

الجمهورية الديمقراطية الشعبية الجزائرية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للعلوم الفلاحية

École Nationale Supérieure Agronomique

Département de Zoologie Agricole et Forestière



Thèse en vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat LMD

Spécialité : Bio-agresseurs et Phytopharmacie

**Etude et évaluation, en conditions semi contrôlées et naturelles, de l'activité  
insecticide de trois extraits de plantes sur le genre *Chaitophorus*  
(*Homoptera-Aphididae*) dans le sahel algérois**

Soutenue : 18 avril 2021

Présentée par : M<sup>elle</sup> **Z A I D** Ratiba

Devant le jury composé de :

M <sup>me</sup> Doumandji-Mitiche-Bahia.	Professeure	E.N.S.A	Présidente
M <sup>me</sup> Mouhouche Fazia.	Professeure	E.N.S.A	Directrice de thèse
M <sup>me</sup> Sahir-Halouane Fatma.	Professeure	U.M.B.B	Examinatrice
M <sup>me</sup> Chebouti-Meziou Nadjiba.	Professeure	U.M.B.B	Examinatrice

## TABLE DES MATIERES

	Pages
Introduction .....	1
<b>Chapitre I : Synthèse bibliographique</b>	
I.1. Les peupliers .....	4
I.1.1. Origine, habitat et écologie.....	4
I.1.2. Peuplier blanc L. ....	7
I.1.2.1. Taxonomie.....	8
I.1.2.2. Description botanique et cycle biologique de <i>Populus alba</i> .....	8
I.1.3. Peuplier noir .....	9
I.1.3.1. Taxonomie.....	10
I.1.3.2. Description botanique et cycle de régénération de <i>Populus nigra</i> .....	11
I.2. Les pucerons.....	12
I.2.1. Origine et habitat.....	12
I.2.2. Taxonomie.....	13
I.2.3. Description générale et éthologie .....	13
I.2.3.1. <i>Chaitophorus populialbae</i> .....	15
I.2.3.2. <i>Chaitophorus populeti</i> .....	16
I.2.3.3. <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	18
I.2.4. Biologie générale et écologie.....	20
I.2.4.1. Régime alimentaire et mode d'alimentation.....	20
I.2.4.2. Cycle évolutif.....	20
I.2.4.3. Interactions arbres-pucerons.....	23
I.2.5. Dégâts sur peupliers.....	24
I.2.6. Moyens de lutte.....	25
I.3. Les plantes.....	27
I.3.1. <i>Mélissa officinalis</i> L. ....	27
I.3.1.1. Origine et habitat .....	27
I.3.1.2. Description botanique .....	28
I.3.1.3. Position systématique .....	29
I.3.1.4. Composition chimique .....	29
I.3.1.5. Activités biologiques et métabolites.....	29
I.3.2. <i>Nerium Oleander</i> L. ....	30
I.3.2.1. Origine et habitat .....	30

I.3.2.2. Description botanique .....	31
I.3.2.3. Position systématique .....	31
I.3.2.4. Composition chimique .....	32
I.3.2.5. Activités biologiques et métabolites.....	32
I.3.3. <i>Pteridium aquilinum</i> L. ....	32
I.3.3.1. Origine et habitat.....	32
I.3.3.2. Description botanique .....	33
I.3.3.3. Reproduction et cycle de développement.....	34
I.3.3.4. Position systématique .....	35
I.3.3.5. Composition chimique .....	35
I.3.3.6. Activités biologiques, métabolites et utilisations.....	36
I.4. Les métabolites .....	36
I.4.1. Définition des métabolites .....	36
I.4.2. Localisation et composition chimique.....	37
I.4.2.1. Les composés phénoliques ou polyphénols.....	37
I.4.2.2. Les terpénoïdes et stéroïdes.....	37
I.4.2.3. Les composés azotés ou alcaloïdes .....	39
I.4.3. Facteurs de variabilité de la composition chimique.....	40
I.4.4. Rôles des métabolites secondaires.....	40
I.4.5. Méthodes extractives et analytiques en phytochimie .....	41

## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

II.1. Première partie : Présentation de la région d'étude .....	49
II.2. Deuxième partie : Méthodologie .....	57
II.2.1. Matériel végétal.....	57
II.2.2 Préparation des extraits de plantes .....	59
II.3. Les insectes.....	60
II.3.1. Identification.....	60
II.3.2. Méthodologie d'identification moléculaire : Extraction d'ADN, amplification par PCR et séquençage d'ADN.....	61
II.3.3. Méthode d'élevage et étude de la dynamique des populations de <i>Chaitophorus</i> sur plants de peupliers.....	62
II.4. Activités insecticides des extraits des plantes.....	64
II.4.1. Au laboratoire .....	64

II.4.2. Sur terrain .....	66
II.4.2.1. Activité insecticide des extraits des plantes en conditions semi-naturelles.....	66
II.4.2.2. Activité insecticide des extraits des plantes en conditions naturelles.....	68
II.4.3. Extractions des métabolites secondaires des plantes.....	68
II.5. Exploitation des données.....	75
II.6. Analyses statistiques des données.....	76

### **Chapitre III : Résultats**

III.1. Rendement d'extraction des plantes étudiées.....	77
III.2. Compositions chimiques des plantes .....	77
III.3. Analyses phylogénétiques de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	89
III.4. Activité insecticide des extraits des plantes.....	89
III.4.1 Au laboratoire .....	89
III.4.1.1 Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes .....	89
III.4.1.2 Efficacité temporelle des traitements biologiques de <i>Nerium oleander</i> sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	89
III.4.1.3. Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	92
III.4.1.6. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	95
III.4.1.7. Efficacité temporelle des traitements biologiques de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	96
III.4.1.8. Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	99
III.4.1.11. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	102
III.4.1.12. Efficacité temporelle des traitements biologiques des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	103
III.4.1.13. Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	105
III.2.1.16. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	108
III.2.1.17. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée in vivo des	109



femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	
III.4.3 Dans les conditions semi-naturelles .....	110
III.4.3.1. Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes .....	110
III.4.3.2 Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i> .....	110
III.4.2.3. Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	113
III.4.2.6. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles.....	116
III.4.2.7. Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium quilinum</i> .....	117
III.4.2.8. Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i>	119
III.4.2.11. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles.....	122
III.4.2.12. Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i>	123
III.4.2.13. Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i>	125
III.4.2.16. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles.....	128
III.4.2.17. Effets comparés des plantes sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles .....	129
III.4.3. Dans les conditions naturelles .....	130
III.4.3.1. Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes .....	130
III.4.3.1.1. Dans la commune de Baba Hassen .....	130
III.4.3.1.2. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i>	130
III.4.3.1.3. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la	132

mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen.....	
III.4.3.1.4. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	133
III.4.3.1.5. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen.....	135
III.4.3.1.6. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i>	136
III.4.3.1.7. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen.....	138
III.4.3.1.8. Effets comparés des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> dans la commune de Baba Hassen.....	138
III.4.3.1.9. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen.....	141
III.4.3.2. Dans la Réserve de Chasse de Zéralda.....	142
III.4.3.2.1. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i>	144
III.4.3.2.2. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	145
III.4.3.2.3. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	147
III.4.3.2.4. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	147
III.4.3.2.5. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i>	148
III.4.3.2.6. Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la	150

mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	
III.4.3.2.7. Effets comparés des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	151
III.4.3.2.8. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la réserve de chasse de Zéralda	153
Discussion générale.....	154
Conclusion et perspective.....	161
Références bibliographiques.....	164
Annexes.....	195

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1:</b> Relations phylogénétiques entre <i>Populus</i> et répartition des six sections du genre <i>Populus</i> .....	04
<b>Figure 2:</b> Carte de répartition de <i>Populus alba</i> et <i>Populus nigra</i> .....	05
<b>Figure 3:</b> Les principaux producteurs de peuplier dans le monde	07
<b>Figure 4:</b> <i>Populus alba</i> L.....	09
<b>Figure 5:</b> <i>Populus nigra</i> L. ....	10
<b>Figure 6:</b> Le cycle annuel d'un <i>Populus sp.</i> .....	12
<b>Figure 7:</b> Morphologie d'un puceron ailé.....	14
<b>Figure 8:</b> <i>Chaitophorus populiabae</i> .....	16
<b>Figure 9:</b> <i>Chaitophorus populeti</i> .....	18
<b>Figure 10:</b> <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	19
<b>Figure 11:</b> Cycle de vie de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	21
<b>Figure 12:</b> Stades de développement d'un puceron.....	23
<b>Figure 13:</b> Distribution géographique de <i>Melissa officinalis</i> L. dans le monde.....	27
<b>Figure 14:</b> <i>Melissa officinalis</i> L.....	28
<b>Figure 15:</b> Distribution géographique de <i>Nerium oleander</i> dans le monde.....	30
<b>Figure 16:</b> <i>Nerium oleander</i> .....	31
<b>Figure 17:</b> Distribution géographique de <i>Pteridium aquilinum</i> L. dans le monde.....	33
<b>Figure 18:</b> <i>Pteridium aquilinum</i> .....	34
<b>Figure 19:</b> Cycle de développement de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	35
<b>Figure 20:</b> Principales classes de polyphénols.....	37
<b>Figure 21:</b> Classification des terpénoïdes.....	38
<b>Figure 22:</b> Alcaloïdes.....	40
<b>Figure 23:</b> Procédé d'extraction par fluide supercritique.....	44
<b>Figure 24 :</b> Schéma du dispositif d'extraction par ultrason.....	45
<b>Figure 25 :</b> Schéma directeur de l'étude de l'activité insecticide des extraits de plantes.....	48
<b>Figure 26 :</b> Moyennes mensuelles des températures de la région d'Alger pour la période 2008-2018.....	51
<b>Figure 27 :</b> Moyennes mensuelles des températures de la région d'Alger pour la période 2015-2018.....	53
<b>Figure 28 :</b> Diagrammes Ombrothermiques de BAGNOULS et GAUSSEN de la région d'Alger	54

<b>Figure 29</b> : Climagramme d’Emberger de la région d’études durant les périodes 2008-2018 et 2015-2018.....	55
<b>Figure 30</b> : Les trois sites d’études pour l’évaluation du potentiel insecticide des extraits de plantes .....	56
<b>Figure 31</b> : Lieu de récolte de <i>Melissa officinalis</i> et <i>Nerium oleander</i> .....	57
<b>Figure 32</b> : Lieu de la récolte de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	58
<b>Figure 33</b> : Les plantes d’études (Originales, 2016) .....	58
<b>Figure 34</b> : Séchage et broyage des plantes (Originales, 2016). .....	59
<b>Figure 35</b> : Extrait de <i>Melissa officinalis</i> conservé à 4°C (Originale, 2016) .....	59
<b>Figure 36</b> : Présentation des différentes formes biologiques des bioagresseurs (Originales, 2016). .....	60
<b>Figure 37</b> : PCR amplification de <i>Chaitophorus leucomelas</i> (Originale, 2018). .....	62
<b>Figure 38</b> : Plantation de peuplier (Originales, 2016). .....	63
<b>Figure 39</b> : Schéma explicatif de la méthodologie de description de l’architecture des arbres.....	64
<b>Figure 40</b> : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l’évaluation de l’activité insecticide au laboratoire .....	65
<b>Figure 41</b> : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l’évaluation de l’activité insecticide des extraits SFE-CO2 au laboratoire. ....	66
<b>Figure 42</b> : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l’évaluation de l’activité insecticide en conditions semi-naturelles. ....	67
<b>Figure 43</b> : Dispositif expérimental en conditions semi-naturelles. ....	68
<b>Figure 44</b> : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l’évaluation de l’activité insecticide en conditions naturelles. ....	68
<b>Figure 45</b> : Dispositif expérimental en conditions naturelles. ....	69
<b>Figure 46</b> : Protocole d’extraction par ultrasons. ....	70
<b>Figure 47</b> : Protocole d’extraction par fluide supercritique. ....	71
<b>Figure 48</b> : Protocole d’extraction enzymatique. ....	72
<b>Figure 49</b> : Protocole d’extraction par dérivation .....	73
<b>Figure 50</b> : Arbre phylogénétique des espèces de <i>Chaitophorus</i> utilisant le COI. ....	88
<b>Figure 51</b> : Effets temporels des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> au laboratoire.....	91

<b>Figure 52</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> .....	92
<b>Figure 53</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> .....	93
<b>Figure 54</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	94
<b>Figure 55</b> : Efficacité des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	95
<b>Figure 56</b> : Effets temporels des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> au laboratoire.....	98
<b>Figure 57</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> .....	99
<b>Figure 58</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> .....	100
<b>Figure 59</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	101
<b>Figure 60</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> via une A.C.P.....	102
<b>Figure 61</b> : Effets temporels des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> au laboratoire.....	104
<b>Figure 62</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> .....	105
<b>Figure 63</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> .....	106
<b>Figure 64</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	107
<b>Figure 65</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> via une A.C.P.....	108
<b>Figure 66</b> : Effets comparés des plantes étudiées sur les femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> .....	109
<b>Figure 67</b> : Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i> .....	112

<b>Figure 68</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> dans les conditions semi-naturelles.....	113
<b>Figure 69</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> dans les conditions semi-naturelles.....	114
<b>Figure 70</b> : Effets comparés des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> dans les conditions semi-naturelles.....	115
<b>Figure 71</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P.....	116
<b>Figure 72</b> : Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	118
<b>Figure 73</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> dans les conditions semi naturelles.....	119
<b>Figure 74</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> dans les conditions semi naturelles.....	120
<b>Figure 75</b> : Effets comparés des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur les femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> dans les conditions semi-naturelles.....	121
<b>Figure 76</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P.....	122
<b>Figure 77</b> : Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i> dans les conditions semi-naturelles	124
<b>Figure 78</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populialbae</i> dans les conditions semi-naturelles.....	125
<b>Figure 79</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus populeti</i> dans les conditions semi-naturelles.....	126
<b>Figure 80</b> : Effets comparés des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus leucomelas</i> dans les conditions semi-naturelles.....	127
<b>Figure 81</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P. ....	128
<b>Figure 82</b> : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions semi-naturelles.....	129

<b>Figure 83</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i> dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen .....	131
<b>Figure 84</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen via une A.C.P.....	132
<b>Figure 85</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen .....	134
<b>Figure 86</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions naturelles via une A.C.P.....	135
<b>Figure 87</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i> dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen .....	137
<b>Figure 88</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre <i>Chaitophorus</i> dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen. via une A.C.P.....	138
<b>Figure 89</b> : Effets comparés des extraits des plantes sur les populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen.....	140
<b>Figure 90</b> : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen.....	141
<b>Figure 91</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Nerium oleander</i> dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	143
<b>Figure 92</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Nerium oleander</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.....	144
<b>Figure 93</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	146



<b>Figure 94</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.....	147
<b>Figure 95</b> : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> sous l'effet de l'activité biocide des extraits de <i>Melissa officinalis</i> dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	149
<b>Figure 96</b> : Evaluation des concentrations des extraits de <i>Melissa officinalis</i> sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.....	150
<b>Figure 97</b> : Effets comparés des extraits des plantes sur les populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populiabae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	152
<b>Figure 98</b> : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda.....	153
<b>Figures 99</b> : Observation morphologique de <i>Chaitophorus leucomelas</i> .....	201
<b>Figures 100</b> : Observation morphologique de <i>Chaitophorus populeti</i> .....	202
<b>Figures 101</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Nerium oleander</i> .....	203
<b>Figures 102</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	204
<b>Figures 103</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Melissa officinalis</i> .....	205
<b>Figures 104</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Nerium oleander</i> en milieu semi-naturelle	206
<b>Figures 105</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Pteridium aquilinum</i> en milieu semi-naturelle.....	207
<b>Figures 106</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de <i>Chaitophorus</i> selon les extraits appliqués de <i>Melissa officinalis</i> en milieu semi-naturelle .....	208

<b>Figures 107</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Nerium oleander</i> dans la commune de Baba-Hassen.....	209
<b>Figures 108</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Pteridium aquilinum</i> dans la commune de Baba-Hassen.....	210
<b>Figures 109</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Melissa officinalis</i> dans la commune de Baba-Hassen.....	211
<b>Figures 110</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Nerium oleander</i> dans la réserve de chasse de Zéralda .....	212
<b>Figures 111</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Pteridium aquilinum</i> dans la réserve de chasse de Zéralda.....	213
<b>Figures 112</b> : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Chaitophorus populialbae</i> et <i>Chaitophorus populeti</i> selon les extraits appliqués de <i>Melissa officinalis</i> dans la réserve de chasse de Zéralda.....	214

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 1</b> : Moyennes mensuelles et annuelles des températures et des précipitations de la région d'Alger pour la période 2008-2018.....	50
<b>Tableau 2</b> : Moyennes mensuelles et annuelles des températures et des précipitations de la région d'Alger pour la période 2015- 2018.....	51
<b>Tableau 3</b> : Groupe des standards .....	73
<b>Tableau 4</b> : Rendement en % des extraits de plantes .....	77
<b>Tableau 5</b> : Composition chimique de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	78
<b>Tableau 6</b> : Composition chimique de <i>Melissa officinalis</i> .....	80
<b>Tableau 7</b> : Composition chimique de <i>Nerium oleander</i> .....	81
<b>Tableau 8</b> : Composés chimiques des trois plantes sélectionnées par dérivation .....	84
<b>Tableau 9</b> : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de <i>Chaitophorus</i> traitées avec les différents extraits des plantes après 72h d'exposition .....	89
<b>Tableau 10</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i> .....	92
<b>Tableau 11</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i> .....	93
<b>Tableau 12</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i> .....	94
<b>Tableau 13</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	99
<b>Tableau 14</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	100
<b>Tableau 15</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	101
<b>Tableau 16</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i> .....	105
<b>Tableau 17</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i> .....	106

<b>Tableau 18</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i>	107
<b>Tableau 19</b> : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de <i>Chaitophorus</i> traitées avec les différents extraits de plantes après 10 jours d'exposition .....	110
<b>Tableau 20</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i>	113
<b>Tableau 21</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i>	114
<b>Tableau 22</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Nerium oleander</i>	115
<b>Tableau 23</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i> .....	119
<b>Tableau 24</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i>	120
<b>Tableau 25</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Pteridium aquilinum</i>	121
<b>Tableau 26</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populialbae</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i>	125
<b>Tableau 27</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. populeti</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i> .....	126
<b>Tableau 28</b> : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>C. leucomelas</i> selon les différents extraits de <i>Melissa officinalis</i>	127
<b>Tableau 29</b> : Analyse de la variance des données de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères des trois espèces en fonction des plantes étudiées .....	129
<b>Tableau 30</b> : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de <i>Chaitophorus</i> traitées avec les différents extraits de plantes après 10 jours d'exposition.....	130
<b>Tableau 31</b> : Test ANOVA de la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la commune de Baba Hassen en fonction des plantes.....	141
<b>Tableau 32</b> : Analyse de la variance de la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre <i>Chaitophorus</i> dans la Réserve de chasse de Zéralda en relation avec les plantes.....	153

**Tableau 33 :** Analyse de la variance des moyennes des taux mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la commune de Baba Hassen en fonction des extraits des trois plantes

**Tableau 34 :** Analyse de la variance des moyennes des taux mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la Reserve de chasse de Zéralda en fonction des extraits des trois plantes

## Liste des abréviations

A.C.P. : Analyses Composantes Principales

AQ : Aqueux

*C. populeti* : *Chaitophorus populeti*

*C. populialbae* : *Chaitophorus populialbae*

CHL : Chloroforme

CHM : Méthanol- chloroforme

D : Dose

DDL : Degrés de liberté

ENSA : Ecole Nationale Supérieure Agronomique

F : Fougère

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

GC/MS : Chromatographie en Phase Gazeuse-Spectrométrie de Masse

INRA : Institut National de Recherche Agronomique

INRF : Institut National de Recherche Forestière

L : Laurier

M : Mélisse

*M. officinalis* : *Melissa officinalis*

MET : Méthanol

MET 50 : Méthanol – Eau

*P. alba* : *Populus alba*

*P. nigra* : *Populus nigra*

RI<sup>K</sup> (exp) : Indice de Rétention de Kováts

RI<sup>t(Kovats)</sup> : Indice de Rétention de Kováts rapporté dans la littérature.

Rt : Temps de rétention

SFE : Extraction par fluide supercritique

TEM : Témoin

UNESCO : Organisation des Nations Unies pour l'Education la Science et la Culture

---

## INTRODUCTION

La planète compte 80 millions d'hectares de peupliers s'étendant sur l'ensemble de l'hémisphère Nord y compris l'Afrique du Nord. Dans l'hémisphère Sud, les peupliers sont cultivés dans certaines régions de l'Argentine, Chili, l'Australie, l'Uruguay, la Nouvelle - Zélande et au Sud de l'Afrique (FAO, 2015).

Les peupliers blancs de la section *Populus/Leuce* Duby sont répartis entre le 30<sup>ème</sup> et le 50<sup>ème</sup> parallèle en Euro-Asie et en Afrique du Nord (Roiron et *al.*, 2004). L'aire du peuplier noir, s'étend de l'Europe de l'Ouest à l'extrémité Ouest de la Chine en passant par une étroite frange Nord-Africaine. Son aire est limitée au nord par le 60<sup>ème</sup> parallèle. (Dickmann et Kuzovkina, 2008)

En Algérie, les forêts d'intérêt économique couvrent 1,4 million d'hectares composées de 15 résineux et de 46 feuillus dont les Peupliers (DGF, 2007). Les espèces *Populus alba*, *Populus nigra*, *Populus tremula* et *Populus euphratica* sont présentes en Algérie. Des clones américains I.214, E.T.8, Serotina de Champagne, Serotina du Poitou, B.G.4, Bachelieu, ont été introduits en Algérie et ont fait l'objet d'études dans quelques stations forestières (Harfouche et *al.*, 2005).

Les peupliers représentent des sources diverses en bois, pâtes, papiers, combustible, produits d'artisanat, préparations pharmacologiques et en biens et services environnementaux tels que la phytoremédiation et la conservation des eaux (Rennenberg et Peuke, 2005). En raison de la grande polyvalence dont ils sont dotés et à la facilité de leur multiplication par voie végétative, à leur croissance rapide et à leur capacité d'adaptation à différents types de sols, les peupliers sont devenus des espèces modèles de la biologie moléculaire en foresterie (Taylor, 2002) notamment pour l'étude des stress (Kieffer et *al.*, 2009) et la production de lignées transgéniques (Lapierre et *al.*, 2019).

Pour toutes ces raisons, leur superficie s'accroît, au plan mondial, au regard de la mise en œuvre du Plan Stratégique des Nations Unies sur les forêts, à l'horizon 2030. L'Algérie est également concernée puisqu'elle vise à étendre son patrimoine forestier sur 1 245 000 hectares dont 25 000 de peupliers, à long terme, à travers son Plan National de Reboisement en cours d'exécution (INRF, 2011).

Les attaques d'insectes forestiers notamment les pucerons endommagent annuellement dans le monde quelques 35 millions d'hectares de forêt dont les conséquences sont la réduction des

ressources forestières, la perte de diversité génétique et l'accroissement des émissions de carbone (Poirié et Coustau, 2011). Outre leur sensibilité élevée aux pathogènes (Mekki, 2011), les peupliers subissent des dégâts des insectes dont les plus courants sont certains Coléoptères, Lépidoptères, les Tenthredes du genre *Trichiocampus* et aphides pour le genre *Chaitophorus* (Labioud et al., 2007). Le genre *Chaitophorus* attaque les feuilles, les pétioles et les bourgeons en absorbant de la sève et en injectant en même temps une salive toxique. Il est extrêmement nuisible à cause essentiellement à sa polyphagie, son pouvoir d'adaptation rapide et son grand pouvoir de reproduction (Wattier, 2013).

Malgré les avantages de la lutte chimique, celle-ci rencontre dans le domaine forestier des résultats mitigés (Levieux, 1987 ; Mangeot-Peter, 2020) et conduit à la pollution de la biosphère par les résidus phytosanitaires (El-dawy et al., 2019).

La prise de conscience mondiale de la protection de l'environnement a contribué à accorder plus d'intérêt à l'approche basée sur l'utilisation des bio pesticides (bactéries, champignons, virus, nématodes ou d'extraits de plantes) et des itinéraires techniques comme moyens de lutte alternatifs aux produits chimiques (Lucas et Fournier 2018). Ni les préparations à base de *Bacillus thuringiensis* ni les lâchers inoculatifs et inondatifs n'ont abouti pour le moment à des résultats tangibles en raison de la complexité et l'interdépendance des processus régissant l'évolution des relations entre hôtes et les agents de contrôle (Van Lenteren et Colazza, 2006). Pour les peupliers, des études indiquent qu'il n'existe, pour le moment, aucune méthode de lutte biologique applicable aux Chaitophoridae (Djazouli, 2014), et ni méthode efficace de suivi et de gestion des populations de l'insecte dans les zones forestières infestées (Pointeau, 2011).

La majorité des travaux de recherches sur extraits en foresterie, en Algérie, liée à une essence, a porté surtout sur le chêne liège (Belhoucine et al., 2012) et le chêne vert (Sayah, 2003). L'inventaire des aphides, de leurs ennemis naturels, leurs interactions dans les milieux cultivés et forestiers et les processus régissant l'évolution des relations entre plantes hôtes et aphides restent encore très peu étudiés (Lebbal et Laamari, 2016 ; Labdaoui, 2019).

Dans ce contexte, les objectifs de la thèse de doctorat vise à rechercher et à renforcer les connaissances sur la composition phytochimique de trois plantes d'Algérie *Nerium oleander* L., appartenant à la famille des Apocynaceae, *Melissa officinalis* L., de la famille des Lamiacée et *Préridium aquilinum* L., de la famille des Dennstaedtiaceae, qui présentent des activités biologiques diverses notamment insecticide, à évaluer le potentiel insecticide des



extraits des feuilles, issus par ultrasons, fluide supercritique, enzymatique et dérivation, sur des femelles vivipares aptères de trois espèces du genre *Chaitophorus* (*C. populialbae*, *C. populeti* et *C. leucomelas*), en conditions de laboratoire et semi naturelles, et sur des population hétérogènes *C. populialbae* et *C. populeti*), en conditions naturelles, et à identifier leurs composés moléculaires par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse. La finalité de ce travail est de contribuer à l'élaboration d'une méthode de lutte alternative aux insecticides organiques de synthèse, respectueuse des écosystèmes.

Pour répondre à ces objectifs, le plan de travail est subdivisé en une introduction générale et trois chapitres. Le premier chapitre est une synthèse bibliographique présentant des données sur les trois plantes choisies, les peupliers blanc et noir, les métabolites spécialisés, les méthodes d'extractions utilisées et d'analyses ainsi que les pucerons.

Le deuxième chapitre porte sur la description générale de la région et des stations d'études, les modalités, les lieux de sélection, et l'identification des matériels végétal et animal notamment l'analyse phylogénétique de *Chaitophorus leucomelas*. Les conditions de traitement, de préparation des extraits de plantes et de plantation des boutures de peupliers. Il comprend la description des protocoles des méthodes d'extractions et des extraits de feuilles des plantes ainsi que la description des dispositifs expérimentaux mis en place pour les évaluations biocides en conditions de laboratoire, semi naturelles et naturelles. Enfin, la description de l'appareillage, les conditions et le contrôle des données de l'analyse chimique des composés moléculaires par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse.

