de l'INRA, France : 79-83.
- [416]. **Hurst W.J., 2008** – Methods of analysis for functional foods and nutraceuticals. 2eme édition. CRC presse. Taylor et Francis. London, 548P.
- [417]. **Macheix J.J., Fleuriet A. & Billot J., 1990** – Fruit phenolics, CRC Press, Boca Raton, 378P.
- [418]. **Iamarene B. & Mekhazni L., 2016** – Etude des conditions d'extraction des polyphénols d'*Erica multiflora* par un plan d'expérience. Mém. Master Sci. Alimentaires, Facu. Sci. et de la Nature et de la Vie, Univ. A. Mira, Bejaia, Algérie, 75P.