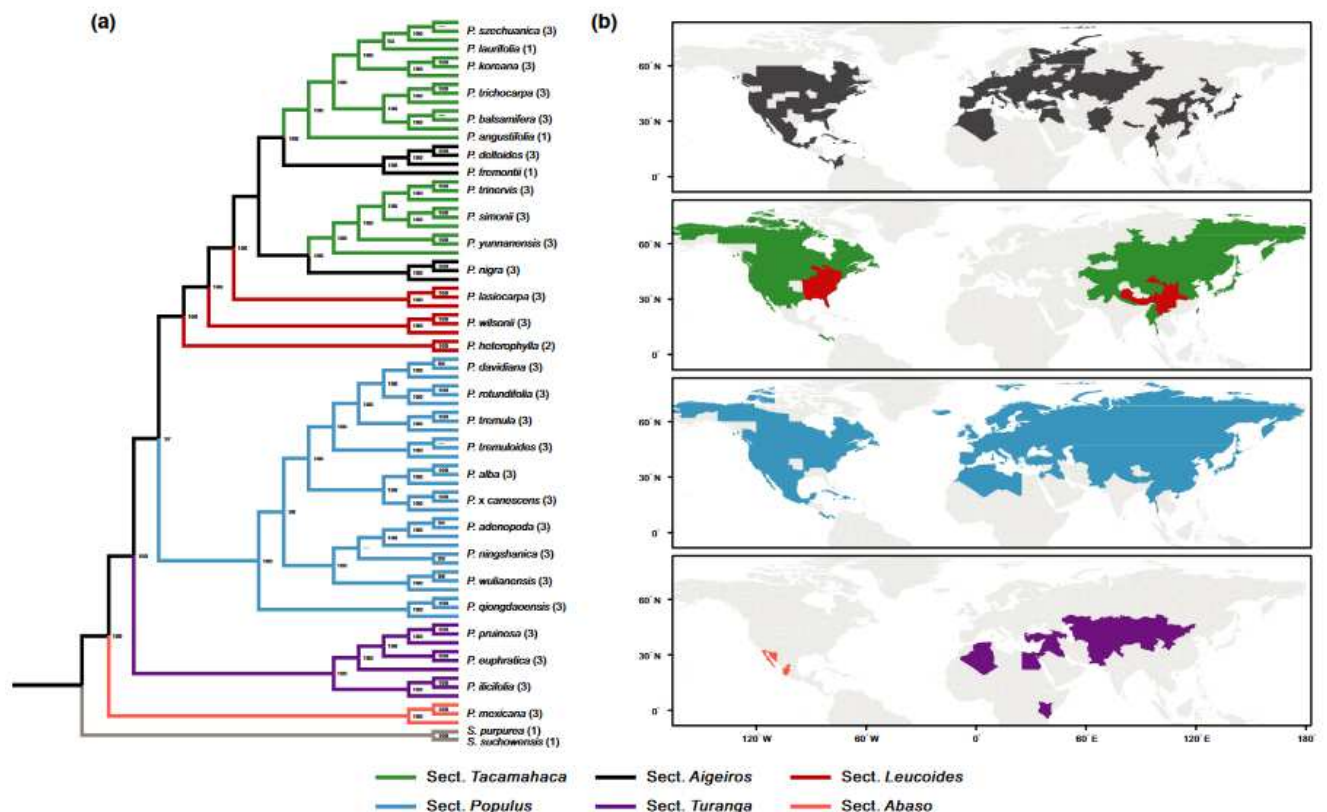
Le troisième chapitre porte sur les résultats obtenus en rendements et en composés moléculaires ainsi que l'interprétation du potentiel biocide des trois extraits des feuilles des plantes sélectionnées, sur des femelles vivipares aptères des trois espèces du genre *Chaitophorus*, en conditions de laboratoire et semi naturelles, et sur des populations hétérogènes de *C. populialbae* et *C. populeti*, en conditions naturelles dans le Sahel algérois. Enfin, une conclusion générale qui reprend la problématique et les résultats obtenus ainsi que des perspectives de recherche.

## Chapitre I : Synthèse bibliographique

### I.1. Les peupliers

#### I.1.1. Origine, habitat et écologie

Les peupliers sont des plantes ligneuses appartenant à la famille des Salicacées (Gausсен et *al.*, 1982) et s'étendent sur plus de 80 millions d'hectares (FAO, 2008). Cette famille se divise en deux genres : le genre *Salix* et le genre *Populus* dont l'ancêtre commun serait apparu il y a 65 millions d'années (Eckenwalder, 1996; Mader et *al.*, 2016). Le genre *Populus* renferme 29 espèces groupées en 6 sections botaniques (Abaso, Aigeiros, Leucoides, Populus, Tacamahaca et Turanga) selon des critères morphologiques, écologiques et d'hybridations interspécifiques (Dickmann et Kuzovkina, 2008; Desormeaux, 2017). L'aire naturelle du genre *Populus* s'étend sur l'ensemble de l'hémisphère Nord (États-Unis, Canada, Europe, Russie, Chine, Japon, Afrique du Nord, etc...) (FAO, 2008). Dans l'hémisphère Sud, les peupliers sont cultivés dans certaines régions de l'Argentine, Chili, l'Australie, l'Uruguay, l'extrême Sud de l'Afrique et Nouvelle-Zélande (Desormeaux, 2017) (Figure 1).

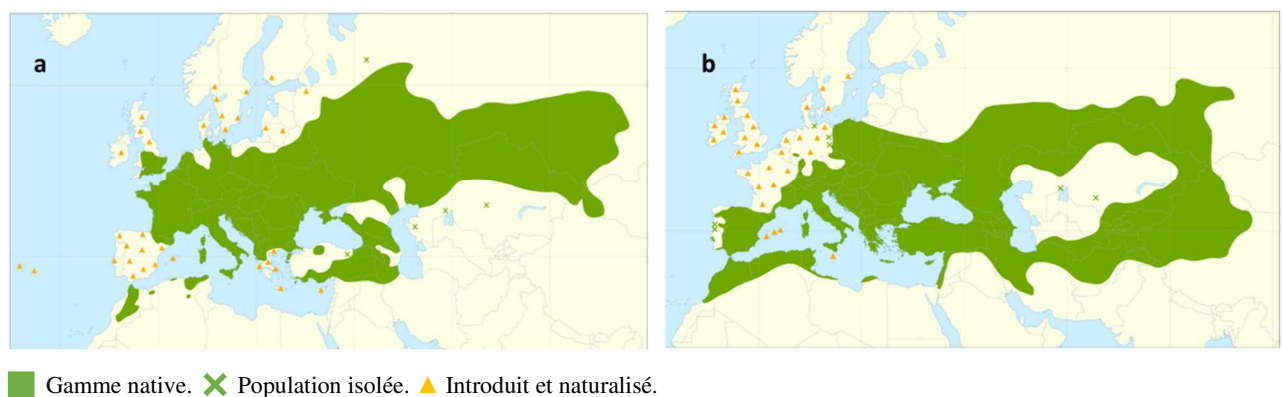


a : Relations phylogénétiques entre 29 taxons *Populus* (80 échantillons) et deux espèces . b : La répartition géographique de six sections intragéniques du genre *Populus*.

**Figure 1** : Relations phylogénétiques entre *Populus* et répartition des six sections du genre *Populus* (Wang et *al.*, 2019)

Les premières variétés Serotina et "Regenerata, hybrides euraméricains issus de croisement entre *P. nigra* et *P. deltoides*, ont été cultivées dès le 18<sup>ème</sup> siècle (Robert et Tebonou, 2020). L'introduction de *P. deltoides*, en Europe, a conduit à la naissance des premiers hybrides interspécifiques euraméricains. Les premiers clones ou cultivars euraméricains à croissance rapide identifiés sont : Blanc du Poitou, Robusta, Beaupré et I 214 - I 45/51 (El Haouzali, 2009). Selon la FAO (2012), il a été enregistré 332 cultivars dont :

- 128 cultivars issus de 7 espèces pures : 57 cultivars de *P. deltoides*, 40 cultivars de *P. nigra*, 19 cultivars de *P. trichocarpa*, 13 cultivars de *P. alba*, 6 cultivars de *P. tomentosa*, 2 cultivars de *P. tremula* et un cultivar de *P. tremuloides*.
- 204 cultivars issus d'hybridations interspécifiques dont 147 cultivars *P. x canadensis* issus d'hybridations entre *P. deltoides* et *P. nigra*, 17 cultivars *P. x canescens* issus d'hybridations entre *P. tremula* et *P. alba*, 13 cultivars *P. x interamericana* issus de croisements entre *P. deltoides* et *P. trichocarpa*,
- 6 cultivars issus d'hybridations entre *P. nigra* et *P. maximowiczii* et 21 cultivars issus d'hybridations plus complexes entre les 7 espèces pures citées ci-dessus. *P. deltoides*, *P. trichocarpa* et *P. nigra* sont les trois principales espèces utilisées. *Populus nigra* apporte aux hybrides sa rusticité vis-à-vis des conditions édapho-climatiques, sa résistance au chancre bactérien et au virus de la mosaïque, sa moindre sensibilité à *Marssonina brunnea* et sa grande aptitude au bouturage (EL Haouzali, 2009). Le clone I-214, sélectionné, en 1929, représente ces deux dernières décennies le plus fort pourcentage des ventes en France, Italie et Espagne (FAO, 2008) (Figure 2).



a : *Populus nigra*. b : *Populus alba*.

**Figure 2** : Carte de répartition de *Populus alba* et *Populus nigra* (Caudullo, 2017)

Le peuplier (*Populus trichocarpa*) est le premier arbre dont le génome a été entièrement séquencé en 2001 et mis à disposition de la communauté scientifique (Tuskan et al., 2006). Le peuplier possède la particularité de développer des associations mutualistes avec des champignons mycorhiziens ou des champignons endomycorhiziens et ectomycorhiziens, et des bactéries (Bonito et al., 2019). L'association symbiotique entre les champignons et les racines du couvert végétal facilite l'échange de nutriments avec les hôtes en échange de carbone principalement sous forme de glucides et d'acides organiques, d'azote et d'énergie pour les microorganismes (Durand, 2017).

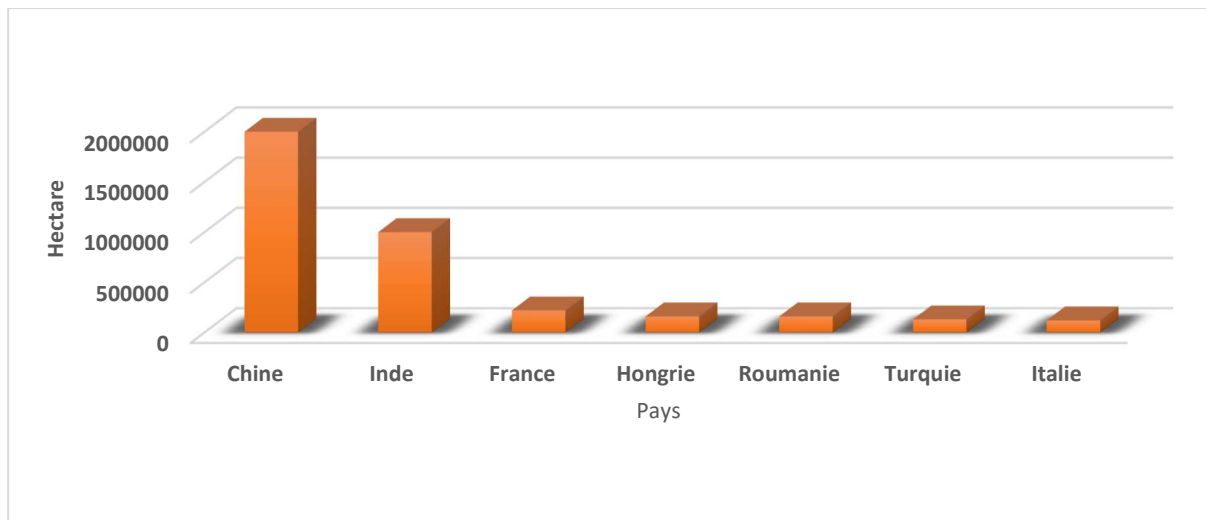
En Algérie, les peupliers se rencontrent dans les étages bioclimatiques, humide et subhumide (littoral, 600 à 800 mm/an et Atlas tellien, 500 à 850 mm/an), semi-aride (Hautes plaines Constantinoises, 400 à 500 mm/an Atlas Saharien Central, 250 à 300 mm/an, Djelfa, Laghouat, M'Sila et Naama) et Saharien (Bechar, El Bayadh, Biskra, El Oued, Tamanrasset, Tindouf, Illizi) (Quezel et Santa, 1962; Boulaacheb, 2018). Quatre espèces du genre *Populus* sont présentes en Algérie : *Populus alba*, que l'on retrouve dans toute l'Algérie septentrionale ; *Populus nigra* est situé au bord des oueds, le long des axes routiers et dans les massifs de Tlemcen, de la Kabylie et des Aurès; *Populus tremula* est localisé dans les forêts des hautes montagnes des Babors et enfin *Populus euphratica*, que l'on rencontre, à l'Ouest et au Sud du pays, dans les lits d'oueds sahariens (Harfouche et al., 2005). Selon Bessafa (1991), plusieurs clones américains ont été introduits, en Algérie, tels que I.214, E.T.8, Serotina de Champagne, Serotina du Poitou, B.G.4, Bachelieu, et ils ont fait l'objet d'études dans quelques stations du pays (Bentalha/Alger, Attatba/ Tipaza, Sidi Bel Abbes, Guerbes/ Skikda).

Les peupliers sont des arbres à feuilles caduques, alternes, simples et à longs pétioles, héliophiles, hygrophiles, dioïques et allogames, anémophiles (Frey et al., 2005) et sensibles au vent (EL Haouzali, 2009). Ils se développent sur des sols meubles, humides, profonds, et riches en aliments minéraux (IPCC, 2007), avec un pH compris entre 6,5 et 7,5 (Nivi Deena, 2017).

Les peupliers représentent des sources diverses en bois, emballages, contreplaqués, palettes, caisserie, literie, pâtes, papiers, combustible, produits d'artisanat, préparations pharmacologiques à base de *Populus*, et en biens et services environnementaux tels que la phytoremédiation de zones dégradées, la lutte contre la désertification, la conservation des eaux et des sols, le stockage de carbone (Ball et al., 2005 ; Garavillon-Tourmayre, 2017),

la fourniture d'espaces récréatifs et touristiques et des abris pour la biodiversité (Ruffinoni et *al.*, 2003).

En termes de récolte, les principaux producteurs dans le monde dans l'ordre décroissant sont la Chine (2 millions ha), l'Inde (1 million ha), la France (220 000 ha), la Hongrie (160 000 ha), la Roumanie (160 000 ha), la Turquie (130 000 ha), l'Italie (120 000 ha), l'Espagne, l'Argentine, l'Allemagne, la Belgique, la Russie et le Canada (moins de 100 000 ha). Les principaux pays exportateurs sont la France, la Belgique et l'Espagne (FAO, 2012) (Figure 3).



**Figure 3** : Les principaux producteurs de peupliers dans le monde (FAO, 2012)

En raison de la grande polyvalence dont ils sont dotés et à la facilité de leur multiplication par voie végétative, à leur croissance rapide et à leur capacité d'adaptation à différents types de sols (Villar, 2011), les peupliers sont devenus des espèces modèles de la biologie moléculaire en foresterie notamment pour l'étude des stress et la production de lignées transgéniques pour les nombreux programmes de plantations à travers le monde (Kieffer et *al.*, 2009).

### I.1.2. Peuplier blanc L.

Dans la section *Leuce*, on distingue les trembles dans la sous-section *Trepidae* et les peupliers blancs dans la sous-section *Albidae* (Chardenon, 1982 ; Boukhari, 2016). Les peupliers blancs de la section *Populus/Leuce* Duby sont répartis entre le 30<sup>ème</sup> et le 50<sup>ème</sup> parallèle en Euro-Asie et en Afrique du Nord (Roiron et *al.*, 2004; Wang et *al.*, 2019). La plus grande partie de leur aire est circumméditerranéenne (Aouissi, 2016).

Maire (1961) et Quezel et Santas (1962), distinguent trois formes en Algérie : la forme *Populus alba* L. var. *heckeliana* (Dode) est endémique Nord-Africaine, répandue dans la zone Tellienne

et les Aurès, et à l'Ouest, particulièrement à Tlemcen, à Sidi Medjahed, le long de l'oued Tafna. Cette variété est représentée par deux formes ; la forme *Lanceolata*, présente aux environs de Tlemcen vers Ain Fezza et le long de l'oued Soummam et, la forme *Microphylla*, la plus répandue, recensée au bord de tous les oueds algériens (Djebbar, 2011).

La forme *Populus alba* L.var. sub *integerrima* Lange s'étend jusqu'à l'Atlas Saharien, à 1200 m d'altitude (Maire, 1961). A l'état spontané, elle est fréquente sur les plateaux mésophiles à xérophiles, et le long des cours d'eau (Aflou, Biskra, etc...) (Roiron et al., 2004). Ces formes correspondent au groupe du bassin occidental de la Méditerranée (Sardaigne, Espagne, Maroc et Algérie) (Labioud et al., 2007).

### I.1.2.1. Taxonomie

Selon Augustin (1991), la classification de *Populus alba* L. est la suivante :

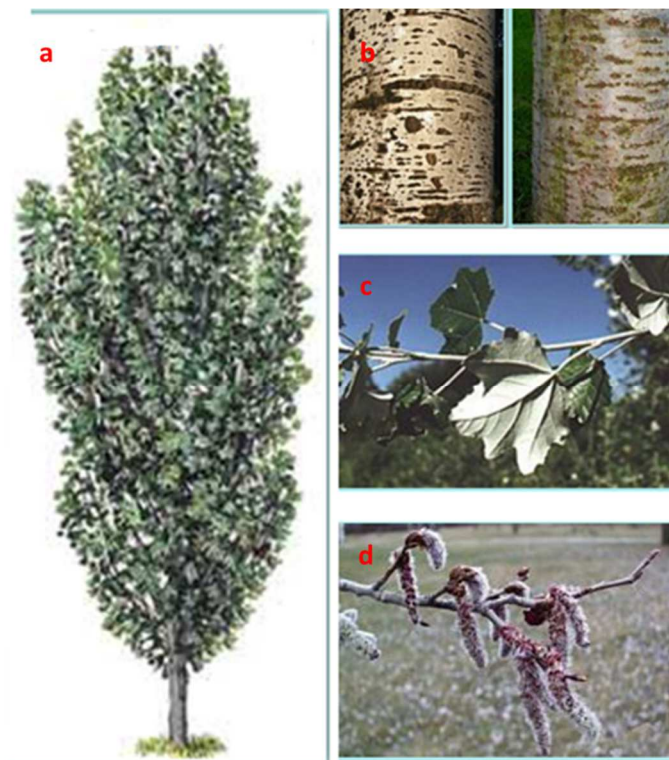
Embranchement	Spermaphytes
Division	Phanerogameae
Sous Division	Angiospermae
Classe	Dicotyledonae
Ordre	Salicales
Famille	Salicaceae
Genre	<i>Populus</i>
Espèce	<i>Populus alba</i> L.

### I.1.2.2. Description botanique et cycle biologique de *Populus alba*

*Populus alba* est une espèce, dioïque, à croissance rapide, pouvant atteindre des hauteurs de 20 à 30 m avec un diamètre d'environ 1 m à 1,20 m au bout de 15 ans (Klimov et Proshkin, 2018). Il ne dépasse guère l'altitude de 2000 mètres (Sbay et Taroq, 2003).

Les racines sont superficielles, profondes et longues pour atteindre la profondeur de la nappe d'eau. L'écorce est lisse et grise blanchâtre, puis plus foncée en vieillissant (Durand, 2009). Les rameaux de *Populus alba* sont recouverts d'un duvet blanc et cotonneux (Figure 4). En vieillissant, ils deviennent gris et noueux. Les feuilles sont caduques, cotonneux au revers, vertes foncées sur la face supérieure. Elles sont plus ou moins dentelées et les bords sont ronds. Elles possèdent 3 à 5 lobes et mesurent de 6 à 12 cm de long (Stanton, 2009). Les bourgeons sont de petits ovoïdes, de 4 à 6 mm, peu visqueux, de couleur verdâtre (Dehane, 1997). La floraison des arbres femelles débute entre mars et avril avant l'apparition des feuilles

(Labioud et *al.*, 2007). Les fleurs unisexuées sont de couleur pourpre à jaune et sont réunies en chatons mâles ou femelles. Les fleurs sont supportées par des périanthes et sont protégées par des bractées dentées et ciliées. Chaque fleur mâle comprend 8 étamines de couleur rougeâtre et chaque fleur femelle possède un ovaire uniloculaire, à 2 carpelles, surmontés de 4 stigmates, de couleur jaune, disposés en forme de croix. Les chatons tombent sur le sol une fois le pollen dispersé (Gurboy et *al.*, 2017). La pollinisation est dite anémogame. Les fruits obtenus après fécondation sont en forme de capsules, ovoïdes, à deux valves, de 3 à 4 cm, verts puis jaunes bruns, à maturité au mois de juin, contenant de petites graines qui portent des poils cotonneux, propices à la dissémination anémochore (Gurboy et *al.*, 2017).



a : arbre de *Populus alba* L. , b : écorce, c : feuilles , d : fleurs

**Figure 4 :** *Populus alba* L. (Malleotus, 2016)

### I.1.3. Peuplier noir

L'aire de distribution du peuplier noir s'étend de l'Europe de l'Ouest à l'extrémité Ouest de la Chine en passant par une étroite frange Nord-Africaine. L'aire du peuplier noir est limitée au nord par le 60<sup>ème</sup> parallèle. La section Aigeiros est composée de la sous-section américaine qui comporte *Populus fremontii* et *Populus deltoïdes*. La sous-section eurasiatique et Afrique du Nord est composée principalement de *Populus nigra* L. (Augustin, 1991). Selon Bouakkaz (2017), en Algérie, le peuplier noir colonise surtout les plaines alluviales et les dépressions (Letreuch-Belarouci, 1991). Le peuplier noir est un arbre à feuilles caduques,



à croissance rapide pouvant atteindre 30 m de hauteur et 1 m de diamètre (Carbiener et Trémolières, 2003), dioïque, longévive, à pollinisation anémophile, exigeant en eau et en lumière (Rathmacher et al., 2010). Les formes de variétés retrouvées en Algérie sont : *Populus nigra* CV « italica » ; *Populus nigra* L. var. *thevestina* Dode ; *Populus nigra* L, représenté par une seule variété et une sous espèce, *Populus nigra* L. ssp *neapolitana* (Maire, 1961) (Figure 5).



a : arbre de *Populus nigra* L. , b : écorce, c : fleurs, d : fruits , e : feuilles

**Figure 5** : *Populus nigra* L. (Malleotus, 2016)

### I.1.3.1. Taxonomie

La classification de *Populus nigra* L. est comme suit (Augustin, 1991) :

Embranchement	Spermaphytes
Division	Phanerogameae
Sous Division	Angiospermae
Classe	Dicotyledonae
Ordre	Salicales
Famille	Salicaceae
Genre	<i>Populus</i>
Espèce	<i>Populus nigra</i> L.

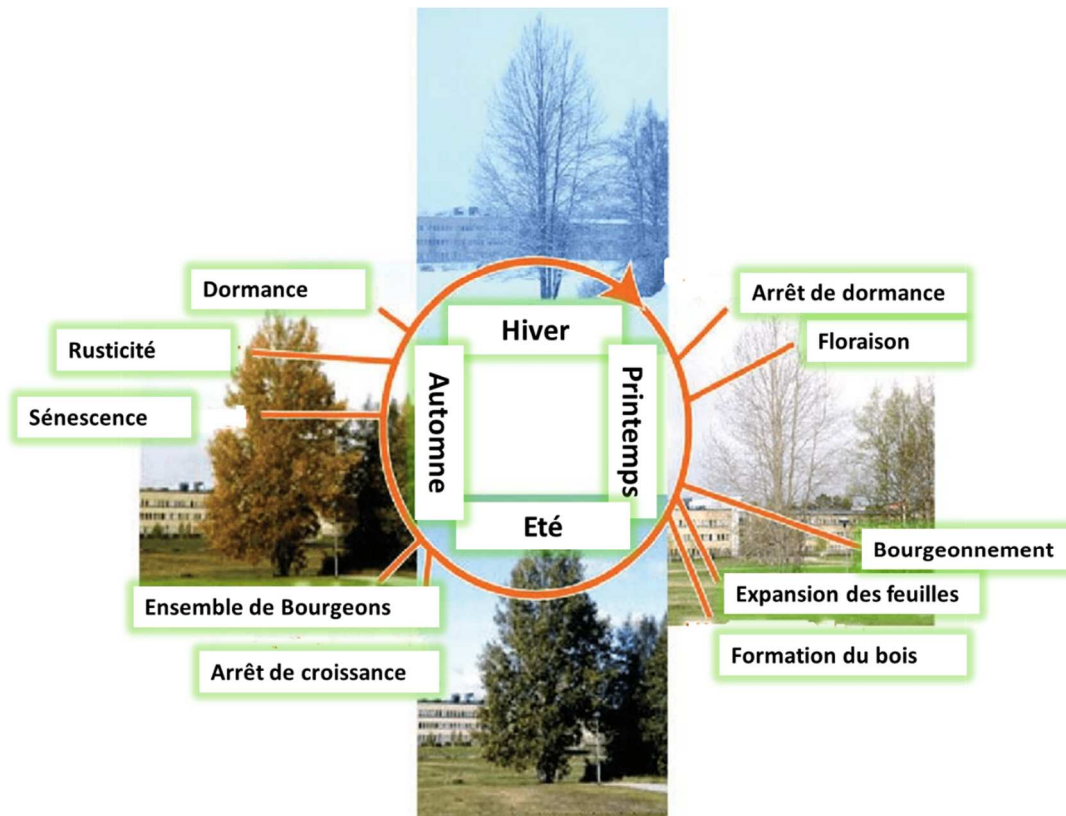


### **I.1.3.2. Description botanique et cycle de régénération du peuplier noir**

Le système racinaire du peuplier noir est un facteur déterminant dans la protection et le maintien des berges vis-à-vis de l'érosion (Rodrigues et *al.*, 2007; Mangeot-Peter, 2020). Le tronc est élancé et comporte des branches dressées dont la base est garnie de drageons. Les feuilles sont de forme triangulaire à losangique denticulées, et de couleur verte sur les deux faces. Les rameaux sont de couleur verte à rougeâtre ; les rameaux longs sont anguleux, tandis que ceux qui sont courts sont ronds. Les bourgeons sont fusiformes, glabres et visqueux ; l'écorce est coriace, noirâtre et fissurée axialement, elle est claire et lisse pour les jeunes individus mais épaisse et rugueuse pour les individus âgés (Foussadier, 2003; Dov Corenblit, 2020).

La production des fleurs mâles et femelles a lieu de mars à avril. Les fleurs mâles et femelles sont disposées en chatons cylindriques, accompagnées chacune d'une écaille caduque et dentée au sommet. Quatre stigmates surmontent l'ovaire supérieur de la fleur femelle (Richter et Dallwitz, 2000).

Le principal mode de reproduction du peuplier noir est sexué et présente également un mode de multiplication végétatif par l'intermédiaire de bouturage de rameaux et/ou par drageonnage de racines (clonage naturel). Le pollen est produit en grande quantité puis transporté par le vent jusqu'aux fleurs femelles (Rathmacher et *al.*, 2010). L'ovule est fécondé en 24 heures. Le processus de maturation des graines duveteuses s'étale sur 4 à 6 semaines après fécondation qui dépend d'une multitude de facteurs climatiques, géomorphologiques, hydrologiques et écologiques (densité de peupliers, hauteur et volume des arbres) (Hortobágyi, 2018). Les grappes qui en résultent contiennent chacune 20 à 50 fruits. Les fruits, capsules ovoïdes à deux valves, libèrent les graines entourées d'un coton hydrophobe de fin avril à mi-juillet (Bournine, 2017). Ces graines sont ensuite transportées par le vent, puis secondairement par l'eau grâce au coton hydrophobe. Le succès de la germination, intervenant durant la période de mai à juillet, est lié à l'existence de sites favorables constitués de sédiments frais (Wintenberger et *al.*, 2017), et la survie des jeunes semis, après germination, est étroitement dépendante de l'adéquation entre croissance racinaire et fluctuation du niveau de la nappe (Stella et *al.*, 2010). Les individus atteignent leur maturité sexuelle après quelques années (5 - 6 ans) et le cycle de régénération naturel se reproduit (Villar et Forestier, 2017) (Figure 6).



**Figure 6 :** Le cycle annuel d'un *Populus sp* (Thitithanakul, 2012)

## I.2. Les pucerons

Les registres fossiles suggèrent également que la diversification des phytophages est concomitante à la radiation des angiospermes au début de l'ère tertiaire (Carletto et *al.*, 2009; Knapp et *al.*, 2020). Cette hypothèse de spéciation écologique (ou adaptative) liée à la sélection divergente exercée par des plantes hôtes différentes a été émise il y a bien longtemps pour expliquer la formation de nouvelles espèces chez les insectes phytophages (Lobato-Vila et *al.*, 2019).

### I.2.1. Origine et habitat

Les pucerons appartiennent à la Super-famille des Aphidoidea (Hemiptera) qui comprend près de 4700 espèces réparties en dix familles dont la famille des Aphididae et 600 genres taxonomiques (Blackman et Eastop, 2006; Favret, 2016). La Super-famille des Aphidoidea, constitue un groupe d'insectes phytophages, apparue il y a 280 millions d'années (Dixon, 2012), et s'est diversifiée au Crétacé (80 à 150 millions d'années) (Peccoud et *al.*, 2010). La majorité de la diversité actuelle, au nombre de 2000, se retrouve dans la famille des Aphididae depuis le Miocène (environ 5-26 Ma, et est répartie principalement dans le Paléarctique avec environ 80% des espèces (Angleterre, Pays-Bas, Suisse, Allemagne,

Norvège, Pologne, Tchécoslovaquie, Hongrie, Italie, Bulgarie, Roumanie, Écosse, Suède, d'Autriche, Russie, Ukraine, Inde, Viêt-Nam, Chine, Mongolie, Turquie, Iran, Afrique du Nord, etc...) et le Néarctique (États-Unis et Canada) ) (Piffareti, 2012). Les études biogéographiques existantes ne permettent pas encore de formuler des scénarios pour l'évolution de la distribution des pucerons (Kim et al., 2011). On recense dans le monde 120 espèces de pucerons réparties dans 24 genres associées aux peupliers (Blackman et Eastop, 2007). Les espèces du genre *Chaitophorus* sur *Populus* recensées en Algérie sont *Chaitophorus leucomelas*, *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* (Blackman et Eastop, 2007).

Les pucerons se développent sur des plantes sauvages, cultivées, ornementales, fruitières et forestières et colonisent une grande diversité de niches écologiques (Pointeau, 2011) en utilisant des repères visuels, olfactifs, gustatif et tactiles ainsi que leurs antennes pour percevoir des substances chimiques volatiles émises par les plantes (Pettersson et al., 2007).

### **I.2.2. Taxonomie**

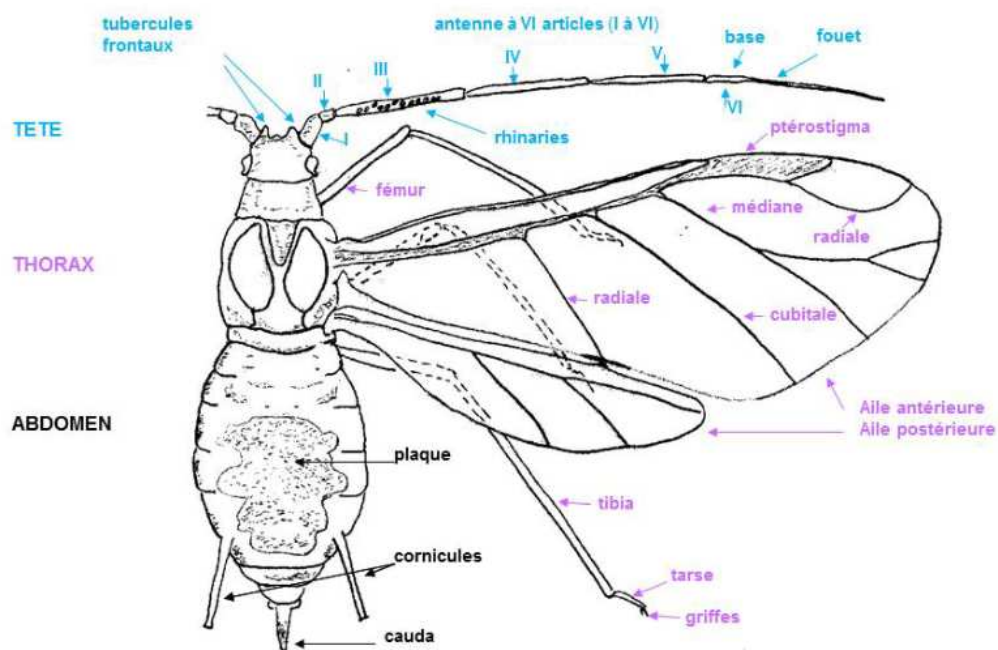
D'après la classification de Turpeau et al., (2016), la famille des Aphididae est subdivisée en 25 sous familles dont celle des Chaitophorinae qui comprend la tribu des Athéroidini et la tribu des Chaitophorini. Les espèces *Chaitophorus leucomelas* (Koch, 1854), *Chaitophorus populialbae* (Boyer de Fonscolombe, 1841) et *Chaitophorus populeti* (Panzer, 1801) appartiennent à la famille des Aphididae, la sous famille des Chaitophorinae, la tribu des Chaitophorini et le genre *Chaitophorus*.

### **I.2.3. Description générale et éthologie**

Les pucerons sont caractérisés par leur squelette externe de nature essentiellement protéique et chitineux et des appendices articulés. Le corps est une suite de segments divisés en tagmes la tête, le thorax et l'abdomen. La tête est une capsule homogène spécialisée dans la fonction sensorielle et trophique avec une paire d'antennes, qui leur permet d'explorer leur environnement de manière tactile et olfactive, de yeux composés et des pièces buccales, de type piqueur-suceur, constituant le rostre qui porte les stylets pour se nourrir du phloème de la plante hôte. Le thorax, comprend trois segments, le prothorax, le mésothorax et le métathorax, et porte les organes de locomotion : 3 paires de pattes composées de plusieurs segments (coxa, fémur, tibia, tarse) et deux paires d'ailes. La première paire, dite ailes antérieures, se situe sur le mésothorax tandis que la deuxième, dites ailes postérieures, se trouve sur le métathorax. Ces trois segments sont entourés de sclérites formant l'exosquelette de chaque segment : notum (ou scutum), sur la face dorsale, pleuron, sur les côtés, sternum, sur la face

ventrale. L'abdomen comprend originellement une douzaine de segments. Par suite de fusions ou de télescopages, il en comporte souvent 10 à 11 segments. Il comprend des organes comme l'appareil digestif, le système respiratoire, le système excréteur et les organes reproducteurs. A la jonction des segments V et VI, émerge une paire de cornicules sur la face dorsale qui permet d'excréter des défenses et des phéromones d'alerte; la face dorsale de l'abdomen peut également porter des plaques pigmentaires et des opercules. Chez le mâle, c'est toujours le 9<sup>ème</sup> segment qui porte les organes copulateurs; chez la femelle, la position de l'ouverture génitale se trouve le plus souvent sur le 9<sup>ème</sup> segment (Pintera, 1987).

A l'extrémité de l'abdomen, le segment X forme la queue ou cauda de diverses formes dont le rôle est d'empêcher les excréments collants de pénétrer dans le corps; en dessous du segment X se trouve la plaque anale, d'où est excrété le miellat. Ces segments possèdent une série de petits trous, appelés stigmates, qui permettent à l'insecte de respirer. Les deux principaux types sont les tergites membraneux sous les ailes, sur la face dorsale, et les sternites plus larges sous l'abdomen, sur la face ventrale (Wang et al., 2015). Toutefois, les insectes possèdent des caractères morphologiques propres sur la base desquels une classification sous forme d'une trentaine d'ordres est établie sur l'ensemble de la planète (Béji et al., 2015). L'identification et l'évaluation de la diversité des espèces à différents stades de développement sont aujourd'hui soutenues par l'approche codage à l'ADN basé sur un fragment d'ADN mitochondrial (Chen et al., 2016) (Figure 7).



**Figure 7 :** Morphologie d'un puceron ailé (INRA, 2018)

Le genre *Chaitophorus* est piqueur-suceur de sève, à corps mou, de très petite taille et d'aspect très varié au sein d'une même espèce ou selon l'espèce en réponse à leur environnement biologique et abiotique (taille, forme, couleur de leurs corps et appendices, cycle de vie complexe, polymorphisme varié, plasticité phénotypique, etc.) (Footitt et al., 2009). Les mâles pucerons sont minces et caractérisés par de nombreuses rhinaria sur les segments antennaires III et IV, une cauda plus courte, une sclérotisation visible sur l'abdomen et des structures génitales sclérotisées. Les mâles, ailés ou sans ailes, sont également moins nombreux et plus petits que les femelles (Vollrath, 1998).

### **I.2.3.1. *Chaitophorus populialbae***

Cette espèce vit en petites colonies généralement sur la face inférieure des feuilles de *Populus*. La femelle vivipare aptère ou virginogène (Figure 8), répandue en été, possède un corps court, ovale, de 0,96 à 2,34 mm, blanc verdâtre ou jaunâtre, souvent transparent, parfois avec de petits points verts ; le rostre apical est triangulaire, aigu, mesure 0,09 à 0,14 mm de long ; les tergites des segments sont constitués de cellules transversales sur le corps, et des nodules sur la tête; les tergites abdominaux 11-VI sont fondus; la face dorsale avec poils rigides, et de longueurs et de formes variées dans chaque espèce, avec apex principalement émoussé ou bifurqué, parfois à pointe courte ; la colonne vertébrale avec poils jusqu'à 0,14 mm de long; des tarsi noirâtres avec poils se trouvent aux extrémités apicales des pattes; les cornicules sont coniques ou tronquées, pâles, avec des cellules hexagonales distinctes. La cauda est relativement petite, cossée, mesurant 0,07 à 0,2 mm de long sous forme de bouton dont le diamètre est de 0,04 à 0,07 mm avec 7 à 14 poils (Pintera, 1987).

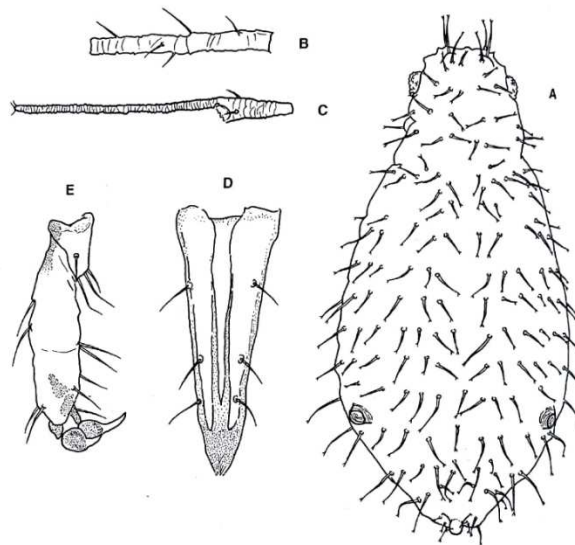
La femelle vivipare ailée ou fondatrigène a un corps de 1,0 à 2,5 mm de long ; la tête et le thorax sont brunâtres noirs; l'abdomen est vert blanchâtre ou jaune avec des bandes sombres; des ailes antérieures bruns foncés faiblement bordées ; la face dorsale est mince et fine sur des tergites sur 0,15 mm de long ; les tergites abdominaux 3 à 7 sont verts blanchâtres ou jaunes, avec des bandes scléreuses transversales brunes et larges, de longueurs et de formes variées; les cornicules sont plus sombres que le corps. La fondatrice possède un corps de 1,5 à 2,68 mm de long. Les caractères morphologiques sont identiques à ceux des morphes aptères mais le corps est plus large et les antennes plus courtes (Pintera, 1987).

La femelle ovipare ou femelle sexuée a un corps ovale, de 1,65 à 2,6 mm de long. La face dorsale et la colonne vertébrale sont poilues bien raides ; les tergites s'étendent sur 0,14 mm de long ; les tibia postérieurs pourvus de 24 à 102 pseudosensorias sur toute leur longueur ;

les tergites des segments sont pâles ; la cauda est en forme de langue très resserrée (Pintera, 1987).

Le mâle ailé possède un corps mince de 1,3 à 1,9 mm de long. La tête et le thorax sont brunâtres noirs; les pattes sont d'un brun clair; les tergites, avec des bandes épinières, sont sombres et courtes ; les sclérites sont marginaux sur segments VII-VIII et sont soudés aux spinaux en bandes segmentaires; les cornicules et la cauda sont d'un brun clair; l'appareil génital est large et de couleur brunâtre noire (Pintera, 1987).

Le mâle aptère est pourvu d'un corps de 0,15 à 1,7 mm de long. La face dorsale du corps est brunâtre foncée; sclérosée, avec des interstices très claires entre le thorax et l'abdomen; les pattes sont d'un brun clair; le tibia postérieur non enflé avec 9 à 25 pseudosensorias très peu développées; les sclérites sont presque soudés ; les cornicules sont de couleur marron clair entourées d'une étroite zone très claire. La cauda est pâle; l'appareil génital est développé et de couleur marron (Blackman et Eastop, 2007).



A : femelle vivipare aptère, B : article antenaire III, C : article antenaire VI, D : article apicale du rostre, E : tarse.

**Figure 8 :** *Chaitophorus populialbae* (Stroyan, 1977)

### **I.2.3.2. *Chaitophorus populeti***

L'espèce *Chaitophorus populeti* vit sur peupliers blanc et noir (*Populus alba* et *Populus nigra*) aux extrémités des pousses, sur les pétioles et sur les faces inférieures des feuilles terminales de *Populus*. Il existe différentes couleurs de nymphes dont les plus courantes sont le vert et le brun rougeâtre (Dransfield et Brightwell, 2015).

La femelle vivipare aptère est ovale, vert foncé à noir, parfois jaune or, poilue, avec taches claires sur l'abdomen, de 1,5 à 2,9 mm de long, et des antennes très courtes; le rostre apical est allongé et en forme de bec, de 0,16 à 0,20 mm de long ; les pattes sont brunâtres; les tarsi postérieurs mesurent 0,05 à 0,06 mm de long, avec 6 à 7 poils pour la première patte; la deuxième patte, de 0,12 à 0,17 mm de long est recouverte de soies; les cornicules sont tronquées et mesurent 0,08 à 0,10 mm de long, pigmentées comme le dos; la cauda avec ou sans constriction distincte est en forme de langue, de 0,09 à 0,12 mm de long; le diamètre du bouton terminal est de 0,06 à 0,08 mm (Blackman et Eastop, 2007).

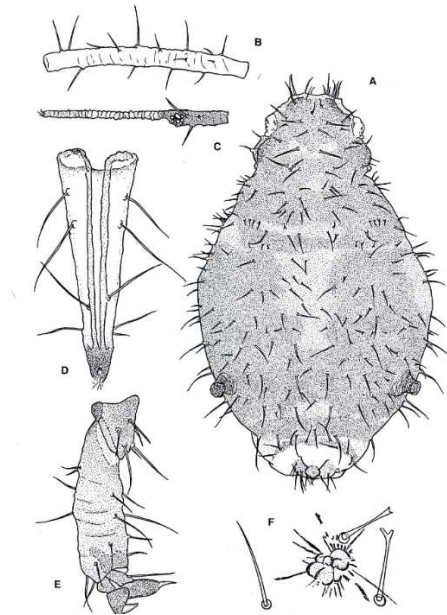
La femelle vivipare ailée présente un corps, de 1,70 à 2,53 mm de long, vert foncé à noir avec des tergites et sclérites transversaux bruns et larges parfois étroits ; la face dorsale est poilue; les tergites de la colonne vertébrale mesurent jusqu'à 0,14 mm de long ; les ailes antérieures brunes sont bordées de pterostigma ; les cornicules sont brunes, de 0,09 à 0,14 mm de long, liées aux sclérites marginaux du segment VI; le tibia postérieur est recouvert, au plus de 26 de pseudosensorias (Figure 9).

La fondatrice a un corps de 2,63 à 3,18 mm de long; les caractères morphologiques sont identiques à ceux des aptères vivipares femelles, mais le corps est plus large; la colonne vertébrale est poilue et les tergites abdominaux 11-VI mesurent jusqu'à 0,06 mm de long (Pintera, 1987).

La femelle ovipare ou femelle sexuée possède un corps ovale, de 1,61 à 3,21 mm de long; la tête, le prothorax, les sclérites marginales sur le mésothorax sont d'un brun foncé; des taches existent au milieu du mésothorax et sur les côtés du métathorax. Les tergites VI et 11 et la barre transversale sur tergite abdominal VIII sont recouverts de poils aigus allant jusqu'à 0,24 mm de long (Pintera, 1987).

Le mâle ailé possède un corps sombre de 1,74 à 2,29 mm de long ; sur l'abdomen existent de petites sclérites dorsales et de bandes sclérosées ventrales, disposées en segments. Les tergites 11 –VI mesurent jusqu'à 0,19 mm de long; les tibias postérieurs sont peu développés avec au plus 3 pseudosensorias. Le mâle ailé ou sans aile est grand, foncé, arrondi avec de nombreuses soies dures et épaisses sur toute la surface (Pintera, 1987).

Le mâle aptère a un corps allongé ou ovale ; le tergum entier est brun foncé; la face dorsale est épineuse, pointue ou émoussée sur les tergites 11-VI mesurant jusqu'à 0,21 mm de long (Pintera, 1987).



A : femelle vivipare aptère, B : article antennaire III, C : article antennaire VI, D : article apicale du rostre, E : tarse, F : détail dorsal de l'abdomen.

**Figure 9 :** *Chaitophorus populeti* (Stroyan, 1977)

### **1.2.3.3. *Chaitophorus leucomelas***

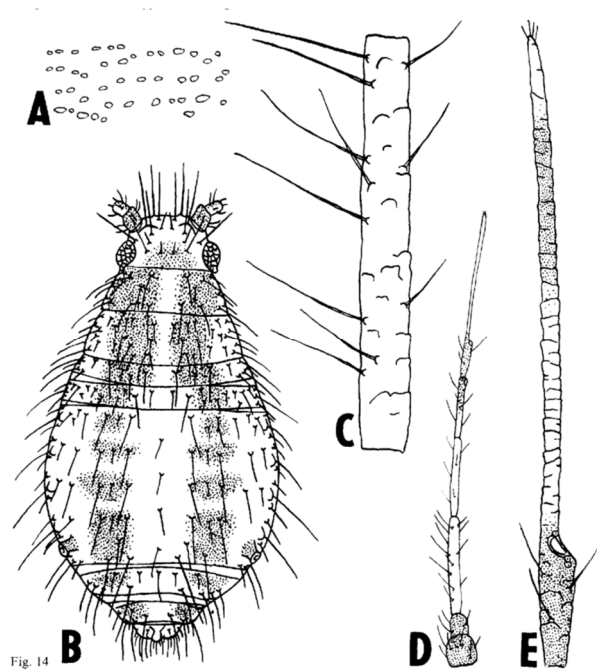
*Chaitophorus leucomelas* est largement distribué en Europe, en Afrique du Nord et du Sud, en Asie et en Amérique du Sud. La plante hôte de *Chaitophorus leucomelas* est principalement le peuplier noir (Blackman et Eastop, 2007). La femelle vivipare aptère (Figure 10) possède un corps allongé, ovale, de 1,32 à 2,36 mm de long, jaune ou vert jaunâtre, avec une tache noire ou vert foncé en zone spinopleurale, disposée en deux bandes longitudinales ; les sclérites sont parfois présentes sur certains segments postérieurs ; la pigmentation est réduite ou évanescente; des nodules ovales émoussés sont toujours présents sur la tête ; les tergites abdominaux 11-VI sont fusionnés; les tergites I et VII sont libres. Le rostre, de 0,10-0,13 mm de long et les antennes possèdent toujours au moins 6 poils pointus. La face dorsale est généralement pointue ou émoussée ; des poils plus longs existent sur les tergites 11-VI jusqu'à 0,22 mm de long; les pattes sont pâles et les tarses sont brunâtres ; les tarses postérieurs de la première patte ont 0,043 à 0,057 mm de long, avec 7 poils; la deuxième patte, de 0,10 à 0,15 mm de long est recouverte de soies; le siphunculi (paire de tubes abdominaux) est cylindrique ou légèrement effilé, de 0,05 à 0,10 mm de long ; La cauda ou queue est arrondie et très pâle, de 0,07 à 0,14 mm long, sous forme de bouton de diamètre 0,05 à 0,07 mm avec 7 à 10 poils (Pintera, 1987).

La femelle vivipare ailée ou fondatrigrène a un corps de 1,5 à 2,6 mm de long; la tête et le thorax sont bruns; l'abdomen est de couleur vert jaunâtre avec des bandes pigmentaires transversales



et des sclérites transversales brun foncé; les sclérites marginales sont séparées, sur les segments VII-VIII, fusionnant ensemble en bandes segmentaires. La face dorsale est pourvue de poils fins pointus (Pintera, 1987).

La fondatrice ou femelle aptère possède un corps de 2 à 2,8 mm de long, vert foncé ou vert jaunâtre, sans pigmentation. Les soies dorsales sont épaisses et courtes. La femelle ovipare (femelle sexuée) est constituée d'un corps ovale, de 1,8 à 2,8 mm de long, de couleur jaune; le tergum ou tergite est pâle et sclérotisé; les sclérites entourent les trois parties de l'abdomen (prothorax, mésothorax et le métathorax), parfois, il y a des sclérites marginales sur segment VI de l'abdomen avec pigmentation. Le mâle sexué dispose d'un corps élancé, de 1,5 à 2,2 mm de long. La tête et le thorax sont marrons sombres; les sclérites vertébrales sont ovales et foncées et les sclérites marginales sont soudés sur les segments VII et VIII; le siphunculi et la cauda sont bruns (Pintera, 1987).



A : dorsal microstructure, B : femelle vivipare aptère, C : article antennaire III, D : antenne d'une femelle vivipare aptère, E : article antennaire VI.

**Figure 10 :** *Chaitophorus leucomelas* (Stroyan, 1977)

## **I.2.4. Biologie générale et écologie**

### **I.2.4.1. Régime alimentaire et mode d'alimentation**

Dans leur très grande majorité, les pucerons s'alimentent de sève élaborée, prélevée dans le phloème de leur hôte, grâce à leurs deux paires de stylets très effilés et souples (Wieczorek, 2010). L'alimentation peut avoir lieu, grâce à la salive injectée qui inhibe les mécanismes de défense de la plante (Powell *et al.*, 2006).

Les facteurs abiotiques notamment la qualité de la plante hôte (teneurs en azote et acides aminés) et la température sont essentielles dans les performances des pucerons en termes de croissance, de fécondité, de survie des larves et de pérennisation de leur cycle évolutif (Gould *et al.*, 2007).

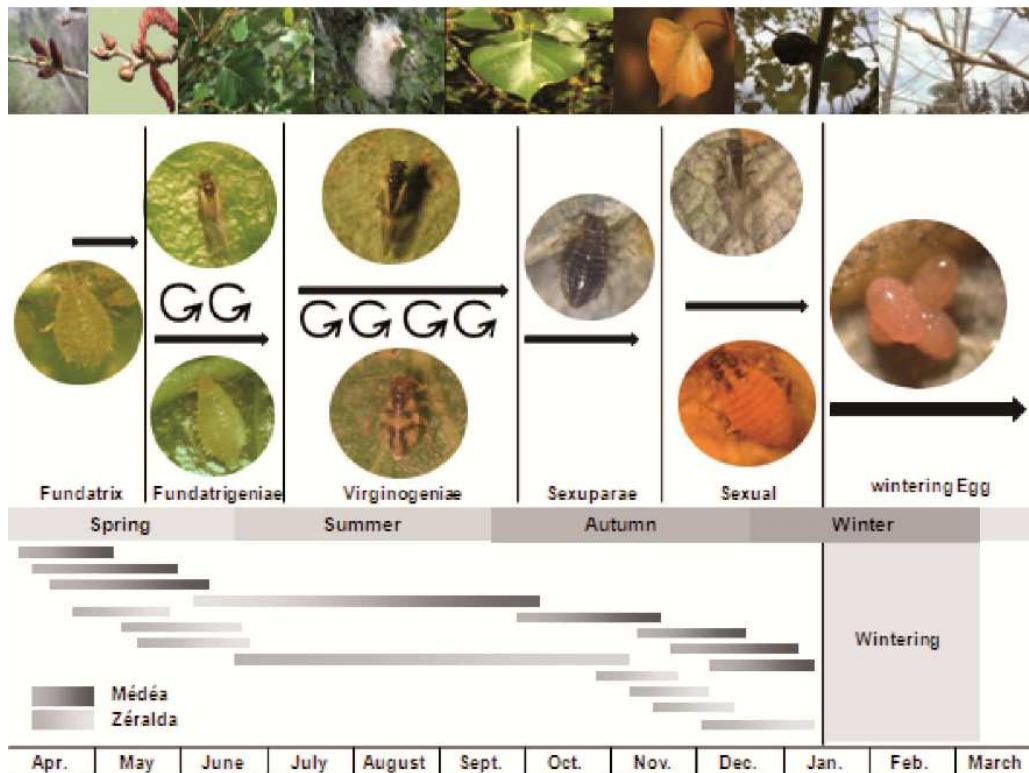
Leur activité est régulée par la température ; elle détermine la durée de vie totale, la durée de vie reproductive et la fécondité des femelles (Collier et Finch, 2007). En effet, à 20 °C, 8 jours sont nécessaires aux larves pour atteindre le stade adulte. Les températures automnales douces favorisent la production de formes sexuées, et les températures élevées, à partir de 30°C, peuvent conduire à la mort des pucerons. Les vols quant à eux ne démarrent qu'à partir de 12 °C. En-dessous de 3 °C, les pucerons ne sont plus actifs mais peuvent survivre si la température ne descend pas en-dessous de -5 à -12 °C. La formation d'œufs résiste à une température hivernale de moins de 30 °C (Williams et Dixon, 2007).

### **I.2.4.2. Cycle évolutif**

Le cycle évolutif présente une génération d'insectes sexués (mâles et femelles) qui alternent avec une ou plusieurs générations à reproduction parthénogénétique vivipares constituées uniquement de femelles (Moran, 1992). Cette forme de polyphénisme de reproduction est sous la dépendance de divers facteurs comme l'effet de groupe, l'état physiologique de la plante, la température ou les caractéristiques génétiques de la lignée parthénogénétique (ou clone) pour permettre aux pucerons de survivre aux conditions environnementales difficiles pendant la période hivernale (Simon *et al.*, 2007). La majorité des espèces de pucerons est holocyclique monoecique (Piffareti, 2012) c'est-à-dire qu'elle accomplit la totalité de leur cycle biologique sur le même hôte, qualifié de primaire (Williams et Dixon, 2007) contre environ 10% des espèces hétéroéciques ou dioéciques qui alternent obligatoirement entre deux plantes hôtes dont une herbacée, qualifiée de secondaire, généralement sans lien taxonomique, sur laquelle la reproduction est uniquement parthénogénétique

(Van Emden et Harrington, 2007). L'hôte ligneux est généralement qualifié de primaire, car il accueille la reproduction sexuée et l'hivernation (Williams et Dixon, 2007).

Chez la famille des Aphididae, le cycle commence en automne, après la fécondation sur la plante portant la femelle ovipare. Pour les espèces monoeciques, le cycle évolutif comprend quatre stades larvaires et un stade adulte, séparés par des mues (Sullivan, 2005). Les quatre stades larvaires se distinguent essentiellement par la taille et le développement des appendices, le nombre d'articles antennaires, la forme et la taille des cornicules et de la cauda (Turpeau *et al.*, 2013). Les larves du 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> stade qui donnent des adultes sont appelées nymphes ou larves à ptérothèques (Le Trionnaire *et al.*, 2008). Le développement larvaire dure 5 à 8 jours chez certaines espèces de pucerons (Goggin, 2007). Les mâles et les femelles se reproduisent par fécondation durant l'automne. Les femelles fécondées (ovipares) pondent des œufs, début hiver, qui résistent au froid et entrent en diapause au cours de l'hiver. L'œuf contient un embryon portant une copie du matériel génétique de chacun des parents. Le développement de l'embryon se fait uniquement par succession de mitoses (Figure 11).



**Figure 11** : Cycle de vie de *Chaitophorus leucomelas* (Djazouli *et al.*, 2014)

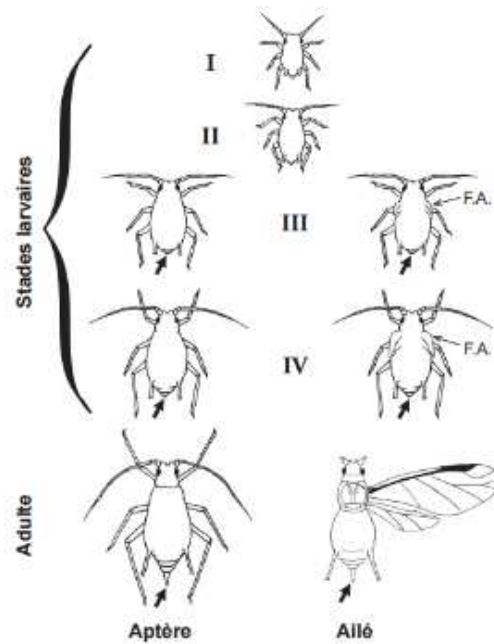
Au début du printemps, les œufs éclosent, en même temps que le débourrage des bourgeons de la plante hôte et, donnent naissance à des femelles fondatrices presque toujours aptères se reproduisant par parthénogénèse. La parthénogénèse conduit à la production d'individus génétiquement identiques à la mère (Hales *et al.*, 2002).

Tous les embryons, présentent des ébauches d'ailes au premier stade larvaire, qui se développent en adultes ailés ou aptères (Tsuji, *et Kawada*, 1987). Ces ébauches d'ailes dégénèrent au cours du second stade larvaire chez les formes non-ailées (Ishikawa, *et al.*, 2008). Au cours du printemps et de l'été, les fondatrices produisent des générations de femelles parthénogénétiques ou fondatrigènes ou femelles virginipares aptères et ailées en donnant naissance à de jeunes larves sur la même plante que celle sur laquelle les fondatrices ont évolué (Zintzaras *et al.*, 1999).

Une seule femelle vivipare peut produire une centaine de larves au cours de sa vie. Les larves ne mettent qu'une ou deux semaines pour évoluer en adultes selon les conditions climatiques, la croissance des végétaux et de la concentration en azote de la sève élaborée (Douglas et Van Emden, 2007). La phase asexuée peut donner jusqu'à 20 générations si les conditions climatiques sont favorables (Simon *et al.*, 2010).

Les fondatrigènes ailées apparaissent dans les populations lorsque la densité devient forte, la qualité de la plante hôte diminue ou des ennemis naturels sont présents (Williams et Dixon, 2007). Elles peuvent donc coloniser, au cours de vols de dissémination, d'autres plantes de la même espèce ou d'espèces apparentées sur lesquelles elles donnent naissance à des générations de femelles parthénogénétiques, alternativement aptères ou ailées, appelées virginogènes (Williams et Dixon, 2007).

A l'automne, apparaissent les générations de femelles parthénogénétiques appelées les sexupares. Les sexupares donnent naissance aux sexués mâles ailés (sexupares andropares) et femelles ovipares aptères (sexupares gynopares) qui vont se rencontrer et s'accoupler. Ce sont les femelles qui attirent les mâles par la production d'une phéromone sexuelle (Bonnemain, 2010). Les femelles fécondées vont pondre des œufs et le cycle de vie recommence des pucerons (Artacho *et al.*, 2011) (Figure 12).



**Figure 12** : Stades de développement d'un puceron (Godin et Boivin, 2002)

#### I.2.4.3. Interactions arbres-pucerons

Il y a des interactions mutualistes entre les pucerons et la plante ou l'arbre. En effet, dans les écosystèmes forestiers naturels, la production du miellat (sucres-trisaccharides) par les pucerons, fournit une source de carbone pour les bactéries fixatrices d'azote libre dans le sol permettant ainsi l'accroissement de la fertilité du sol pour l'arbre (Whitaker *et al.*, 2014). En plus d'être des proies pour des coccinelles, les pucerons ont établi des relations, au cours de l'évolution, comme l'association parasitique pucerons- parasitoïdes et le commensalisme pucerons-fourmis (Brodeur *et al.*, 2017).

Le parasitisme est lié à leur mode de vie et à leur durée de développement (Hance *et al.*, 2007) mais aussi à l'existence d'interactions entre des hyper parasitoïdes et des parasitoïdes (Erickson *et al.*, 2012). Les hyperparasitoïdes peuvent être spécifiques à une espèce de puceron ou même sélectifs à un habitat (Brodeur *et al.*, 2017).

Les méthodes actuelles d'estimation de l'impact immédiat des parasitoïdes de pucerons sur les populations hôtes ne font pas consensus dans la communauté scientifique (Gariépy et Messing 2012; Leblanc et Brodeur, 2018).

### I.2.5. Dégâts sur peupliers

Outre, les facteurs en cause la sécheresse et les incendies, les maladies virales (mosaïque du peuplier), les maladies cryptogamiques telle l'armillaire (Basidiomycètes), le chancre dothichizéen, les polypores ou pourritures blanches, (chancres des peupliers noirs), les peupliers subissent des dommages des bioagresseurs tels que les insectes ravageurs dont les plus courants sont feuilles de *Populus alba* à Tlemcen, des Coléoptères (*Dorytomus tremulae*, Altises), Lépidoptères (*Enargia ypsilon*, *Gypsonoma minutana*, et *Dicranula vinula* L.), Homoptères (*Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus populiabae*), coléoptères xylophages adultes (*Eurythyrea micans*, *Poecilonota variolosa* et *Agrilus ater*, et de *Stromatium fulvum*) (Nafria et Durante, 1998) et la Tenthrede chevelue du peuplier ou *Trichiocampus viminalis* (Labioid et al., 2007).

Les dégâts des insectes phytophages sont liés principalement à leur mode de nutrition (Pointeau, 2011) et les symptômes engendrés sont variables en fonction du comportement d'alimentation, des composés salivaires et du type de plante hôte (Dardeau, 2014).

Le genre *Chaitophorus* attaquent les feuilles, les pétioles et les bourgeons en absorbant des quantités importantes de sève et en injectant en même temps une salive toxique. Les dégâts de pucerons sur les essences forestières se traduisent par une réduction ou des arrêts de croissance ou de la capacité à se reproduire des arbres jeunes ou matures (Collins et al., 2001),

l'apparition de chloroses ou nécroses qui accélèrent la sénescence des feuilles (pertes en chlorophylle) et la chute précoce des feuilles ou des aiguilles (Zvereva et al., 2010).

Des espèces de pucerons occasionnent également des toxicoses qui accélèrent la sénescence et sont parfois à l'origine de fortes défoliations ou de la mort des rameaux ou à des déformations d'organes parfois à l'origine de galles (Quisenberry et Ni, 2007).

Les dégâts liés à la toxicité de la salive injectée, à la transmission de maladies (rouille foliaire) causée par des champignons du genre *Melampsora* et l'excrétion massive de miellat entraînent la formation de galles, le développement de microorganismes notamment des champignons saprophytes (*Alternaria* spp., *Verticillium* spp.) responsables de la prolifération de fumagines grisâtres sur les feuilles. Les fumagines vont contribuer à l'occlusion des stomates, à l'altération de la photosynthèse et des brûlures, ce qui peut conduire à une dégradation de la qualité du bois et des pertes de productivité (Dedryver et al., 2010).

### I.2.6. Moyens de lutte

Les dégâts sur peupliers subsistent malgré la présence de composés secondaires (alcaloïdes, terpénoïdes, glucosinolates et composés phénoliques) qui agissent comme moyens de défense contre les attaques des bioagresseurs (Sauge et *al.*, 2010). Selon Ow et *al.*, (2008), les performances liées à la résistance résulteraient pour un arbre donné d'une interaction entre le génotype de l'arbre et son environnement naturel. Quoi qu'il en soit, selon Pointeau (2011), Il existe peu d'informations sur les mécanismes de résistance des arbres vis-à-vis des pucerons. Depuis des décennies, plusieurs approches sont associées pour mettre en œuvre une lutte intégrée contre les ravageurs (Van Driesche et Bellows, 1996 ; Barriault, 2019), à cause de la pollution de la biosphère par les résidus d'organochlorés, aggravée par des phénomènes de concentration au sein des chaînes alimentaires, de réduction du potentiel biotique, de résistance de ravageurs à une ou plusieurs classes d'insecticides (Barriault, 2019), et des résultats de la lutte chimique pas très encourageants dans le domaine forestier (Mangeot-Peter, 2020). Parmi les approches, il y a le renouveau d'intérêt pour les molécules présentes dans les végétaux, les agents de contrôle des insectes (parasitoïdes, prédateurs, champignons, bactéries et virus) et les itinéraires techniques comme moyens de lutte alternatifs aux produits chimiques contre les maladies et les ravageurs.

Dans le cadre des itinéraires techniques, le choix variétal, la fertilisation et l'irrigation pourraient contribuer au contrôle des populations de bioagresseurs (Tariq et *al.*, 2011). En effet, pour Karley et *al.*, (2002), la résistance de la plante aux pucerons piqueurs suceurs est dépendante de la pression de turgescence qui détermine en partie le flux de sève ainsi que sa valeur nutritionnelle pour l'insecte (composition en acides aminés et en sucres solubles). Pour Huberty et Denno (2004), la réponse de la plante dépend de la durée, de l'intensité, de la fréquence des déficits hydriques ainsi que du stade phénologique. Pour Monclus et *al.*, (2009), le genre *Populus* supporte la contrainte hydrique grâce à sa plasticité physiologique qui lui permet d'exprimer toute une série de réponses moléculaires essentielles.

Mais, pour de nombreux auteurs, il n'y a pas encore de consensus sur les réponses quant à la relation entre le statut hydrique de la plante hôte et les réponses des bioagresseurs (Marquis et Lill, 2010).

Quant à la fertilisation, plusieurs hypothèses sont actuellement discutées pour expliquer l'effet inhibiteur des fortes concentrations en azote sur des bioagresseurs (Sauge et *al.*, 2010)

La production de centaines d'hybrides de peupliers depuis plus de deux siècles (FAO, 2012) n'a pas encore abouti à l'obtention de types de peupliers les plus résistants contre tous les pucerons. Selon Taylor (2002) et Tuskan et *al.*, (2006), Il n'existe pas encore de solutions génétiques pour toutes les espèces végétales, et même à l'intérieur d'une espèce.

Les produits formulés nommés biopesticides, composés d'extraits botaniques et de microorganismes tels que les champignons, les virus, les bactéries entomopathogènes et les nématodes (Kindozandji et *al.*, 2020), ont été utilisés pour lutter contre les ravageurs.

Les baculovirus s'attaquent uniquement à des invertébrés de manière très spécifique (Sood et *al.*, 2019). Les méthodes biotechniques (utilisation des phéromones sexuelles) dépendent des conditions climatiques dont la température, l'humidité et la force du vent jouent un rôle déterminant (Huguenin, 2010).

Les lâchers inoculatifs et inondatifs d'ennemis naturels ont souvent montré des résultats mitigés parce qu'ils ne prennent pas en compte l'ensemble des processus régissant l'évolution des relations entre hôtes et les agents de contrôle (van Lenteren et Colazza, 2006). Les ennemis naturels signalés qui affectent des populations d'insectes ravageurs notamment celles du genre *Chaitophorus* sont *Oenopia doubleri*; *Adalia decimpunctata*; *Coccinella algerica* ou *C. septempunctata*; *Myrrha octodecimpunctata*; *Scymnus interruptus* *Scymnus pallipediformis*; *Scymnus apetzi*; *Platynaspis lutéorubra* Goeze, et *Pullus subvillosus* (Sahraoui, 2018). Cependant, selon Magro et *al.*, (2017), malgré leur richesse et diversité, dans les conditions naturelles, l'efficacité des auxiliaires reste encore négligeable à cause de leur apparition tardive et successive, et de leurs femelles qui ont tendance à répartir leurs œufs entre les nombreuses colonies de proies, (sélection de la zone où la densité de proie est maximale) et de la présence de fourmis qui limitent leur efficacité. Ce type de comportement est propre à tous les prédateurs de pucerons et à tous les consommateurs de ressources limitées dans le temps et dans l'espace (Nufio et Papaj, 2001).

Enfin, selon Dajoz (1998) et Djazouli (2014), des études indiquent qu'il n'existe, pour le moment, aucune méthode de lutte biologique applicable aux chaitophoridae. Pointeau (2011), confirme, qu'en milieu forestier, il n'existe pas actuellement de méthode efficace de suivi et de gestion des populations de l'insecte dans les zones infestées, ni de méthodes de prévision des risques et de prévention des dégâts dans les zones indemnes.

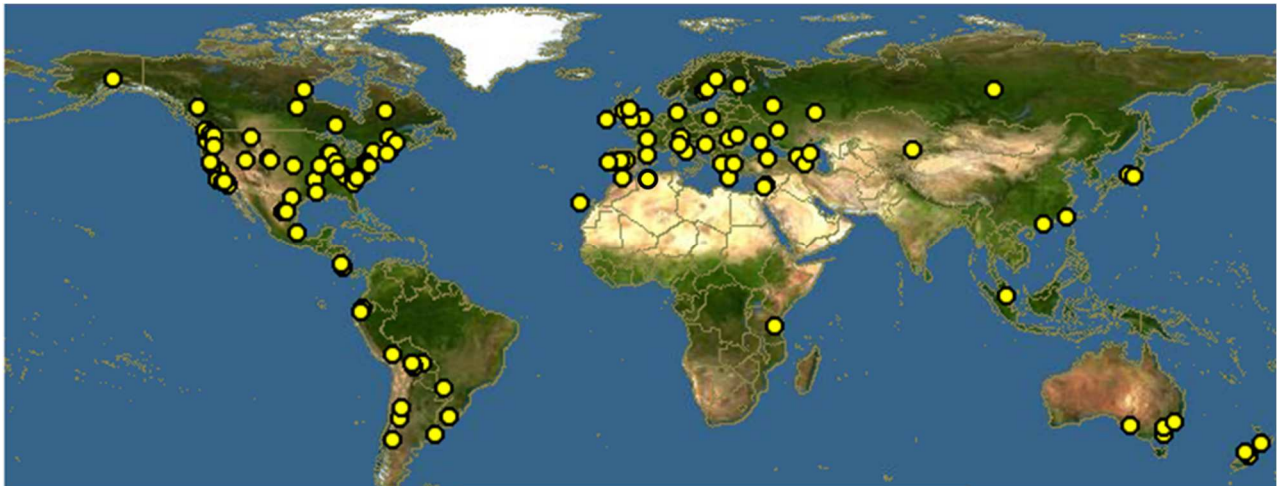


### I.3 Les plantes

#### I.3.1. *Mélissa officinalis* L.

##### I.3.1.1. Origine et habitat

Il existe trois sous-espèces de *Melissa officinalis* : *Melissa officinalis* sub sp. *Officinalis* L. ou *Melissa officinalis* L. ou la mélisse (Ronat, 2001), celle qui fait l'objet de notre travail ; *Melissa officinalis* sub sp. *Altissima* est localisée essentiellement en Turquie, Grèce, Italie, Espagne et Portugal (Van den Berg et al., 1997 ; Shakeel-u- et al., 2017) et *Melissa officinalis* sub sp. *Inodora* se trouve au Sud de la Turquie et au Proche-Orient (Maier et al., 2009) (Figure 13). *Melissa officinalis* L. est originaire d'Asie mineure ; elle a été introduite dans le bassin méditerranéen au Moyen âge (Elazab et al., 2020), puis cultivée en Europe Centrale au XVI siècle, et s'est répandue, par la suite, au Proche-Orient, en Asie occidentale et Centrale, Afrique du Nord, Amérique du Nord et Argentine (Beloued, 2005). *Melissa officinalis* L. est une plante herbacée, vivace et envahissante dans les terrains vagues, dans les haies, aux pieds des murs d'habitations et bords des chemins jusqu'à mille mètres d'altitude (Hayon, 2007), sur tous types de sol sauf les plus humides (Teuscher et al., 2005). En Algérie, la mélisse est présente dans les montagnes du Tell, les ravins humides des montagnes des Babors, du Djurdjura et de l'Atlas Blidéen et, aux alentours des maisons. Elle est cultivée dans les régions de la Kabylie (Dellile, 2007)



**Figure 13 :** Distribution géographique de *Melissa officinalis* L. dans le monde  
(Maier et al., 2009)

### I.3.1.2. Description botanique

La mélisse est une plante touffue, mesurant 30 cm à 80 cm de hauteur, à feuilles vert vif et d'odeur citronnée (Thoby, 2009). Les tiges dressées, de section carrée, sont ramifiées dans les parties aériennes, couvertes de poils fins, portant des racines qui produisent des bourgeons qui servent à perpétuer et à multiplier la plante. Les rameaux bien développés de la partie supérieure portent des fleurs, ceux de la partie inférieure sont courts et non fleuris (Teuscher et *al.*, 2005; Bazinet, 2016). Les feuilles, ovoïdes, dentées, démunies de stipules, à nervation réticulée, mesurent 2 à 6 cm de long et 4 à 5 cm de large. Le limbe ridé, est vert foncé sur la face supérieure, rugueux au toucher car couvert de poils tecteurs fins et courts ; il est vert clair sur la face inférieure dont les nervures sont saillantes et glabres (Elazab et *al.*, 2020). Les fleurs zygomorphes, blanches ou roses, pédonculées, sont groupées par 3 ou 6 à la base des feuilles, à pétales soudés entre eux, sauf vers le haut où ils sont disposés en deux lèvres de deux à trois dents, à quatre étamines dont deux plus grandes, à ovaire formé de deux carpelles renfermant chacune deux ovules. Le style est gynobasique, terminé par un stigmate bifide (Thoby, 2009).

En forme de cloche, les fleurs dégagent un nectar apprécié des abeilles. Les fruits ont la forme d'un tétrakène de deux millimètres de large, à calice poilu contenant quatre graines brun foncé. La date de floraison s'étend de juin à septembre. Les récoltes ne se font qu'après la deuxième année de culture (printemps- été) (Wichtl et Anton, 2003) (Figure 14).



**Figure 14 :** *Melissa officinalis* L (Bazinet, 2016)

### I.3.1.3. Position systématique

La classification de *Melissa officinalis* L. est la suivante (Hegnauer, 1966) :

Règne	Végétal
Embranchement	Spermatophytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Famille	Lamiaceae
Sous-famille	Stachyoideae,
Genre	<i>Melissa</i>
Espèce	<i>Melissa officinalis</i>

### I.3.1.4. Composition chimique

Les principaux travaux sont réalisés sur la composition chimique de l'huile essentielle de mélisse mais très peu à partir d'extraits fluide supercritique ou alcoolique.

L'huile essentielle de mélisse ne représente en moyenne que 0,05 pour cent des feuilles de mélisse sèches (Gruenwald et al., 2007). La plante contient une grande variété de composés dont les principaux, selon diverses sources et techniques d'extractions de l'huile essentielle (hydrodistillation et fluide supercritique) sont : citral, néral, geranial, caryophyllène, citronellal, citronellol, oxyde de caryophyllène, linalol, géraniol (Toth et al., 2003), acides phénoliques, acides de triterpène, cires, stérols, chlorophylles et tanins (Bruneton, 2009).

La composition qualitative et quantitative de la plante de mélisse varie en fonction de son origine, des conditions climatiques et de la sélection des plants (Wichtl et Anton, 2003), de l'altitude, de l'âge de la plante, de la période de récolte (Chevallier, 1996; Ulgen, 2017), de la dessiccation (Shalaby et al., 1995, Shakeel-u- et al., 2017), de la durée et des conditions de conservation de la plante et de la cinétique du processus d'extraction supercritique (Penchev, 2010).

### I.3.1.5. Activités biologiques et métabolites

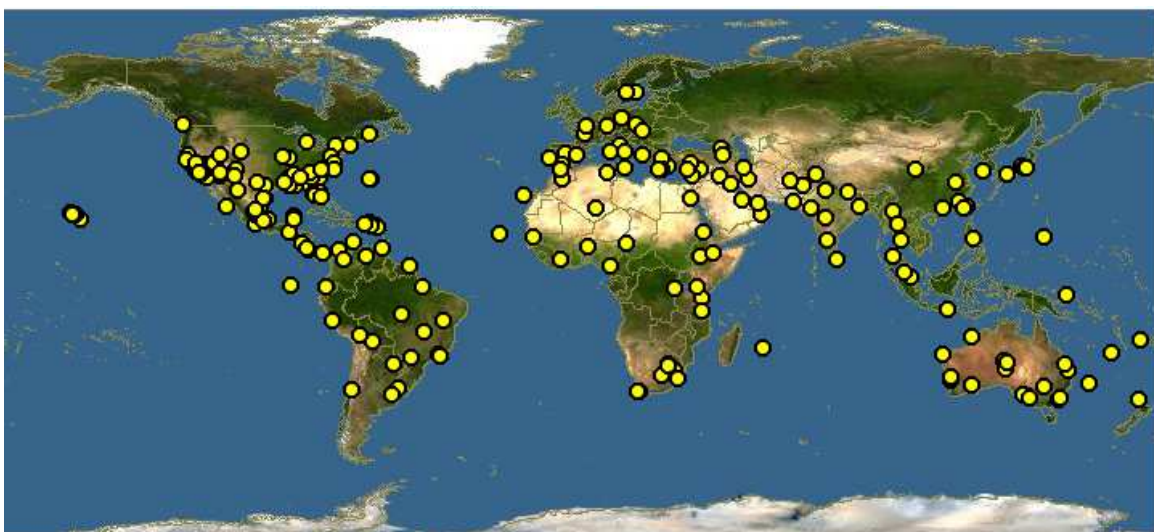
La mélisse est une plante mellifère, médicinale et condimentaire. Elle est utilisée dans le domaine pharmaceutique et de l'industrie alimentaire et des cosmétiques. Elle est décrite comme tonique cardiaque et est considérée aussi comme un cardiotrope très efficace (Babulka, 2005). Elle suscite beaucoup d'intérêt pour ses nombreuses propriétés

notamment neurosédatives et hypnotiques, antivirales, antibactériennes, antifongiques (Mesa-Arango et al., 2009), nématocides et insecticides sur divers organismes vivants tels que les bioagresseurs (Ngamo et Hance, 2007). Les huiles essentielles ou certains de leurs constituants révèlent qu'ils sont efficaces contre des organismes vivants à différents stades de leur vie (Lopez et al., 2009). Leur efficacité varie en fonction du profil phytochimique des extraits des plantes et de la cible entomologique (Regnault-Roger et al., 2012).

### I.3.2. *Nerium Oleander L.*

#### I.3.2.1. Origine et habitat

Le genre *Nerium* regroupe deux espèces : *Nerium oleander L.* et *Nerium indicum Mill.* *Nerium indicum Mill.* serait originaire de l'Asie du Sud-est et Est, très répandu en Arabie, Pakistan, Chine, Iran, Inde, Japon et est cultivé sur la côte atlantique (Bruneto, 2001) (Figure 15). Il s'est répandu dans des pays du pourtour du bassin méditerranéen dans les lieux humides le long des rivières jusqu'à 2000 m d'altitude et dans des régions au climat méditerranéen ou subtropical (Californie, Australie) (Banon et al., 2006). En Algérie, *N. oleander* se trouve sur les alluvions et les terrains rocaillieux, le long des oueds, dans le Sahara du Nord et dans les montagnes du Tassili et du Hoggar (Delille, 2007). Le *N. oleander L.* ou laurier-rose appelé localement Défla est un arbuste de lumière qui serait originaire du Proche-Orient (Aubineau et al., 2002). Il est fréquemment cultivé comme arbrisseau d'ornement pour former des haies dans les parcs et jardins. *N. oleander* préfère les sols profonds, bien drainés, supporte le calcaire, résiste à la sécheresse grâce à ses longues racines et est sensible au froid (Keddar et Belayachi, 2018).



**Figure 15 :** Distribution géographique de *Nerium oleander* dans le monde  
(Guzman et al., 2010)

### I.3.2.2. Description botanique

*Nerium oléander* L. est un arbuste glabre de 2 à 4 m de hauteur, à feuilles persistantes, mesurant jusqu'à 15 cm de long et 2,5 cm de large, allongées, fines, disposées en petits bouquets serrés, à nervures secondaires pennées, de coloris vert mat et à tiges et rameaux dressés (Figure 16). Ses racines blanchâtres contiennent un suc laiteux d'odeur âpre. Les fleurs rouges, grandes, odorantes, en corymbes terminaux bractéoles, à 5 pétales soudés à la base, sont disposées en bouquets à l'extrémité des rameaux. La floraison a lieu de juin à septembre. Les fruits, brun rougeâtre, mesurent 10 à 12 cm de long pour 1 cm de large et comportent deux follicules allongés, soudés jusqu'au début de la déhiscence. Ils contiennent de nombreuses petites graines allongées, poilues et aigrettées facilitant la dispersion par voie aérienne. Le mode de reproduction est entomogame c'est-à-dire que le pollen est essentiellement véhiculé par des insectes. Il fleurit du printemps à la fin de l'été (Guzman et *al.*, 2010).



**Figure 16:** *Nerium oleander* (Rosemod, 2010)

### I.3.2.3. Position systématique

La classification de *N. oleander* L. est la suivante : (Boudraa, 2009).

Règne	Plantae
Division :	Angiospermae
Classe :	Dicotyledoneae
Ordre :	Gentianales
Famille :	Apocynaceae
Genre :	<i>Nerium</i>
Espèce :	<i>Nerium oleander</i> L.

#### **I.3.2.4. Composition chimique**

Les études phytochimiques effectuées sur les différentes parties de la plante de *N. oleander* L. (feuilles, écorces, racines et graines) ont permis d'identifier de nombreux métabolites secondaires tels que les cardénolides, triterpènes, prégnanes, flavonoïdes, coumarines (Dinan et al., 2001), phytostérols et acides gras et saponines (Boudraa, 2009). Les feuilles, les fleurs et les graines sont plus riches en hétérosides que les racines ou l'écorce (Lewonczuk, 2004). La phytochimie dépend de nombreux facteurs tels que le milieu, la période de la végétation, la conservation du végétal, l'influence du procédé d'extraction et de son déroulement, la cinétique de distillation (carbures, alcools, cétones, etc.) et la composition du distillat variant avec le temps (Mundina et al., 2001).

#### **I.3.2.5. Activités biologiques et métabolites**

La toxicité *N. oleander* L. envers l'homme, l'animal et certains insectes a fait l'objet de plusieurs études (Barbosa et al., 2008). Toutes les parties de la plante *N. oleander* L. contiennent des glycosides et alcaloïdes extrêmement toxiques et mortels (Barbosa et al., 2008). Les principes actifs sont les hétérosides à activité cardiotonique semblables aux hétérosides de la digitale (l'oléandrine) (Ben Hamza et Laib, 2020). Ils ont des effets physiologiques variés : antibactériens, antimicrobiens, insecticides, inflammatoires et cytotoxiques (Derwic et al., 2010). Leur toxicité s'exerce de façon sélective sur le système nerveux, le système reproducteur ou le système digestif des bioagresseurs (Regnault-Roger et Philogène, 2008). Mundina et al., (2001) rapportent que la feuille de *N. oleander* contient des cardénolides (terpénoïdes de types stéroïdes) responsables de l'activité insecticide.

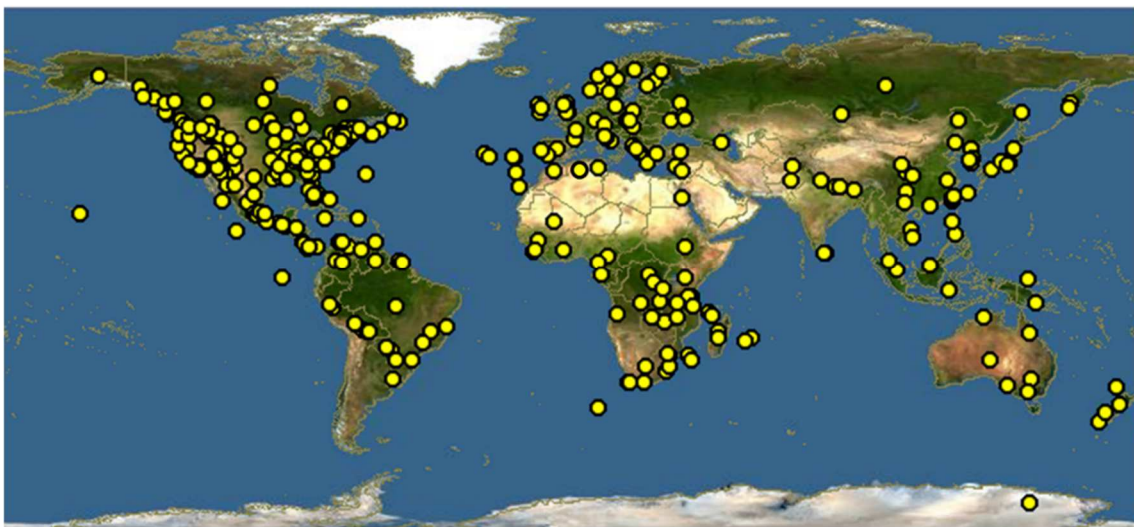
### **I.3.3. *Pteridium aquilinum* L**

#### **I.3.3.1. Origine et habitat**

D'après leurs lignées et leurs évolutions, les Ptéridophytes se subdivisent en 4 embranchements les Lycopodes (Lycopodiophyta), les Psilotes (Psilophyta), les Prèles (Equisetophyta) et les Fougères (Pteridophyta ou Pterophyta) (Mangambu, 2013). Les Ptéridophytes seraient apparues il y a 400 millions d'années au Dévonien. Ils se rencontrent dans de nombreuses régions du monde et sous de nombreux climats jusqu'à plus de 3 000 m sauf les zones désertiques (Marrs et Watt 2006) (Figure 17). L'Afrique du Nord compte un nombre total de 114 taxons de fougères dont 59 pour l'Algérie rassemblées dans 23 genres et 8 familles dont les *Polypodiacées* prédominent avec 15 genres et 31 espèces y compris *Pteridium aquilinum* ou fougère aigle (Meddour, 2012).



La fougère aigle a été signalée par Battandier et Trabut, pour l'Algérie, en 1905, et sa présence fut confirmée, par la suite, par Quézel et Santa (1962) dans quatre secteurs phytogéographiques (Kabilo- Annabi, Algéro- Ouarsénien, Orano- Tlemcénien et Tello- Constantinois). C'est une plante, héliophile ou semi-héliophile très abondante et envahissante dans les lieux ombragés, humides, aérés, siliceux acides, carbonatés et neutres (pH : 3,0 à 7,6). Elle n'apprécie pas les sols très engorgés. Son principal facteur limitant est l'aération du sol (Prelli, 2001). L'altitude a une influence négative sur la hauteur de la plante et l'ombre joue un rôle négatif sur la fertilité des frondes (Boue, 1980). Elle est forte consommatrice d'éléments minéraux qu'elle stocke dans ses rhizomes (Meddour, 2010).



**Figure 17 :** Distribution géographique de *Ptéridium aquilinum* L. dans le monde  
(Guzman et al., 2010)

### I.3.3.2. Description botanique

La fougère aigle est une plante vivace géophyte, à feuillage caduc ou persistant. Elle peut atteindre jusqu'à 3 m de hauteur. La fougère aigle possède deux systèmes de rhizomes; le premier, organe de réserve des nutriments, permet une extension souterraine de la plante, et est situé à 50 cm de la surface, et le deuxième à 10 cm de profondeur, est aussi destiné au stockage mais surtout à la production des frondes. Le rhizome, portant les racines et poils, est long, épais, ramifié, noir ou brun, produit chaque année une seule feuille à ses extrémités. Le pétiole, de 2 cm d'épaisseur, est de couleur vert jaune, épais et poilu pouvant atteindre 55 cm de long. Les jeunes feuilles ou frondes sont enroulées en crosse au sommet et présentent un limbe bipennatiséqué avec des lobes allongés, velus en dessous. Elles deviennent deltoïdes et sont découpées en pennes qui se subdivisent en pinnules. Les pennes peuvent atteindre 70 cm de longueur et 35 cm de largeur. Quant aux pinnules, elles peuvent atteindre 30 cm de

longueur sur 2 à 6 cm de largeur; ce sont elles qui portent les spores qui sont les organes reproducteurs (Adou, 2007). Les sporanges naissent sur les bords enroulés des frondes. Les spores sont allongées, situées sous le bord replié des segments sessiles arrondis, sont produites aux faces inférieures des feuilles (Gaudio, 2010) (Figure 18).

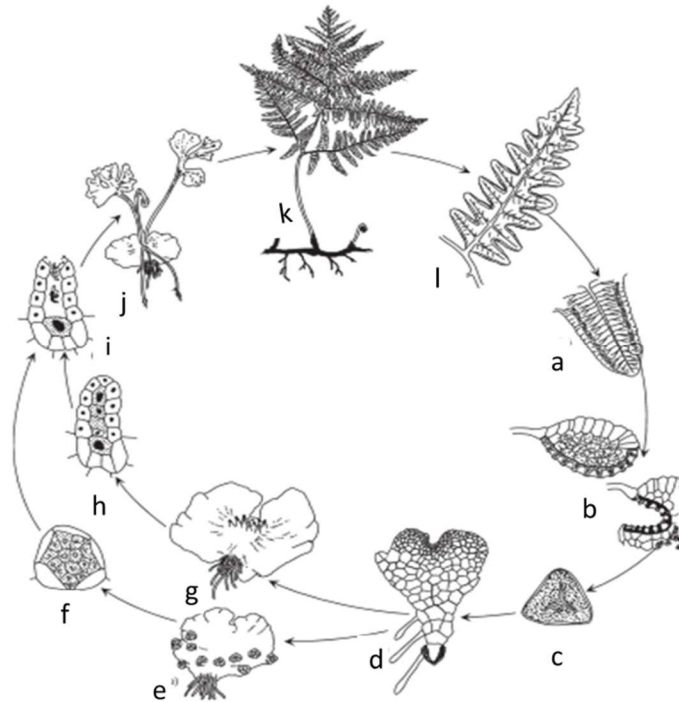


**Figure 18 :** *Pteridium aquilinum* (Burn, 2011)

### **I.3.3.3. Reproduction et cycle de développement**

Le début de saison de végétation débute au printemps (Avril, mai juin) grâce aux réserves accumulées dans le rhizome. Il existe deux types de reproduction ; la reproduction asexuée et la reproduction sexuée (Singh et *al.*, 2012). La fougère aigle se propage préférentiellement par reproduction végétative. Elle ne produit ni fleurs ni graines. La reproduction asexuée se fait par des rhizomes (Katembo, 2010). Le cycle de développement de fougère peut être résumé en deux phases : La première phase au printemps, les feuilles apparaissent grâce aux réserves accumulées dans le rhizome. Après apparition des sporophytes, à température proche de 25°C, ceux-ci produisent des spores asexuées, qui en germant donnent de petites plantes sans vaisseaux : les prothalles ou gamétophytes produisant des gamètes ou cellules sexuées. Les cellules mâles et femelles fusionnent pour la formation du nouveau sporophyte. Les sporanges apparaissent à la mi-juin et les spores sont émises, en juillet et août, en très grande quantité. La déhiscence des sporanges intervient, en temps sec, en septembre. Les spores sont disséminées par la suite par le vent (anémochorie) à des distances très importantes avec une durée de vie dans le sol très variable, allant de quelques mois jusqu'à plus de 10 ans (Louhi, 2014). La seconde phase à l'automne, les frondes reconstituent les réserves du rhizome. La fertilité d'un nouvel individu n'est effective qu'après une période de trois à quatre années nécessaires à la constitution du rhizome (Dumas, 2002) (Figure 19).





(a) Surface inférieure d'une feuille fertile (pinulette), (b) Sporange mature, (c) Spore, montrant une marque triangulaire « raphé » et une paroi de spores, (d) Spore germée avec prothallus en développement avec rhizoïdes, (e,h) La fécondation croisée est normale chez *Pteridium*, les archégones et les anthéridies se forment généralement simultanément sur un prothallus, (e,f) Jeune prothallus plus petit avec anthéridies, (g,h) *Archegonia* portant prothallus plus grand et plus ancien, (i) Les spermatozoïdes libérés par les anthéridies se déplacent vers l'ovule mature, (j) Développement du sporéling (sporophyte se développant sur gaméophyte).

**Figure 19 :** Cycle de développement de *Pteridium aquilinum* (Marrs et Watt, 2006)

#### I.3.3.4. Position systématique

La fougère fut d'abord dénommée par Linné (1753) *Pteris aquilina*. Elle fut ensuite placée dans le genre *Ptéridium* par Khun (1879). Le nom de la fougère aigle est dès lors *Pteridium aquilinum* (L.) Khun. Elle fait partie de la classe des Polypodiophyta, l'ordre des Polypodiales, famille des Dennstaedtiaceae, genre des *Pteridium*, espèce *Pteridium aquilinum* (Marrs et Watt, 2006).

#### I.3.3.5. Composition chimique

Tous les organes de la plante sont toxiques. Cette espèce renferme plusieurs groupes de composés chimiques tels que des stérols, des composés terpénoides (ecdysone, sesquiterpénoides : aquilide A ou ptaquiloside), glycosides cyanogènes (Fakchich et Elachouri, 2021), acides phénoliques notamment les acides caféique et chlorogénique et des substances quinoniques libres ou combinés (Lelong, 2008).

Selon Nwiloh et *al.*, (2014), l'huile essentielle, à partir de têtes de violon ou crosses de *Pteridium aquilinum* L., a révélé la présence de 40 composés principalement d'alcane (86,60%), de monoterpènes (3,20%) et de sesquiterpènes (2,40%) par chromatographie en phase gazeuse.

### **I.3.3.6. Activités biologiques, métabolites et utilisations**

*Pteridium aquilinum* L. est utilisée comme plante alimentaire pour l'homme son rhizome riche en amidon en Afrique (Congo, Angola, Cote d'Ivoire, Nigéria, Afrique du Sud, Cameroun, Gabon, (Mongambu et *al.*, 2012) et au Japon, et pour le bétail comme fourrages, paille et litière dans certains pays comme la France, Madagascar et les îles Canaries (Katembo, 2010). Mais, la consommation régulière des feuilles de fougère peut s'avérer toxique ou cancérigène à cause des ptaquilosides (Van der burg, 2004). La poudre du rhizome de la fougère est employée dans la lutte contre les parasites intestinaux (Katembo, 2010). Des mélanges d'extraits fermentés à base de prêle et de fougère ont des propriétés insectifuges et insecticides (Dumas, 2002). De plus, les déchets de la fermentation de la fougère aigle, disposés en paillage autour des légumes, attirent les limaces et les intoxiquent (Robert et Prelli, 2004).

Les composés chimiques tels des sesquiterpénoides et les glycosides cyanogènes ont un rôle dissuasif ou toxique vis-à-vis des insectes phytophages (Dumas, 2002). De nombreux auteurs ont rapporté des activités antivirales, antibactériennes et antifongiques de nombreuses espèces de fougères (Benjamin et Manickam, 2007).

La fougère est une source d'alimentation de sécrétions de sucres et protéines pour des fourmis (Dumas, 2002). Elle est utilisée dans la parfumerie, les cosmétiques, la teinturerie et l'industrie pharmaceutique (Nwiloh et *al.*, 2014).

## **I.4. Les métabolites**

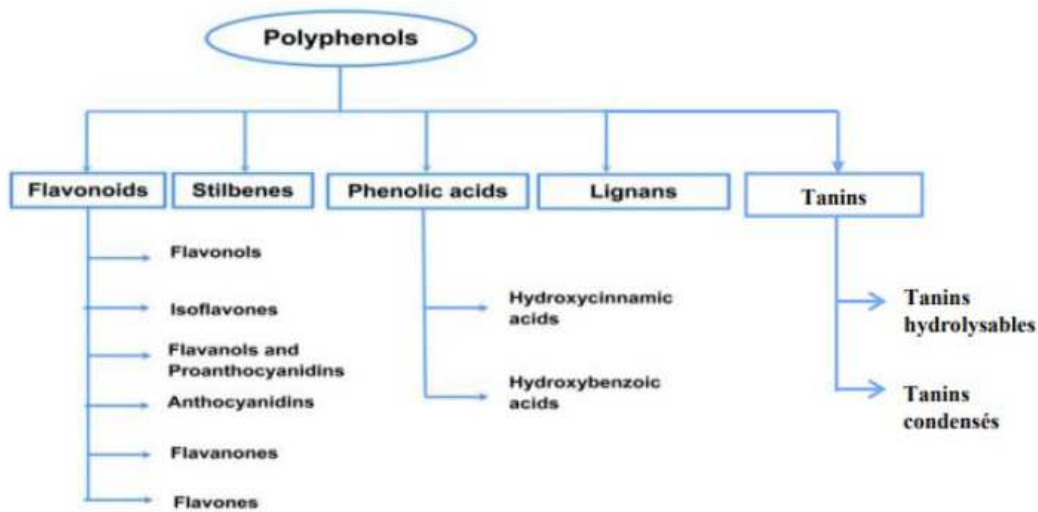
### **I.4.1. Définition des métabolites**

Les métabolites primaires et secondaires sont des molécules issues du métabolisme des végétaux et animaux. Les métabolites primaires sont des molécules organiques qui se trouvent dans toutes les cellules des organismes végétaux et animaux pour y assurer leur survie. Ils sont classés en quatre principaux groupes, les glucides, les protéines, les lipides et les acides nucléiques. Les métabolites secondaires sont des molécules très variés structurellement, et sont répartis en trois grandes familles chimiques : les composés aromatiques (phénoliques, l'acide shikimique ou les dérivés d'acétate), les terpénoïdes et stéroïdes et les composés azotés ou alcaloïdes (Muanda, 2010).

## I.4.2. Localisation et composition chimique

### I.4.2.1. Les composés phénoliques ou polyphénols

Les composés phénoliques ou polyphénols forment une grande famille très diverse en acides phénoliques, tanins, lignines, etc.. (Innocenti *et al.*, 2005). La structure de base est le phénol, un cycle aromatique hydroxyle. Ils sont caractérisés par la présence d'un noyau benzénique, portant un groupement hydroxyle libre ou engagé dans une fonction ester, éther ou hétéroside. Les composés phénoliques comprennent la classe des shikimates et la classe des polyacétates (quinones, orcinols et phloroglucinols) selon que les noyaux aromatiques soient synthétisés par la voie du shikimate (phénols, coumarines, lignanes, tanins etc...), ou par celle de l'acétate (Sinkovic *et al.*, 2014). Les flavonoïdes sont des composés mixtes, entre la classe des shikimates et celle des polyacétates (Muanda, 2010). En général, les composés phénoliques sont inégalement répartis chez différentes espèces végétales mais aussi pour une même espèce en fonction de la variété, du stade de développement de la plante et de ses organes, de la nature du tissu végétal et de la cellule (Legrand, 2015) (Figure 20).

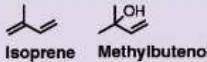
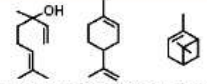


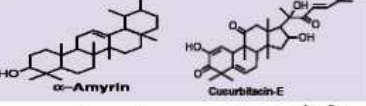
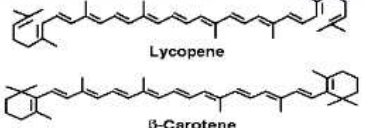
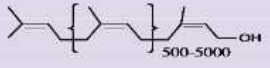


**Figure 20** : Principales classes de polyphénols (Oliver *et al.*, 2016)

### I.4.2.2. Les terpénoïdes et stéroïdes

Les terpénoïdes ou terpènes sont produits par des organismes vivants notamment des microorganismes, des plantes, des arbres (chênes, peupliers et eucalyptus, etc...) et des animaux (Tholl, 2006). Les terpènes forment une classe d'hydrocarbures qui sont des dérivés de l'isoprène C<sub>5</sub>H<sub>8</sub>. Leur formule de base est (C<sub>5</sub>H<sub>8</sub>)<sub>n</sub>. Les terpénoïdes sont des dérivés oxydés des terpènes (Dudareva *et al.*, 2004).

Ils peuvent être classés selon le nombre d'unités isopréniques et le nombre d'atomes de carbone  $C_{5n}$  (hémiterpènes, en  $C_5$  ; monoterpénoïdes, en  $C_{10}$  ; sesquiterpénoïdes, en  $C_{15}$  ; diterpénoïdes, en  $C_{20}$  ; sesterterpénoïdes, en  $C_{25}$  ; triterpénoïdes, en  $C_{30}$  ; tétraterpénoïdes, en  $C_{40}$  et polyterpénoïdes avec un nombre plus important d'unités isopréniques), selon le nombre de structures cycliques qu'ils contiennent (cyclique, monocyclique, bicyclique), et l'arrangement des cycles (Rohdich et *al.*, 2005). Les terpénoïdes constituent donc un groupe hétérogène de molécules avec différentes propriétés physiques et chimiques. Ils sont volatils, semi-volatils, non-volatils, saturés et insaturés, à chaînes droite et ramifiée, cycliques ou acycliques, chiraux ou non superposables, portant divers groupes fonctionnels oxygénés (alcools, aldéhydes, cétones, esters, éthers, phénols et acide ou époxyde) ou contenant de l'azote ou du soufre, et sont solubles ou insolubles dans l'eau (Bohlmann et Keeling, 2008) (Figure 21).

Classe	Formule brute	n° d'isoprène	Exemples
Hémiterpènes	$C_5H_8$	1	 Isoprene Methylbutenol
Monoterpènes	$C_{10}H_{16}$	2	 Linalool Limonene $\alpha$ -Pinene
Sesquiterpènes	$C_{15}H_{24}$	3	 5-epi-Aristolochene $\alpha$ -Farnesene
Diterpènes	$C_{20}H_{32}$	4	 Kaurene Geranylgeraniol
Triterpènes	$C_{30}H_{48}$	6	 $\alpha$ -Amyrin Cucurbitacin-E
Tétraterpènes	$C_{40}H_{64}$	8	 Lycopene $\beta$ -Carotene
Polyterpènes	$(C_5H_8)_n$	45-30000	 le caoutchouc ( <i>cis</i> -1,4-polyisoprène)

**Figure 21** : Classification des térpénoïdes (Benadelkader, 2012)

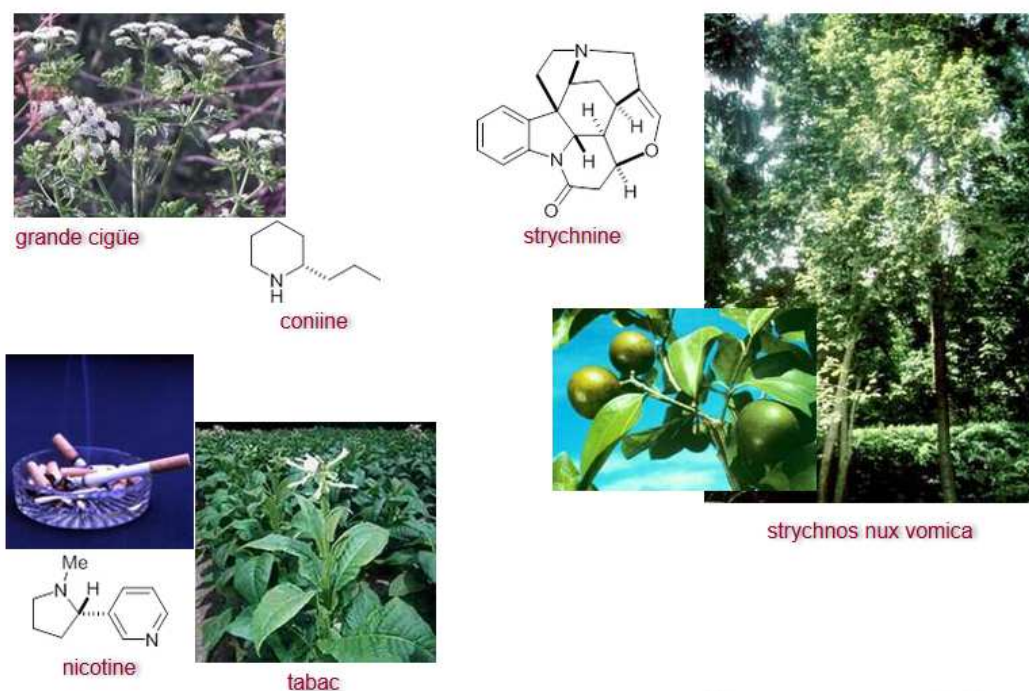
Pour les stéroïdes, l'IUPAC considère que les « stérols sont des stéroïdes se caractérisant par la présence d'un groupe hydroxyle OH sur le carbone C3 (exemple, le cholestérol), et incluent tous les lipides possédant un noyau cyclopentanophénanthrénique (Muanda, 2010) ou dérivant de celui-ci. Cette diversité chimique provient de la complexité de leurs voies

biosynthétiques (Bohlmann et Keeling, 2008). Les terpènes ont pour origine biosynthétique l'acétyl CoA ou le malonyl CoA. Les terpènes et les terpénoïdes proviennent des précurseurs simples à 5 atomes de carbone, l'isopentényl diphosphate (IPP) et son isomère le diméthylallyl diphosphate (DMAPP) (Sapir-Mir et *al.*, 2008). Deux voies distinctes sont actuellement connues chez les organismes vivants pour la biosynthèse de l'IPP et son isomère DMAPP : la voie de l'acide mévalonique (MVA) et la voie indépendante du 2-C-méthyl-D-érythritol phosphate (MEP) (Randrianarivelo, 2010).

#### **I.4.2.3. Les composés azotés ou alcaloïdes**

Les composés azotés se divisent en deux groupes : les acides aminés et les alcaloïdes.

Les acides aminés n'appartiennent pas aux métabolites secondaires, et ils sont à la base de la constitution des protéines et des autres peptides. Les alcaloïdes sont des composés complexes aux structures les plus variées dont plusieurs sont très toxiques (Bhat et *al.*, 2005). Les alcaloïdes sont isolés ou détectés à partir de sources végétales, animales ou de micro-organismes (Badiaga, 2012). Ils peuvent donc se trouver dans toutes les parties de la plante (écorce, racines, feuilles et fruits), dans des champignons (ex : Ergine, de l'ergot de seigle), dans des bactéries (ex : Pyocyanine, de *Pseudomonas aeruginosa*), dans des mousses (ex : lycopodine, de *Lycopodium complanatum*) mais également chez quelques animaux comme les fourmis, les grenouilles et les coccinelles (Hesse, 2002). Ce sont des substances organiques à caractère alcalin, solubles dans l'eau, et possèdent dans leur structure au moins un atome d'azote. On distingue trois grandes classes selon qu'elles possèdent ou non un acide aminé comme précurseur direct et qu'elles comportent ou non un atome d'azote hétérocycle. Les alcaloïdes sont des produits de différentes voies biosynthétiques, principalement à partir des acides aminés tels que la lysine, l'ornithine, la tyrosine et le tryptophane (Harborne et Herbert 1995) (Figure 22).



**Figure 22 :** Alcaloïdes (Bonnard, 2018)

#### I.4.3. Facteurs de variabilité de la composition chimique

La composition chimique et le rendement de leur extraction des différentes espèces sont influencés par l'espèce botanique, le chémotype (Setzer et Haber, 2007), l'origine et les facteurs extrinsèques tel température, nature du sol, ensoleillement, altitude, pratiques culturales (Wichtl et Anton, 2003), l'organe végétal, l'âge de la plante, le cycle végétatif, la période de récolte, la durée et des conditions de conservation et de la sélection (Angioni et *al.*, 2006) et par le procédé et la cinétique du processus d'extraction (Randrianarivelo, 2010).

#### I.4.4. Rôles des métabolites secondaires

Différentes théories ont été formulées et coexistent depuis des décennies afin d'expliquer la production de métabolites secondaires par les plantes. Fraenkel, (1959) a suggéré que des métabolites secondaires sont impliqués dans les comportements des insectes phytophages lors de la recherche de la plante hôte. Ehrlich et Raven, (1964) sont à l'origine de la théorie de la coévolution biochimique c'est-à-dire que la synthèse des métabolites secondaires chez la plante hôte est spécifiquement liée à l'utilisation de ce végétal par les insectes phytophages monophages ou oligophages. Coley et *al.*, (1985) ont montré que les ressources disponibles et le taux de croissance de la plante déterminent la composition et la quantité de métabolites secondaires. Bryant et *al.*, (1983) ont prouvé que la disponibilité

du carbone et des autres nutriments pour la plante sont considérés comme facteur déterminant de la production de substances de défense. Firn et Jones, (1995) ont signalé qu'une partie de la variabilité chimique des plantes est considérée comme la conséquence des pressions de sélection précédente des ravageurs phytophages. Pour Hadacek et *al.*, (2011) les métabolites secondaires offrent un arsenal chimique de défense des plantes contre les attaques des insectes, des herbivores et des microorganismes et remplissent des rôles écologiques très divers dans les chaînes alimentaires, entre plusieurs niveaux trophiques notamment dans la chimie de communication inter et intra espèce, l'attraction d'insectes pollinisateurs et d'animaux vecteurs de la dissémination des graines, la répulsion de bactéries et de champignons (Mazid et *al.*, 2011) et l'allélopathie ou les interactions biochimiques positives ou négatives d'une plante sur une autre (Singh et *al.*, 2003). Mais, le métabolisme qui génère et maintient cette diversité biochimique, et les rôles remplis par ces composés diffèrent en fonction des espèces végétales, restent encore largement inconnus (Krief, 2004).

#### **I.4.5. Méthodes extractives et analytiques en phytochimie**

##### **I.4.5.1. Méthodes extractives**

Il existe plusieurs techniques d'extraction des biomolécules à partir des végétaux (Wang et Weller, 2006). Les méthodes conventionnelles d'extraction à pression ambiante se fondent sur l'affinité des molécules pour différents solvants polaires et apolaires et sur l'utilisation ou non de chauffage et/ou d'agitation ou centrifugation (Azmir et *al.*, 2013). Parmi les méthodes conventionnelles, on trouve l'entraînement à la vapeur (Bocevaska et Sovova, 2007), l'extraction par Soxhlet, l'extraction en mode batch (Gelebart, 2016), les solvants organiques et la dérivation (Perez Vasquez et *al.*, 2015). Elles présentent plusieurs inconvénients tels que la durée d'extraction très longue, l'obtention de rendements faibles, la consommation importante de solvants toxiques et la consommation élevée d'énergie (Chemat, 2014). Ces inconvénients sont à l'origine d'une faible productivité, de rentabilité et de qualité d'extraits (Gil-Chavez *et al.*, 2013). Pour lever ces contraintes majeures, plusieurs techniques nouvelles d'extraction ont été étudiées et mises en œuvre dont les extractions par fluides supercritiques, par micro-ondes et par ultrasons (Gelebart, 2016).

### **I.4.5.1.1. Méthodes conventionnelles**

#### **I.4.5.1.1.1. Extraction par solvants organiques**

Le procédé d'extraction est sélectif et coûteux, et consiste soit à mettre en contact les échantillons végétaux broyés avec le solvant, puis filtration de l'extrait. Le filtrat obtenu est séché sous pression réduite, puis dissout de nouveau dans le solvant soit à extraire successivement avec des solvants apolaires et polaires afin d'assurer une extraction optimale des composés de polarités différentes (Bony, 2013). Après agitation et centrifugation, on obtient des extraits à froid ou solutions organiques prêts pour analyse et identification des composés phytochimiques (Lagunez, 2006). Ce procédé est très coûteux à cause du montant des équipements et des solvants. L'organe de la plante, le traitement préalable, le choix du solvant ou d'un mélange de solvants pour l'extraction de matières végétales (polarité, température d'ébullition, miscibilité avec d'autres solvants, innocuité, facilité d'élimination et pureté du solvant) et la procédure d'extraction influent sur la composition chimique de l'extrait obtenu (Handa et *al.*, 2008).

#### **I.4.5.1.1.2. Méthode d'extraction par dérivation**

Le triméthylsilyléther (TMS) est le groupement éther silylé le plus facile à introduire, mais également l'un des plus labiles en milieu acide ou basique. La dérivation par silylation permet de convertir les alcools (-OH) en groupements comportant un atome de silicium entouré de groupements méthyles (-O-Si (CH<sub>3</sub>)<sub>3</sub>). Cette méthode fournit assez souvent des molécules plus volatiles grâce aux agents silylants TMSCl, N, O- Bis(triméthylsilyl)acétamide (BSA) et N-O-bis-triméthylsilyl-trifluoroacétamide (« BSTFA »). Les réactifs de dérivation par silylation réduisent la polarité, rendent les composés plus volatils par substitution des groupes hydrogènes et améliorent la stabilité des dérivés. Généralement, on ajoute une base comme la pyridine, la triéthylamine, l'imidazole pour capter l'acide libéré (CL). Dans ce cas, des sels d'ammonium sont produits lors de la silylation, et sont utiles pour activer les réactions de silylation mais ils sont en revanche difficiles à éliminer (Perez vasquez et *al.*, 2015).



### **I.4.5.1.2. Méthodes alternatives d'extraction**

Ces nouvelles techniques non-conventionnelles ou alternatives offrent de nombreux avantages telles que la réduction des temps d'extraction sans altérer la composition des extraits, la diminution de la consommation d'énergie et de solvants organiques, le cas échéant, et la réduction de la pollution (Penchev, 2010). Ces techniques alternatives sont par exemple, les extractions assistées par enzymes, ultrasons, micro-ondes et fluides supercritiques (Grigonis et *al.*, 2005).

#### **I.4.5.1.2.1. Extraction assistée par enzymes**

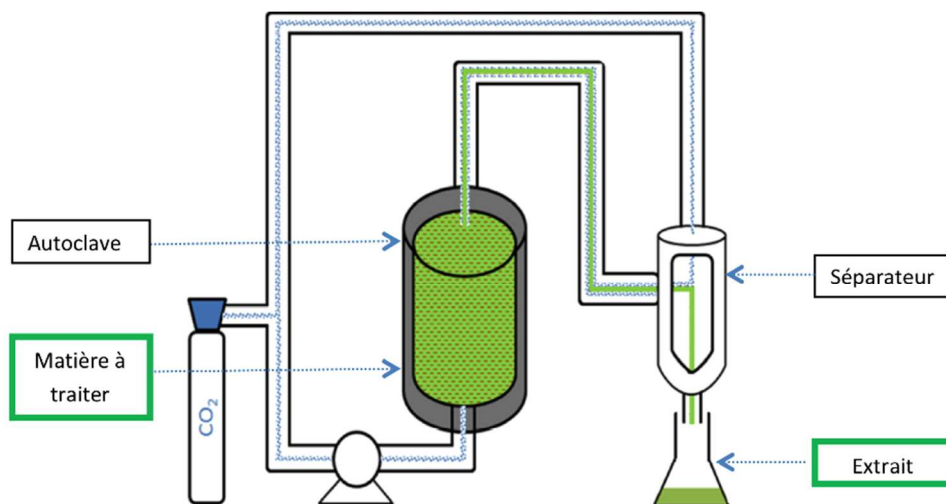
Les méthodes faisant intervenir des enzymes (protéases ou polysaccharides hydrolases) ont été développées pour déstructurer des parois cellulaires des tissus oléagineux. La majorité des études menées sur des substrats végétaux indiquent qu'il n'existe pas de règles relatives à l'activité enzymatique et de conditions opératoires à adopter (Domínguez et *al.*, 1995). La pluralité des procédés existants est à rattacher aux propriétés structurales et physicochimiques du substrat utilisé et à la nature des enzymes utilisées (Yoon et *al.*, 1991). Toutefois, deux méthodes principales sont utilisées, l'extraction aqueuse assistée par enzymes et la pression à froid assistée par enzymes (Latif et Anwar, 2009). Leur efficacité dépend de la nature et de la concentration de l'enzyme lors de l'hydrolyse, de la température, du pH, de la taille des particules à traiter ainsi que du temps d'exposition entre l'enzyme et la biomasse (Niranjan et Hanmoungjai, 2004). De plus, des solvants apolaires sont utilisés pour extraire en quantité suffisante l'huile résiduelle contenue dans les structures cellulaires persistantes (Guillemin, 2006).

#### **I.4.5.1.2.2. Extraction par CO<sub>2</sub> supercritique**

Le domaine supercritique est défini quand la température et la pression de la substance dépassent leurs valeurs critiques. Au point critique, les masses volumiques des deux phases (vapeur et liquide) deviennent identiques. Au-delà de ce point, la substance n'existe plus en tant que liquide ou gaz, mais plutôt sous forme d'une seule phase, le fluide supercritique (Penchev, 2010). Le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) est le fluide supercritique le plus utilisé pour ses multiples avantages : non toxique (solvant éliminé à basse pression ou absence de solvants organiques polluants), ininflammable, chimiquement stable, état gazeux à pression atmosphérique, disponible à une pureté élevée et à bas prix, durée d'extraction courte, sélectivité élevée (Danielski et *al.*, 2007), sa température critique relativement basse (31°C) (Reverchon et De Marco, 2006) et sa pression critique (74 bars) sont faciles à atteindre

et permettent d'éviter la thermodestruction éventuelle des composés et de minimiser les risques d'hydrolyse et d'isomérisation des produits (Rozzi *et al.*, 2002). Il a une tension superficielle de surface faible, une diffusivité élevée et une viscosité faible ce qui favorise le transfert de matière et permet une pénétration facile dans les pores d'une matrice solide (Wang and Waller, 2006).

Le pouvoir solvant du fluide supercritique dépend de sa masse volumique et est très flexible en modifiant principalement la température et/ou la pression (Shi *et al.*, 2009) pour accroître les rendements d'extraction ou la sélectivité (Martin, 2016). La méthode d'extraction exige une consommation d'énergie importante pour établir les pressions et les températures pendant les différentes étapes d'extraction (Segneau *et al.*, 2013). De plus, l'apolarité du CO<sub>2</sub>, limite l'extraction des composés polaires. L'addition au CO<sub>2</sub> de cosolvants permet de modifier la polarité du mélange et rend possible l'extraction de métabolites secondaires polaires (Segneau *et al.*, 2013) (Figure 23).

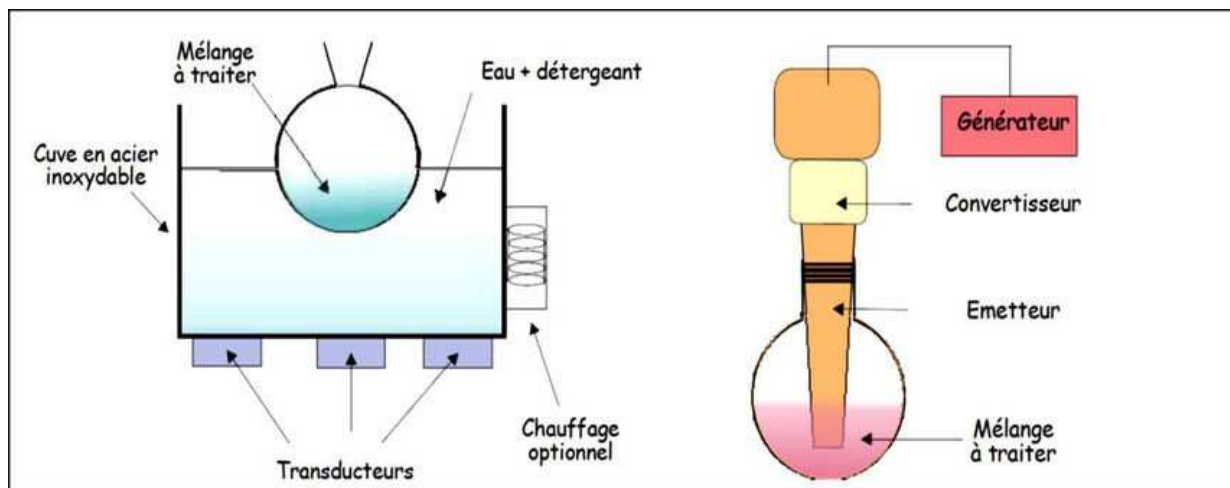


**Figure 23 :** Procédé d'extraction par fluide supercritique (IFS, 2019)

#### I.4.5.1.2.3. L'extraction assistée par ultrasons

Les ultrasons sont des ondes vibratoires acoustiques avec des fréquences de plus de 16 kHz (Pétrier *et al.*, 2008). En milieu solide, les ultrasons produisent des échauffements et une vibration du milieu, alors qu'en milieu liquide, ils produisent un phénomène de cavitation (Chemat, 2014). L'efficacité du procédé dépend de la fréquence et de l'amplitude des ultrasons et des solvants utilisés pour extraire des composés organiques ou inorganiques (Rezic *et al.*, 2008). Cette méthode d'extraction présente aussi des avantages telle

que la diminution des temps d'extraction et des quantités de solvants utilisés permettant d'augmenter les rendements d'extraction (Azmir et *al.*, 2013) et de préserver les molécules thermolabiles avec une température basse dans le milieu (Chemat, 2014). Son principe consiste à immerger la matière végétale dans l'eau ou le solvant, puis elle est soumise à l'action des ultrasons à basses fréquences (20 Khz à 10 Mhz) (Chemat, 2014). Pendant la sonication, les ondes sonores induisent des vibrations mécaniques conduisant au phénomène de cavitation (Chenni, 2016) à travers une succession de phases de compression (implosion des bulles de cavitation provoquant la cavitation) et de décompression (création des bulles de cavitation) (Combette et *al.*, 2001). L'implosion des bulles de cavitation brisent les parois cellulaires facilitant l'extraction de molécules. La libération du contenu intracellulaire dans la solution peut ainsi être capté par un solvant avec lequel les métabolites possèdent des affinités (Veillet, 2010) (Figure 24).



**Figure 24 :** Schéma du dispositif d'extraction par ultrason (Achat, 2013)

#### I.4.5.2. Méthodes analytiques

La chromatographie est une technique analytique qui permet la séparation des constituants d'un mélange en phase homogène liquide ou gazeuse. Le principe de base repose sur les équilibres de concentration des composés présents entre deux phases non miscibles en contact dont l'une, dite stationnaire, se trouve dans la colonne, et l'autre, dite mobile, se déplace au contact de la première. La séparation est basée sur l'entraînement différentiel des constituants dans la colonne. Chaque constituant parcourt la colonne avec des temps proportionnels à ses propriétés intrinsèques (taille, structure...) dans la phase mobile et à son affinité avec la phase stationnaire (polarité). Le détecteur mesure en continu,

à l'extrémité de la colonne, la quantité de chacun des constituants séparés (transmission d'un signal électrique à un enregistreur). Les résultats apparaissent sur le chromatogramme sous forme de pics. On obtient un chromatogramme et c'est sur celui-ci que sont données toutes les informations nécessaires à l'analyse qualitative et quantitative (Legendre, 2010).

Les différents types de chromatographies sont classés selon la nature des phases mobiles stationnaires. La combinaison de ces phases conduit à plusieurs techniques chromatographiques pour la séparation, l'identification et/ou la quantification des différents constituants des exsudats des plantes (chromatographie liquide-solide (LSC), chromatographie liquide-liquide (LLC), chromatographie gaz-solide (GSC ou GC), chromatographie gaz-liquide (GLC ou GC) et la chromatographie supercritique (SFC) (Legendre, 2010). Ces techniques chromatographiques sont aussi classées selon le procédé utilisé (colonne, papier, couche mince...) et selon les paramètres physico-chimiques responsables des principes de séparation (polarité et/ou l'hydrophobicité ; polarité de phase normale ou inversée, la charge électrique ou échange d'ions, la taille et la forme (Legendre, 2010).

La chromatographie en phase gazeuse (CPG) est aujourd'hui, l'une des techniques les plus utilisées en chimie analytique. Elle permet la séparation des composés gazeux ou susceptibles d'être vaporisés par chauffage sans décomposition. Elle permet également l'analyse de mélanges très complexes de nature et de volatilité très diverses (Legendre et *al.*, 2016).

La spectrométrie de masse est une méthode de détection dans la chromatographie dont le fonctionnement est basé sur le fait que les molécules sont ionisées, fragmentées puis séparées sur la base du rapport de la masse sur la charge ( $m/z$ ). La technique de la spectrométrie de masse (MS) est constituée de trois parties : une source d'ions, un analyseur de masse et un détecteur. L'échantillon arrive dans la source d'ions via l'admission. L'analyte ou composant est transformé en ions dans la source. Ces ions sont ensuite séparés dans l'analyseur sur la base de leur rapport masse/charge ( $m/z$ ), puis, le détecteur mesure la quantité du rapport  $m/z$  et les données sont ensuite transposées en un spectre de masse (graphique) si la spectrométrie de masse (MS) est couplée à un chromatographe. Un spectre de masse est caractéristique d'un analyte ou composant. Cette technique permet conjointement d'identifier un composé en comparant, d'une part, son spectre à ceux contenus dans des bibliothèques de spectres informatisées Wiley, NIST et Adams, et d'autre part, son indice de rétention (ou indices de Kovats) calculé sur deux colonnes de polarité différente en CPG

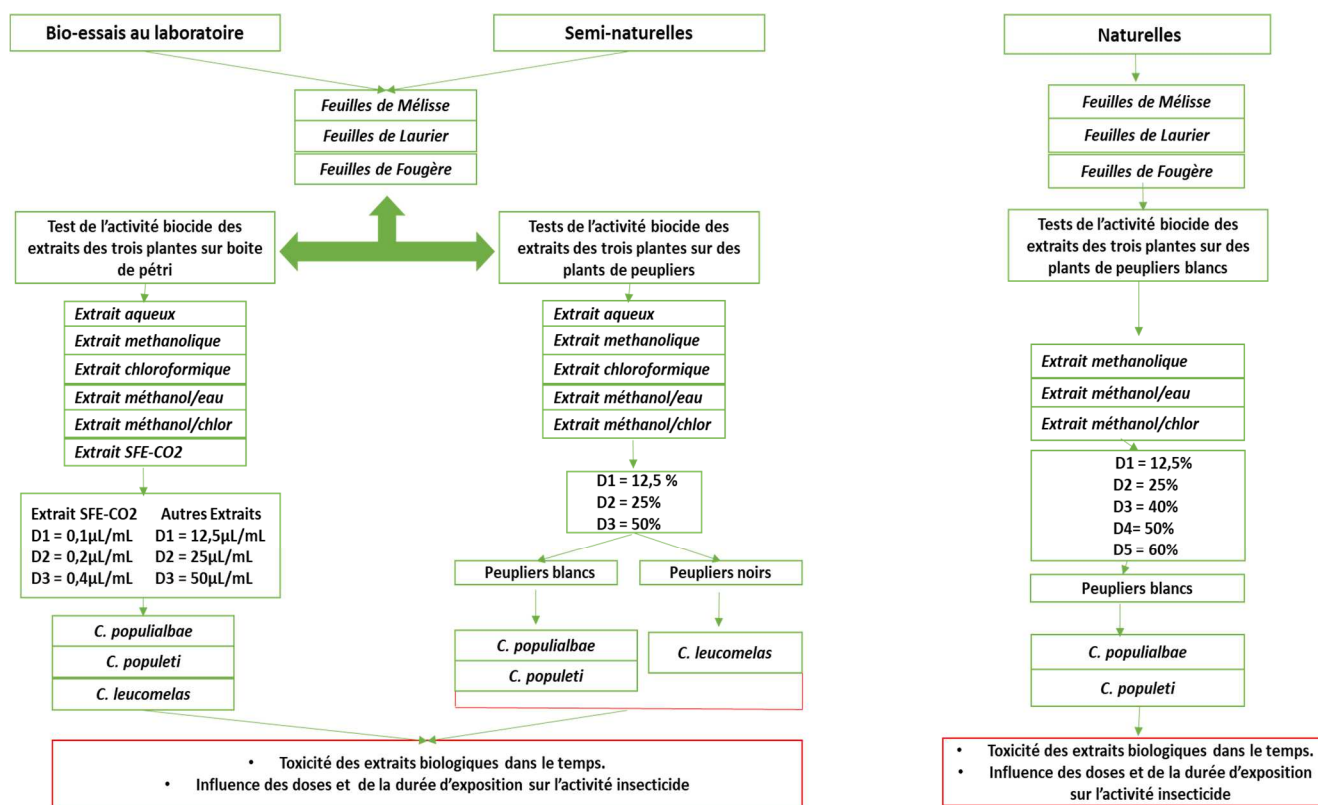
---

(Adio et *al.*, 2004). Par la suite, Vernin et *al.*, (1988) et Cavaleiro (2001) ont développé un logiciel permettant de combiner les résultats de la spectrométrie de masse avec les valeurs des indices de rétention sur colonne apolaire et polaire.

Parmi toutes les techniques d'ionisation, l'impact électronique (IE) et l'ionisation chimique (IC) sont les plus couramment employés dans le couplage CPG/SM ou chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse. C'est une méthode d'analyse qui combine les performances de la chromatographie en phase gazeuse et de la spectrométrie de masse afin d'identifier et de quantifier de nombreuses substances (De Porter et *al.*, 2014). La chromatographie en phase gazeuse permet la séparation des substances selon leur volatilité. Celles-ci sont ensuite fragmentées dans la trappe à ions de la spectrométrie de masse qui permet de les identifier grâce au fragment et à leur masse moléculaire (Lindon et Nicholson, 2008).

## Chapitre II : Matériel et méthodes

Les objectifs de nos travaux de recherche comprennent, l'identification du matériel végétal et animal, l'évaluation, dans les conditions de laboratoire et semi-contrôlées et naturelles, de l'activité insecticide des extraits organiques à base de feuilles de *Nerium oleander L.*, *Melissa officinalis L.* et *Pteridium aquilinum L.* sur trois espèces de pucerons du genre *Chaitophorus*, à savoir *Chaitophorus leucomelas*, évoluant sur peuplier noir euraméricain I.214 et *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* évoluant sur peuplier blanc (*Populus alba L.*), et ensuite, l'identification de leurs composés moléculaires y compris ceux ayant des effets toxiques (Figure 25).



Chlore : chloroforme

**Figure 25** : Schéma directeur de l'étude de l'activité insecticide des extraits de plantes

## **II.1. Première partie : Présentation de la région d'étude**

### **II.1.1. Situation géographique**

La Wilaya d'Alger a pour coordonnées géographiques latitude 36° 45' 47 nord et longitude 3° 03' 02 est. Elle est limitée, au nord par la mer Méditerranée, à l'est, la wilaya de Boumerdes, à l'ouest, la wilaya de Tipasa, et au sud, la wilaya de Blida.

### **II.1.2. Le relief**

Les principales unités de relief sont constituées par :

Le Massif de Bouzaréah ou Massif d'Alger qui forme un chaînon E-W de 20 Km de long et 6 Km de large culminant à 407 m d'altitude. Il est situé à l'ouest d'Alger, en bordure de la mer méditerranée, et est limité, au sud, par la plaine sublittorale de la Mitidja, selon une orientation ENE-WSW.

Le Sahel algérois, d'orientation E-W sur 60 Km de long, s'intercale entre le Massif de Bouzaréah, au nord, et les rives de l'oued El Harrach au Sud et au Sud-est. Il est bordé au Sud-ouest par les rives de l'Oued Nador. Le Sahel algérois est décomposé généralement en deux parties, le Sahel occidental, formé par un ensemble de croupes d'altitudes comprises entre 50 et 200 m, et le Sahel oriental, formé principalement de collines d'altitudes ne dépassant pas les 80 m.

Le littoral algérois est dominé par le Sahel et est constitué par une terrasse ancienne, étroite, à pentes inférieures à 12% avec une inclinaison orientée vers le Nord (Menad, 2012).

### **II.1.3. Hydrogéologie ou hydrographie**

Le bassin versant de l'oued El Harrach, est constitué de trois parties, appartenant l'une, à l'Atlas Blidéen, l'autre, à la plaine de la Mitidja et la troisième, au versant du Sahel (Belouahem-Abed, 2012). L'oued El Harrach représente ainsi l'un des principaux oueds qui sillonnent la Mitidja ; il prend sa source au nord de l'Atlas Blidéen (Djebel Messala) et reçoit des eaux de plusieurs affluents tels les oueds Lakhra, Magtaa, Bounaamane, Djemaa, Kerma et Samar avant de se jeter en mer méditerranée.

La plaine de la Mitidja est traversée d'est en ouest par ces oueds qui assurent le drainage des bassins versants montagneux de la chaîne de l'Atlas et alimentent les nappes du sous-sol. La nappe de la Mitidja constitue le principal aquifère du bassin côtier algérois (Menad, 2012).

### II.1.4. Caractéristiques climatiques

L'Algérie est située au Sud de la méditerranée, entre 18° et 38° de latitude Nord et 9° et 12° de longitude Est. Elle est soumise à l'influence conjuguée de la mer, du relief et de l'altitude. La position géographique de la région d'Alger lui procure des avantages d'un climat méditerranéen où les hivers sont très doux et les étés sont chauds et secs (Matev, 2013). Pour apprécier ce climat qui règne dans la région d'Alger, deux paramètres climatiques sont pris en considération : les températures (T° C) et les précipitations (P mm). La température est un facteur déterminant dans la vie des êtres vivants car elle détermine le cycle de développement et la croissance des espèces ainsi que leur répartition géographique. La pluviométrie associée à la température contribue au développement des cultures, à l'apparition de certaines maladies cryptogamiques et à la pullulation de ravageurs.

#### II.1.4.1. La température

Les valeurs thermiques et les précipitations sont relevées auprès de la station météorologique de Dar El Beida. Les données sont indiquées dans les tableaux ci-dessous pour deux périodes 2008 – 2018 et 2015 – 2018 ; cette dernière correspond au déroulement des années d'études.

**Tableau 1 :** Moyennes mensuelles et annuelles des températures et des précipitations de la région d'Alger pour la période 2008-2018.

	Jan.	Fév.	Mars.	Avr.	Mai.	Juin.	Juil.	Aout.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.	Moy
<b>T.Max</b> (°C)	17,19	16,84	18,79	20,78	22,95	26,21	29,54	30,07	28,08	25,90	20,55	18,04	22,91
<b>T.Min</b> (°C)	10,73	10,35	11,87	13,85	16,09	19,53	22,64	23,00	20,95	18,19	14,42	11,83	16,12
<b>T.Moy</b> (°C)	13,96	13,59	15,33	17,31	19,52	22,87	26,09	26,54	24,51	22,05	17,48	14,93	19,51
<b>Cumuls P</b> (mm)	82,47	91,01	81,19	54,29	48,14	12,98	10,10	4,80	21,39	56,53	127,61	101,46	691,97

Station météorologique de Dar El Beida

**P (mm) :** précipitations moyennes

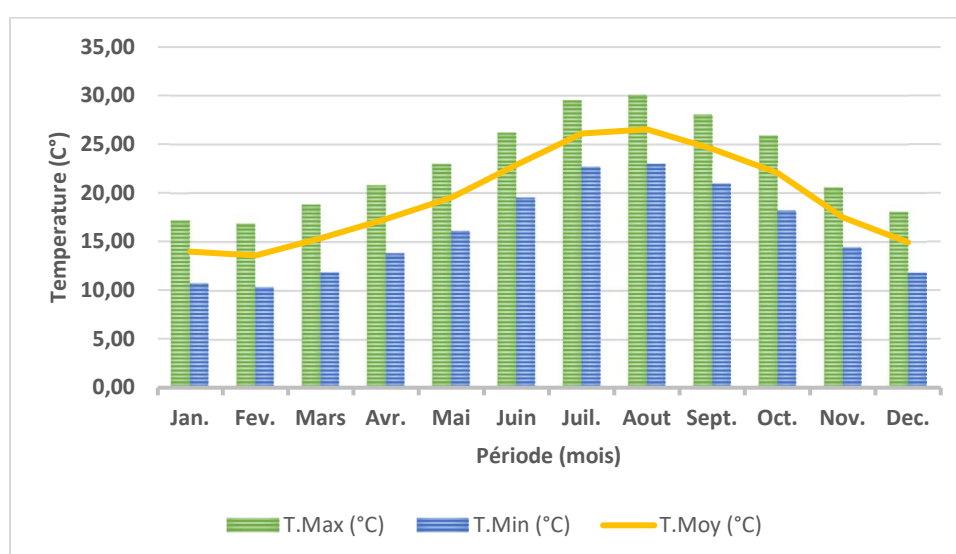
**T. Max (°C) :** températures maximales moyennes

**T. min (°C) :** températures minimales moyennes

**T. Moy (°C) :** températures moyennes [(M+m) /2]



La température moyenne interannuelle pendant cette période est de 19,51°C. On distingue deux périodes, la période froide qui s'étale du mois de décembre jusqu'au mois de mars avec des températures moyennes inférieures à 12°C. Le mois le plus froid est le mois de février avec une température de 10,35°C. La période chaude, de mai à octobre, avec une température moyenne supérieure à la moyenne annuelle (22, 91°C). Le maxima est atteint au mois d'août avec une moyenne des températures égale à 30,07°C. Les données pluviométriques indiquent une moyenne interannuelle de 691,97 mm avec des pluies maximales de 127,61mm en novembre et 101,46 en décembre. La période où les précipitations sont les plus abondantes s'étend de novembre à mars (Tableau 1).



**Figure 26 :** Moyennes mensuelles des températures de la région d'Alger pour la période 2008-2018

**Tableau 2 :** Moyennes mensuelles et annuelles des températures et des précipitations de la région d'Alger pour la période d'étude 2015- 2018.

	Jan.	Fev.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.	Dec.	Moy
<b>T.Max (°C)</b>	16,95	16,85	19,00	20,60	22,80	26,37	29,75	29,70	27,62	25,20	20,02	17,72	22,71
<b>T.Min (°C)</b>	10,23	10,53	11,75	13,80	15,98	19,38	22,93	23,60	21,48	18,48	15,55	13,65	16,49
<b>T.Moy (°C)</b>	13,59	13,69	15,38	17,20	19,39	22,88	26,34	26,65	24,55	21,84	17,79	15,69	19,58
<b>Cumuls P (mm)</b>	104,11	87,73	84,73	39,25	22,23	14,73	1,21	0,63	16,77	59,98	112,69	65,51	550,57

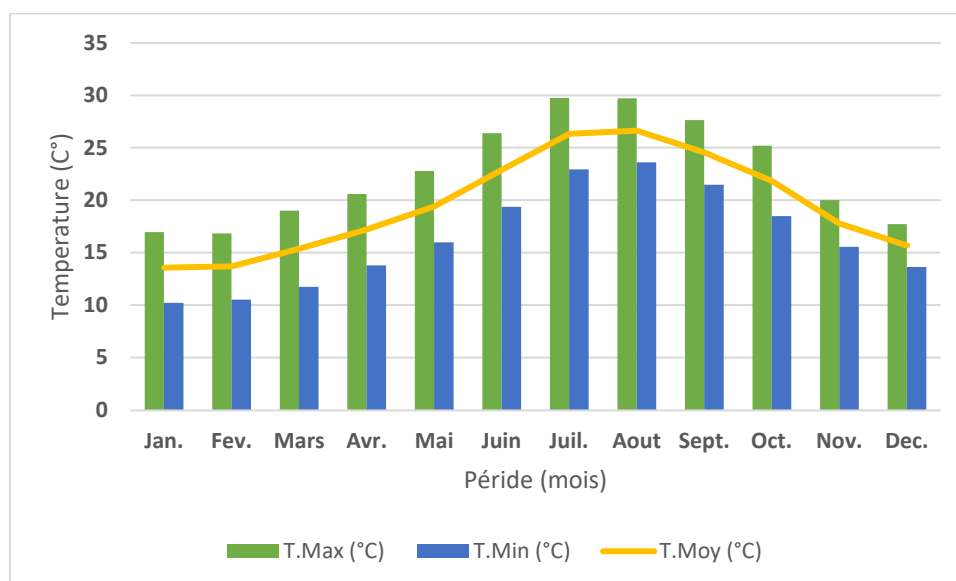
Station météorologique de Dar El Beida (Alger)

La température moyenne interannuelle pour cette période est de 19,58°C. La période froide s'étale du mois de janvier jusqu'au mois de mars avec des températures moyennes inférieures à 12°C. Janvier est le mois le plus froid avec une température de 10,23°C.

La période chaude, de mai à octobre, avec une température moyenne supérieure à la moyenne annuelle (22, 71°C). Les maximas sont atteints aux mois de juillet et août avec une moyenne des températures de 29,75°C et 29, 70°C. La moyenne interannuelle pluviométrique est de 550,57 mm avec des pluies maximales de 112,69 mm en novembre et 104,11 mm en janvier. Les précipitations sont plus abondantes durant les mois d'octobre à mars.

L'analyse des données des deux périodes indique une hausse des températures minimales moyennes de 0,42°C durant la décennie et une hausse nette des températures maximales moyennes de 0,34°C durant la période froide (décembre à mars) de la même décennie. Cette conclusion est confirmée par une étude pour le Matev, (2013) qui indique que durant les quatre dernières décennies 1970-2010, les températures maximales et minimales ont augmenté respectivement de 0,5°C et de 0,2°C par décennie (station météorologique de Dar El Beida). Nouaceur et *al.*, (2013) montrent également, pour la période 1970 – 2012, une hausse nette des températures minimales dès l'année 1984 et une hausse nette des températures maximales à partir de 1987.

Ces fluctuations dans la région d'Alger, sont dues essentiellement, de par sa position géographique, aux effets du réchauffement climatique et des émissions des gaz à effet de serre (dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) et méthane (CH<sub>4</sub>)). Les évolutions des températures sont conformes à la situation mondiale (GEIC, 2007; Banque Mondiale, 2010).



**Figure 27 :** Moyennes mensuelles des températures de la région d'Alger pour la période 2015-2018

#### II.1.4.2. Le diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN et le Climagramme pluviométrique d'EMBERGER de la région d'étude

##### II.1.4.2.1. Le diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

BAGNOULS et GAUSSEN, (1953) ont établi un diagramme ombrothermique pour évaluer la durée et l'intensité de la saison sèche pendant l'année en un lieu donné. Un mois est biologiquement sec lorsque « le total mensuel des précipitations exprimées en mm, est égal ou inférieur au double de la température moyenne, exprimée en degré centigrade ( $P \leq 2T$ ). Le diagramme ombrothermique se construit en portant sur le même graphique, en abscisses les mois, et en ordonnées les précipitations (P) et les températures (T) de chaque mois avec  $P = 2T$  où P représente les précipitations mensuelles et T les températures moyennes mensuelles. Les intersections de la courbe thermique et de la courbe des précipitations déterminent la durée de la période sèche.

$$T = (M+m) / 2 \text{ (C}^\circ\text{)}, P \leq 2T \text{ Avec :}$$

P : précipitation moyenne annuelle (mm)

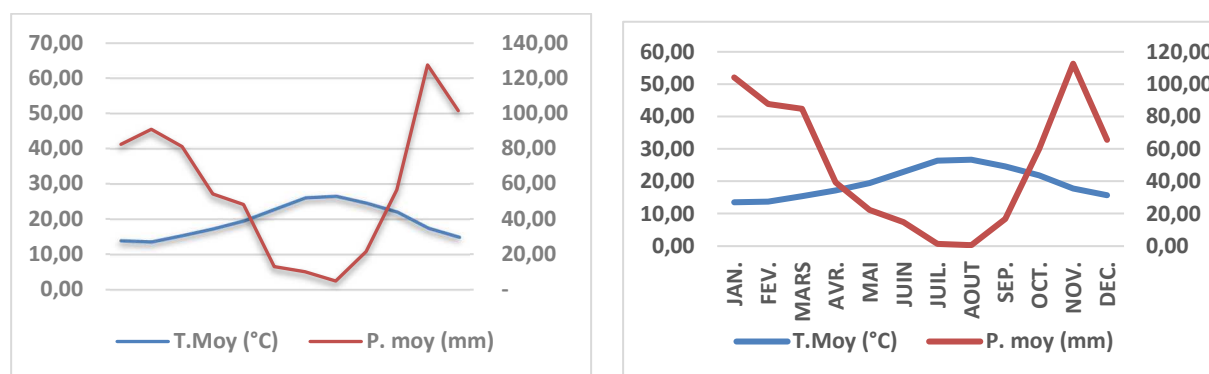
T : température moyenne (C°)

M : température maximale de chaque mois (C°)

m : température minimale de chaque mois (C°)

Pour la période 2008-2018, le diagramme fait ressortir une période humide qui s'étale d'octobre à Avril. La période sèche s'étend du mois de mai jusqu'au mois de septembre.

Pour la période 2015-2018, le diagramme montre une période humide d'octobre à mars, et une période sèche d'avril à septembre. Notre région d'étude est caractérisée par une saison (de la fin avril jusqu'à la fin septembre) et une saison humide hivernale qui s'installe d'octobre à avril. (Figure 28).



a : période 2008-2018, b période 2015- 2018

**Figure 28 :** Diagrammes Ombrothermiques de BAGNOULS et GAUSSEN de la région d'Alger,

#### II.1.4.2.2. Climagramme d'Emberger

La sécheresse générale du climat s'exprime aussi par le quotient pluviothermique. Stewart, (1968) a montré que la formulation du quotient pluviothermique peut s'écrire:  $Q_2 = 3,43 \times [P / (M - m)]$  pour distinguer les différentes nuances du climat méditerranéen, où : 3,43 est une constante,

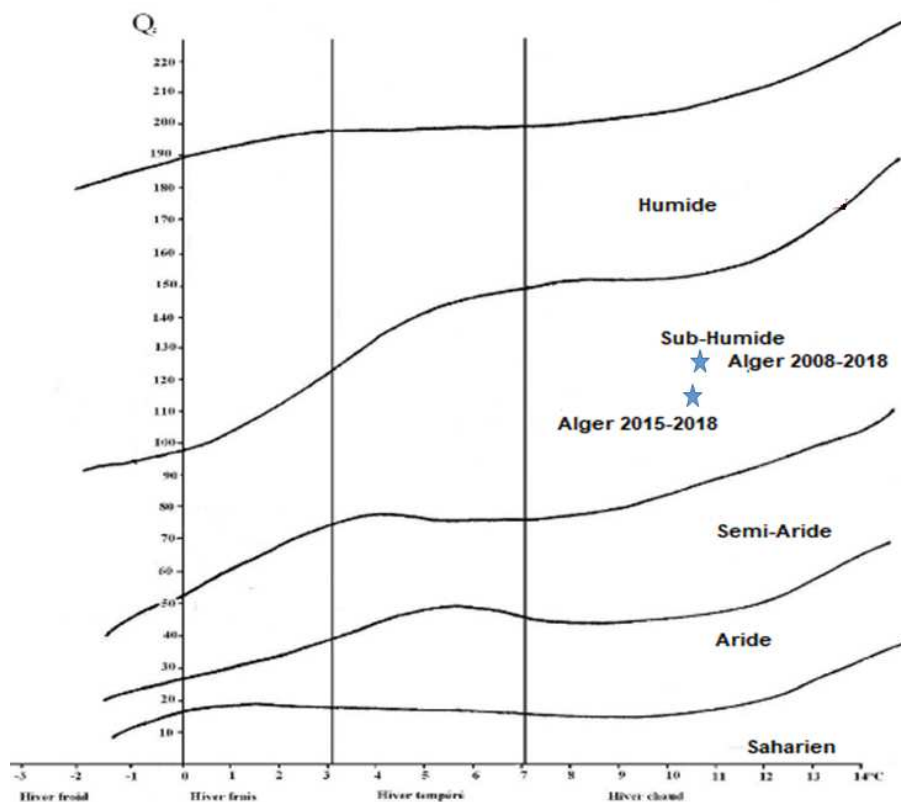
Q<sub>2</sub> : Le quotient pluviométrique d'Emberger,

P : pluviométrie annuelle moyenne exprimée en mm,

M : moyenne des températures maximales du mois le plus chaud exprimée en °C,

m : moyenne des températures minimales du mois le plus froid exprimée en °C.

Les Q<sub>2</sub> sont de 120,36 (m = + 10,35°C) et 96,73 (m = + 10,23) respectivement pour les périodes 2008 – 2018 et 2015 – 2018. Ils indiquent que la région d'Alger appartient à l'étage bioclimatique subhumide à hiver chaud (Daget et David, 1982) (Figure 29).



**Figure 29 :** Climagramme d'Emberger de la région d'études durant les périodes 2008-2018 et 2015-2018

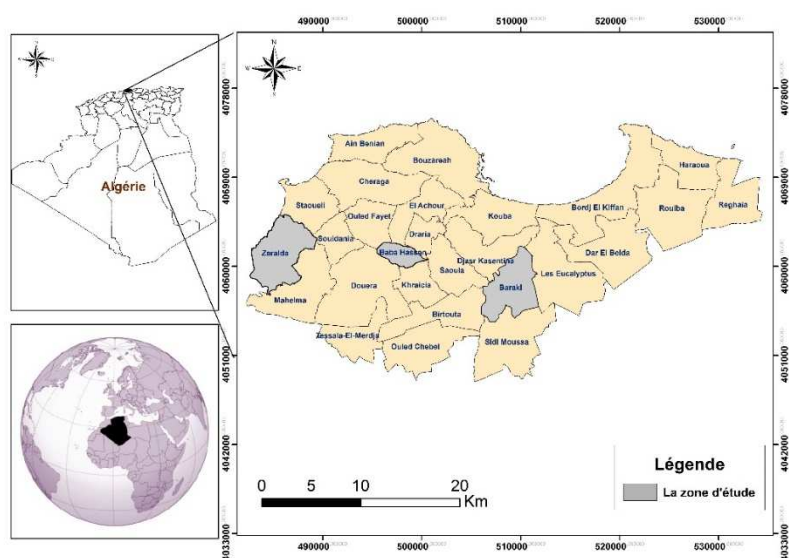
### II.1.5. Les sites d'études

Les études d'évaluation insecticide ont été réalisées dans trois sites sous différentes conditions (figure30).

- Dans les conditions de laboratoire au Département de Zoologie Agricole et Foresterie de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie, d'El-Harrach, Alger, avec pour coordonnées géographiques, 36°43'18"N et 3°09'00"E, pour les trois espèces du genre *Chaitophorus*.
- Dans les conditions semi-naturelles à la Station Régionale Expérimentale rattachée à l'Institut National de la Recherche Forestière (I.N.R.F), à Baraki, avec pour coordonnées géographiques 36°41'26"N et 3°06'58"E. Cette station est située à environ 14 km, au Sud-Est d'Alger, à 35 km au Nord-Est de Blida, et distante d'environ 10 Km de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie, d'El-Harrach, Alger. Elle est limitée, au Nord, par les communes de Bourouba- El Harrach ; au Sud, par Sidi Moussa ; à l'Est, par Eucalyptus et à l'Ouest, par Saoula. La peupleraie existante, âgée de 3 à 8 ans, a été utilisée pour des prélèvements de rameaux sains et vigoureux (boutures) en vue de leur mise en terre, et à terme, leurs plantations

pour créer une parcelle devant servir à l'évaluation insecticide sur les trois espèces de pucerons du genre *Chaitophorus* évoluant sur peupliers noir et blanc.

- Dans les conditions naturelles au niveau de peupleraies naturelles localisées dans deux sites d'études différents. Le lieu du premier site d'étude est la Réserve de chasse de Zéralda, établissement public à caractère administratif, créé par décret n°84-45 du 18/02/1984, modifié et complété par le décret n°07-04 du 11/01/2007, de coordonnées géographiques 36° 42' 49'' Nord 2° 52' 02'' Est ; elle située à 30 kilomètres à l'Ouest d'Alger et s'étend sur une superficie de 1078 ha dont 854 sont soumis au régime forestier (79,22%). Elle est limitée au Nord, Nord-ouest, Nord-est et Sud-Est respectivement par les communes de Staouéli, Zéralda, Souidania et Rahmania. Elle sert de lieu d'observation, de recherche et d'expérimentation scientifique. Elle est choisie comme lieu d'évaluation insecticide, en conditions naturelles, sur *C. populialbae* et *C. populeti* sur peupliers blancs. Le deuxième site d'étude, dans la commune de Baba Hassen, laquelle est située sur le sahel algérois, à 20 km environ au sud-ouest d'Alger. Elle a pour coordonnées géographiques 36° 41' 42'' Nord 2° 56' 26'' Est, et est limitée, au Nord, par les communes d'Ouled Fayet- Draria; au Sud, par Douéra-Khraicia; à l'Est, par Saoula et à l'Ouest, par Rahmania - Souidania. L'évaluation insecticide, en conditions naturelles, a concerné *C. populialbae* et *C. populeti* sur peuplier blanc.

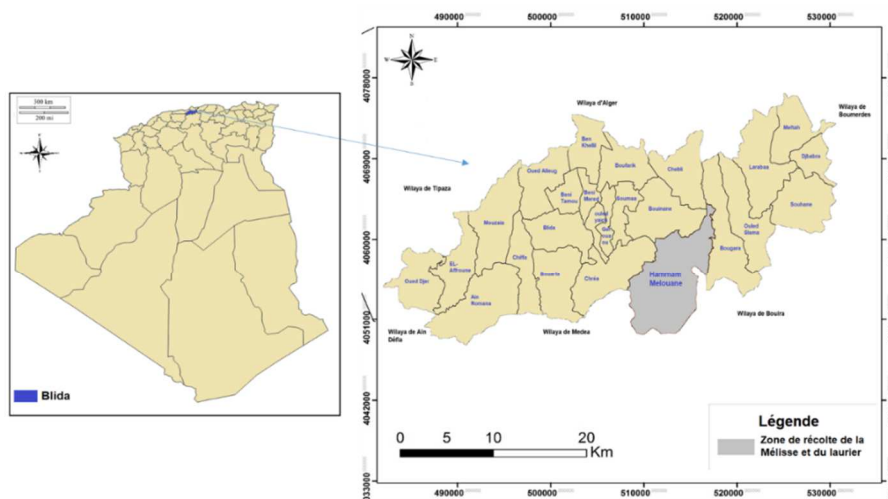


**Figure 30 :** Les trois sites d'études pour l'évaluation du potentiel insecticide des extraits de plantes

## II.2. Deuxième partie : Méthodologie

### II.2.1. Matériel végétal

Notre choix s'est porté sur trois plantes spontanées très fréquentes en région méditerranéenne, *Melissa officinalis* (*Lamiaceae*), *Nerium oleander* (*Apocynaceae*) et *Pteridium aquilinum* (*Dennstaedtiaceae*). Les feuilles de *Nerium oleander* L. et *Melissa officinalis* L ont été collectées le matin, aux mois de mars de deux années consécutives 2016 et 2017, avant floraison, à la station forestière de Hammam Mélouane, située à une cinquantaine de kilomètre au sud-ouest d'Alger, avec pour coordonnées géographiques, 36°28'60''N et 3°3'0''E et est considérée comme le prolongement naturel du parc national forestier de Chréa dont elle partage l'environnement avec 12 000 hectares sur 26 587 de forêt (Meddour, 2010). Le parc forestier de Chréa est considéré comme établissement public à caractère administratif, crée en 1983 ; reconnu comme Réserve Mondiale de la Biosphère par l'UNESCO en 2002, et il est situé au cœur de l'Atlas Blidéen avec pour limites naturelles les Wilayas de Blida, Médéa et Ain Defla, et pour coordonnées les latitudes 36°19''/36°30'' Nord et les longitudes 2°38''/ 3°02'' Est (DGF, 2007) (Figure 31). Les feuilles récoltées des deux plantes ont été, ensuite, mises dans des sacs en tissus propres.

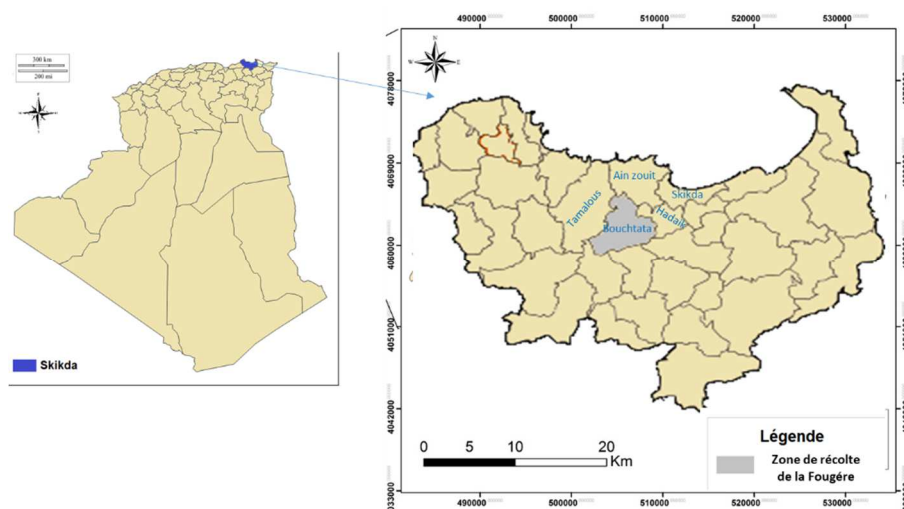


**Figure 31** : Lieu de récolte de *Melissa officinalis* et *Nerium oleander*

Les feuilles de *Pteridium aquilinum* ont été récoltées aux mois de décembre des deux années consécutives 2015 et 2016 dans la commune de Bouchtata, de coordonnées géographiques 36° 47' 33" Nord et 6° 47' 50" Est; située à 15 Km du chef- lieu de la Wilaya de Skikda, localisée



au Nord-Est du pays (Figure 32). Les feuilles de la plante ont été, ensuite, mises dans des sacs en tissus propres.



**Figure 32 :** Lieu de la récolte de *Pteridium aquilinum*

L'identification botanique des plantes a été effectuée au laboratoire du département de botanique de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie, d'El Harrach, Alger, Algérie (Figure 33).



a : *Melissa officinalis*, b : *Pteridium aquilinum*, c : *Nerium oleander*

**Figure 33 :** les plantes d'études (Originales, 2016)

Les feuilles des trois plantes ont été lavées à l'eau de robinet pour éliminer les impuretés; puis étendues sur un dispositif fabriqué selon modèles en vigueur pour subir l'opération de séchage, à l'abri de la lumière, de l'humidité et à température ambiante, afin de préserver au maximum l'intégrité des molécules. Les feuilles ont été ensuite séchées pendant 15 jours et soumises à un broyage à l'aide d'un broyeur électrique type Moulinex LM906110 ,1100W 2L afin d'obtenir des poudres fines; lesquelles ont été, par la suite, récupérées et conservées, après tamisage, dans des flacons en verre ambré pour les opérations d'extraction (Figure 34).





a : Dispositif de séchage des plantes, b : Poudre de plante

**Figure 34** : séchage et broyage des plantes (Originale, 2016).

### II.2.2 Préparation des extraits de plantes

Pour la préparation des extraits organiques, il a été rajouté soit 200 ml de méthanol (MeOH), soit 200 ml de chloroforme ( $\text{CHCl}_3$ ), soit un mélange de méthanol- chloroforme (1 :1), soit du méthanol-eau 1 :1) dans chaque flacon en verre de 500 ml contenant chacun 20 g de poudre fine de chaque plante. Pour la préparation des extraits aqueux, il a été apporté uniquement 200 ml d'eau dans chaque flacon en verre de 500 ml contenant chacun 20 g de poudre fine de chaque plante. Les mélanges ont été mis dans un agitateur Labnet (model 211DS) à 150 rpm, en agitation continu, durant 48 heures et à température de 25°C. Après filtration sous papier Watman numéro 1, les filtrats obtenus des extraits organiques ont été concentrés sous pression réduite à une température de 40°C grâce à un évaporateur rotatif de type (*Büchi@* R-215). Les filtrats de l'extrait aqueux ont été évaporés à l'étuve à 45° C. Les solutions obtenues ont été remises en suspension dans l'acétone pour préparer une solution mère (Dane et *al.*, 2015). Les extraits obtenus ont été récupérés, mis dans des flacons en verre ambré et conservés à 4°C jusqu'à leur utilisation (Figure 35).

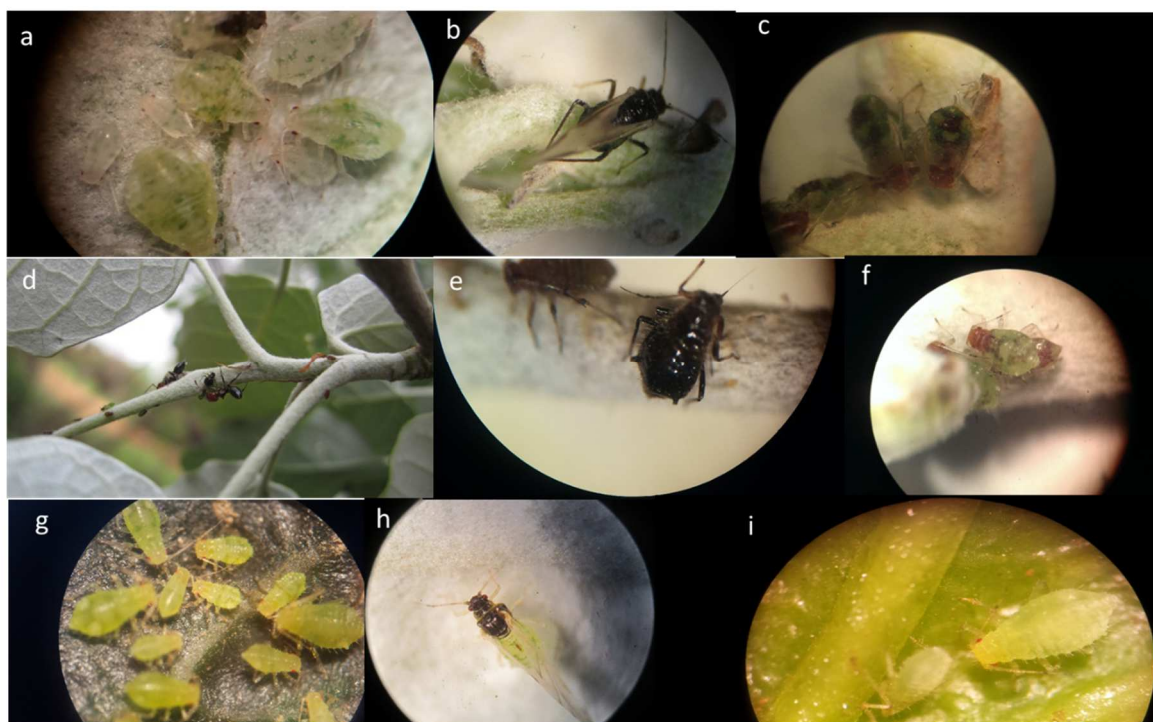


**Figure 35** : Extrait de *Melissa officinalis* conservé à 4°C (Originale, 2016).

## II.3. Les insectes

### II.3.1. Identification

Les aphides utilisés dans les expériences se composent de populations naturelles hétérogènes de *Chaitophorus populiabae*, *Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus leucomelas* (Figure 35), prélevées pour les deux premières populations sur peuplier blanc (*Populus alba*), et pour la troisième sur *Populus* euraméricain I214, à la station expérimentale de l'INRF, à BARAKI. Les espèces *Chaitophorus populiabae* et *Chaitophorus populeti* ont été identifiées par Raphaëlle MOUTTET de l'Unité d'Entomologie et Plantes Invasives de l'INRA de Montpellier, France (Annexe). Les clés de détermination de Nieto Nafria et Durante, (1998) et Blackman et Eastop, (2006) ont été utilisées pour leur identification. Quant à *Chaitophorus leucomelas*, il a fait l'objet d'une identification moléculaire, en collaboration, avec le Professeur Nicolás Pérez Hidalgo du département de génétique de l'Université de Valence, Espagne.



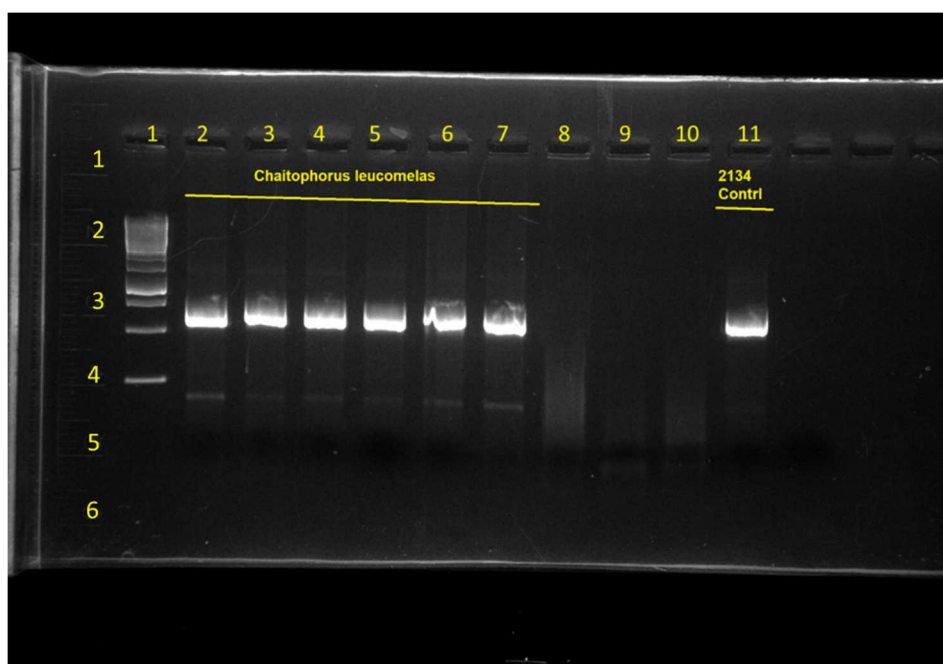
a : *C. populiabae* sur feuille de *P. alba*, b : Adultes ailés de *C. populiabae*, c : Larves aptère de *C. populiabae*, d : Colonies de *C. populeti* sur rameau de *P. alba*, e : Adulte aptère de *C. populeti*, f : Larves aptères de *C. populeti*, g : Colonies de *C. leucomelas* sur feuille *P. nigra*, h : Adultes ailés de *C. leucomelas*, i : Larves de *C. leucomelas*

**Figure 36** : Présentation des différentes formes biologiques des bioagresseurs (Originales, 2016).

### II.3.2. Méthodologie d'identification moléculaire : Extraction d'ADN, amplification par PCR et séquençage d'ADN

Les échantillons de *C. leucomelas* prélevés de la peupleraie de la station expérimentale de l'I.N.R.F. à Baraki, ont été conservés dans de l'éthanol 100% pour l'extraction ADN. Pour cela, un protocole non destructif d'extraction d'ADN a été utilisé (Stephane et *al.*, 2012). Le séquençage de l'ADN a été effectué, lequel couvre une partie des gènes mitochondriaux cytochrome oxydase I (COI) d'une vingtaine de pucerons de *C. leucomelas*. L'extraction de l'ADN total a été réalisée en introduisant un puceron dans chaque Eppendorf de 0,2ml, placé dans un bac à glace, dans lequel a été ajoutée une solution tampon de lyse de 30 µL de NaOH-EDTA dans chaque tube d'Eppendorf. Les Eppendorfs ont été mis en incubation dans un thermo-cycle à 95°C pendant 30 min. Puis, une solution tampon neutralisante de 30 µL de Tris-HCl (pH-8) a été ajoutée à la solution de lyse, puis mise en agitation dans un vortex agitateur pendant quelques secondes et conservée à -20°C. La cytochrome c oxydase I a été amplifiée par PCR en utilisant des amorces spécifiques aux Homoptères. L'amplification a été réalisée dans un volume de 47 µl, constitué d'1 µL de chaque amorce

(amorce en amont CI-J-2793 : 5'ATACCTCGACGTTATTCAGA-3',  
amorce inverse CII-N-3661 : 5'CCACAAATTTCTGAACATTGACCA-3'),  
0,28 µL d'ADN extrait et 0,3 unité de Taq DNA polymerase recombinant® (GE Healthcare®),  
33,5 µL d'eau pure (Milli-Q®), 2,5 µL de MgCl<sub>2</sub> (chlorure de magnésium), 1µL de dNTPs (désoxyadénosine triphosphate) et 5µL de la solution tampon. La réaction en chaîne a été réalisée dans un Thermocycleur PureAmp G (model : NAHITA-BLUE) dans les conditions suivantes : 1 minute de pré-incubation à 94°C, suivi de 40 cycles à 48°C pendant 30 secondes, de 40 cycles à 68°C pendant 30 secondes, puis un cycle à 72°C pendant 10 minutes. Les produits de PCR ont été visualisés après électrophorèse à 107 volts sur un 1,4% d'agarose coloré avec 1 µL d'acide nucléique sur gel rouge (Figure 37).



**Figure 37 :** PCR amplification de *Chaitophorus leucomelas* (Originale, 2018)

Les produits PCR ont été ensuite purifiés à l'aide d'exonucléase I et de phosphatase, et séquencés directement en utilisant le kit BigDye-Terminator V3.1 (Applied Biosystems) et un séquenceur ABI3730XL au Genoscope, à Barcelone, Espagne. Les deux brins de chaque fragment se chevauchant ont été assemblés grâce au logiciel d'édition de séquence Bioedit 5.0.9. Les séquences ont été alignées en utilisant les paramètres par défaut de ClustalW 1.81 (Thompson et *al.*, 1994). Les alignements ont été traduits en utilisant MEGA version 7 (<http://www.megasoftware.net>) (Kumar et *al.*, 2007) pour détecter les mutations de décalage de cadre et les codons stop prématurés ; celles-ci indiquent la présence de pseudogènes. Les séquences obtenues sont comparées sur NCBI (Basic Local Alignment Search Tool) <https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi> aux séquences homologues présentes dans GenBank pour connaître l'identité du spécimen analysé.

### II.3.3. Méthode d'élevage et étude de la dynamique des populations de *Chaitophorus* sur plants de peupliers

Les aphides utilisés dans les expériences en conditions de laboratoire et en semi – naturelles se composent d'une population naturelle de femelles vivipares aptères de chaque espèce de *C. populialbae*, *C. populeti* et *C. leucomelas*. Ces populations ont été prélevées sur peupliers blanc (*P. alba*) et noir (hybride euraméricain I214) à la station expérimentale de l'INRF à BARAKI.



Cinq pucerons de chaque espèce ont été déposés sur cinq plantes hôte saine, à l'aide d'un pinceau humide, au stade 4 feuilles, et recouverts d'un filet en mousseline pour éviter toute fuite des aphides. Les espèces de *Chaitophorus* ont été maintenues, en conditions de laboratoire, à  $26 \pm 1$  °C, avec une humidité relative de  $60 \pm 10\%$  et un cycle lumière/obscurité de 16-8 h.

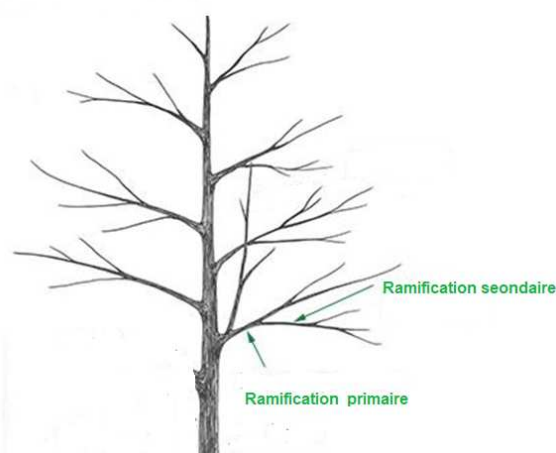
Pour les essais en conditions semi-naturelles, il a été sélectionné aux mois de décembre 2015 et 2016, des rameaux fructifères, sains et vigoureux, d'environ 1 m de long, sur arbres de peupliers hybrides euraméricain I214 et arbres de peupliers blancs (*P. alba*), à la station d'expérimentation de l'INRF, à Baraki. Pour obtenir 480 boutures de peupliers blancs et 240 boutures de peupliers hybrides euraméricains I214 d'une longueur de 25 cm chacune, il a été procédé, le même jour, à l'aide d'un sécateur, sur chaque rameau sélectionné, à une première taille en biseau au-dessus d'un bourgeon, puis à une seconde taille au bas droit en-dessous d'un bourgeon. Les 720 boutures obtenues ont été mises en terre (ou en jauge) en vue de leur plantation ultérieure. En février 2016 et 2017, chaque bouture a été enfoncée dans un sac en plastique, de dimensions 28 cm x 17,5cm, contenant un substrat composé de 50% de terre végétale, 25 % de sable et 25% de fumier organique pour favoriser leur croissance. Après l'opération de tassement du substrat, les boutures mise en pleine terres ont été arrosées par un système d'irrigation par aspersion. Le suivi technique et phytosanitaire fut effectué pour l'ensemble des boutures, qui au bout de quelques mois, ont permis la formation de jeunes plants de peupliers disposant de feuilles (Figure 38).



A : Boutures de *P. alba*, b : plantions des boutures dans des sacs, c : Arrosage des boutures par aspersion, d : jeune plant de *P. nigra* I214

**Figure 38** : Plantation de peupliers (Originales, 2016).

L'abondance des pucerons de chaque espèce de *Chaitophorus* a été évaluée selon le dispositif de Rousselin et *al.*, (2016). En effet, chaque arbre a été décrit par son ordre de ramification et sa position sur son axe principal. Ainsi, l'axe principal du tronc a été noté A, qui, à son tour, a donné naissance à des ramifications filles notées B ; ces dernières ont porté également des ramifications notées C, et ainsi de suite... (Figure 39). Suivant l'infestation, l'abondance des pucerons est évaluée de façon hebdomadaire. En effet, chaque feuille de chaque ramification est observée, pendant 2 à 4 mn, sur ces parties supérieures et inférieures.



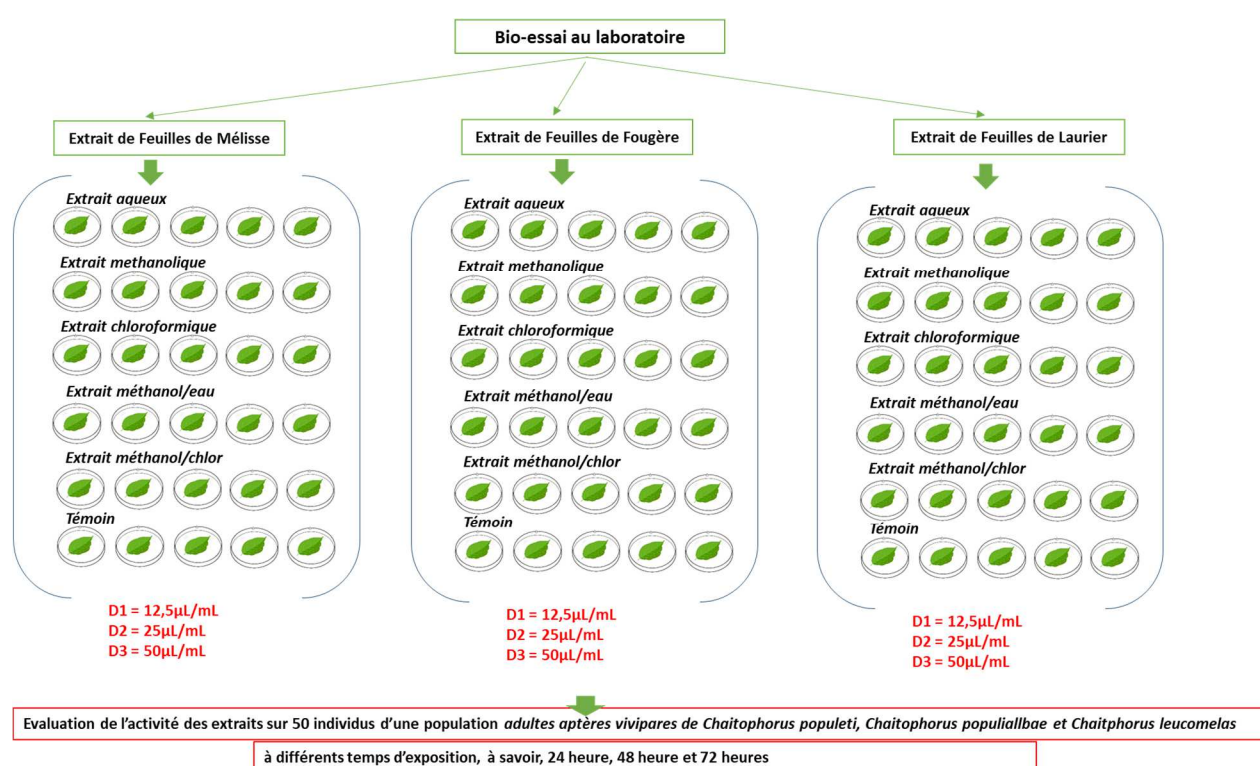
**Figure 39** : Schéma explicatif de la méthodologie de description de l'architecture des arbres

## II.4. Activités insecticides des extraits des plantes

### II.4.1. Au laboratoire

Les tests biologiques sur les trois espèces de *Chaitophorus* ont été effectués au laboratoire de phytopharmacie du département de zoologie et de foresterie de l'ENSA suivant le protocole légèrement modifié de Nadio et *al.*, (2013). Les aphides de la troisième génération issus de l'élevage au laboratoire ont été choisis pour ces tests. Les traitements ont été réalisés séparément dans des boîtes de pétri en verre de diamètre 90 mm, sur lesquelles ont été déposées un coton imbibé d'un millilitre d'eau distillée empêchant le dessèchement des feuilles de *Populus* durant les traitements. 50 individus adultes de *Chaitophorus* ont été déposés dans ces boîtes de Pétri, lesquelles ont été recouvertes d'un tissu à mailles très fines pour empêcher la fuite des pucerons et permettre l'aération des boîtes. Lors des tests effectués, il a été retenu les concentrations D1 = 12,5 $\mu$ L/mL, D2 = 25 $\mu$ L/mL, D3 = 50 $\mu$ L/mL de chaque extrait de plante. Puis, à l'aide d'une micro seringue, 500  $\mu$ L de chaque concentration de chaque

extrait de plante ont été pulvérisés sur les insectes se trouvant sur les feuilles. Les solutions ont été préparées, à partir d'une solution mère juste avant les traitements. Pour chaque extrait de plante, le traitement a été répété cinq fois. Toutes les expériences ont été réalisées dans les mêmes conditions de laboratoire, à une température de  $25\pm 1^\circ\text{C}$ , une humidité relative de  $60\pm 10\%$  et une photopériode 16:8 (L : D). Le dénombrement des pucerons morts a été effectué, à l'aide d'une loupe binoculaire, à différents temps d'exposition aux traitements, à savoir, 6 heures, 12 heures, 24 heures, 48 heures, et 72 heures. Le critère de mortalité retenu a été le suivant : les pucerons immobiles ne réagissant à aucun chatouillement sur les pattes et sur les parties sensibles notamment les antennes ont été considérés comme morts. Le témoin a été traité au solvant uniquement (Figure 40).

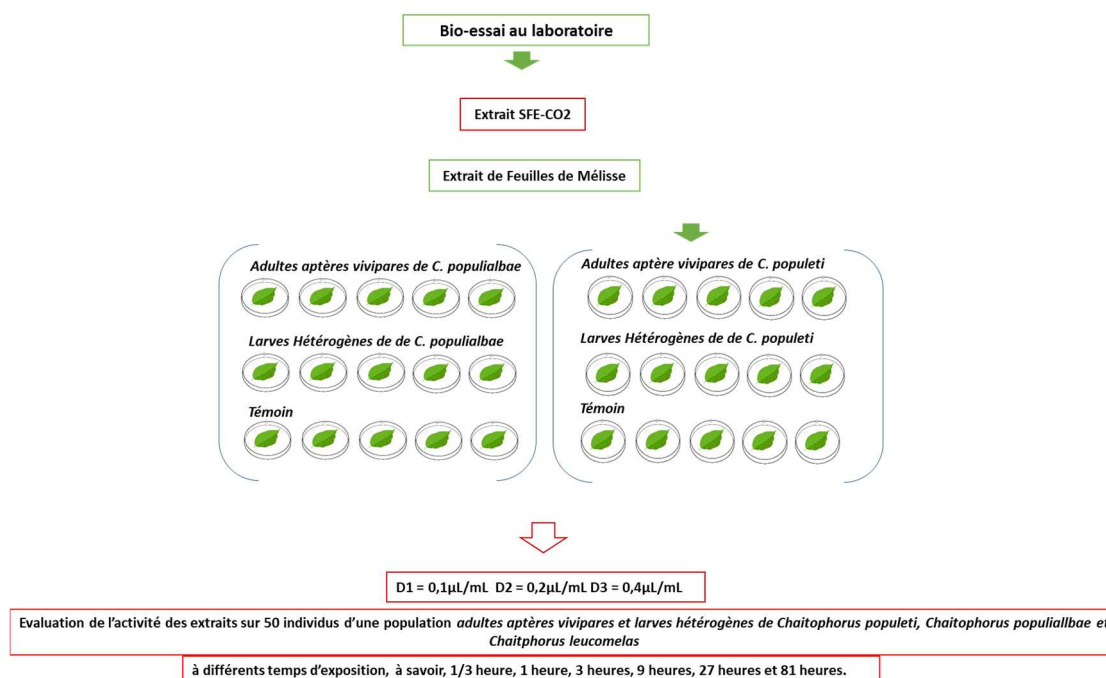


**Figure 40 :** Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l'évaluation de l'activité insecticide au laboratoire

De plus, les extraits végétaux issus par extraction par fluide supercritique ont été testés également au laboratoire suivant le même protocole mentionné ci-dessus sur les populations hétérogènes larvaires et adultes aptères de *Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus leucomelas*. Cette partie a fait l'objet d'une publication scientifique au mois d'aout 2020. Les traitements ont été réalisés séparément sur les larves et les adultes se trouvant dans des boîtes de pétri, en verre de 90mm de diamètre. Sur le fond des boîtes de Pétri

a été déposé un coton imbibé d'un millilitre d'eau distillée empêchant ainsi le dessèchement des feuilles de *Populus* au cours du traitement.

Dans ces boîtes de Pétri, ont été déposées des feuilles de *Populus* infestées par 50 individus d'une population de *Chaitophorus populeti*. Le même protocole a été appliqué pour le traitement de la population de *Chaitophorus populialbae*. Les boîtes de Pétri ont été recouvertes d'un tissu à mailles très fines pour empêcher la fuite des pucerons et permettre l'aération des boîtes. Trois concentrations ont été retenues sur la base de tests préliminaires, soient 0,1 0,2 et 0,4  $\mu\text{L}/\text{mL}$ . Les solutions issues d'une extraction SFE de la mélisse ont été préparées juste avant les tests. Pour chaque espèce de *Chaitophorus*, le traitement a été répété cinq fois (Figure 41).



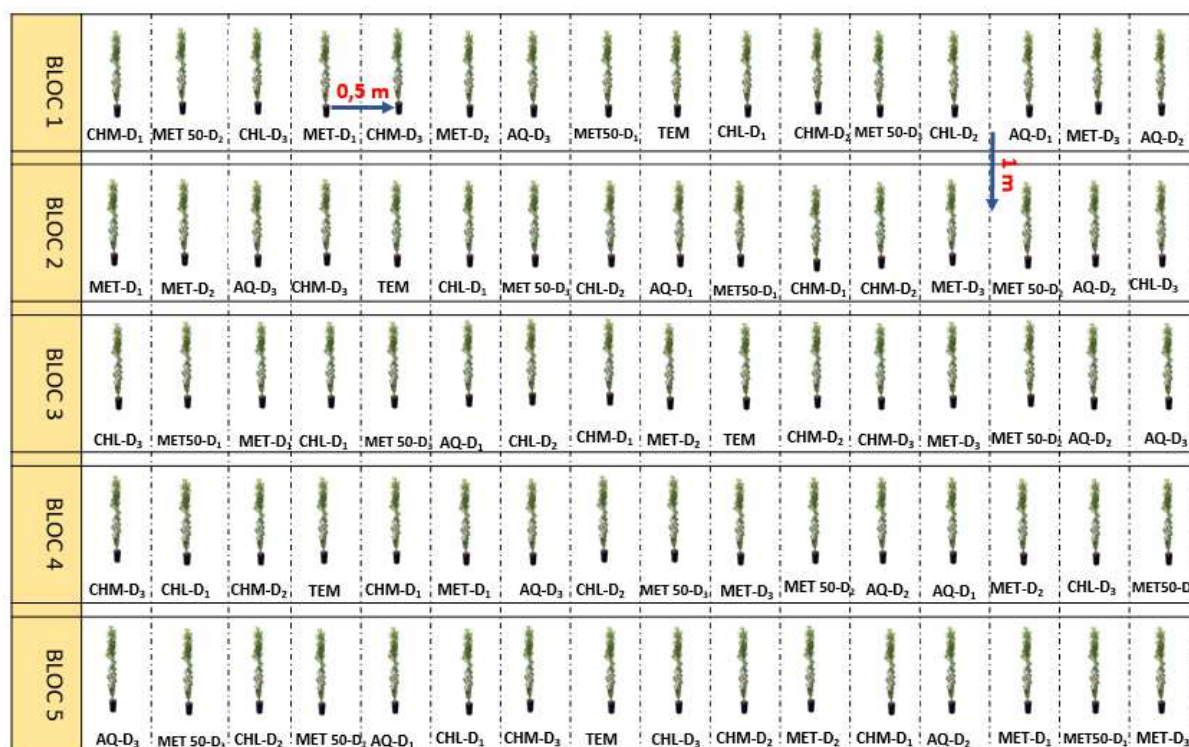
**Figure 41** : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l'évaluation de l'activité insecticide des extraits SFE-CO2 au laboratoire

## II.4.2. Sur terrain

### II.4.2.1. Activité insecticide des extraits des plantes en conditions semi-naturelles

La parcelle agricole de la station de l'INRF, à BARAKI, retenue en mai 2017, est de superficie de 135 m<sup>2</sup> avec des écartements de 1 m entre les blocs et de 0,5 m entre les plants. Le dispositif expérimental, composé de 240 plants de *Populus* euraméricain I214 et de 480 de *Populus alba*, a été installé en blocs randomisés complets aléatoires avec 5 répétitions pour chaque traitement de chaque concentration plus un témoin (Figure 42).

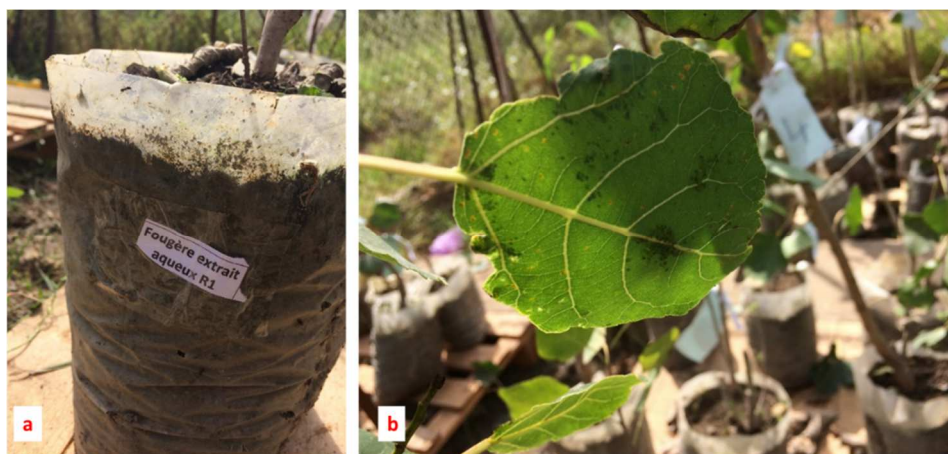




MET : Méthanol, CHL : Chloroforme, AQ : aqueux, CHM : Méthanol- chloroforme, MET 50 : Méthanol – eau, TEM :  
Témoin, D<sub>1</sub> : Concentration 12.5%, D<sub>2</sub> : Concentration 25%, D<sub>3</sub> : Concentration 50%,

**Figure 42** : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l'évaluation de l'activité insecticide en conditions semi-naturelles

L'expérimentation a été réalisée suivant le protocole légèrement modifié de Drekić et *al.*, (2018). Un pulvérisateur à dos de 16 litres, équipé d'une buse (Uzman K-103), a été utilisé pour les traitements. Pendant le traitement, les conditions météorologiques ont été favorables à l'application des extraits de plantes. Les concentrations 12,5, 25 et 50 % appliquées ont été identiques aux tests de laboratoire pour confirmation de leur toxicité. Dès lors que la parcelle agricole a été naturellement infestée de pucerons, un comptage de pucerons sur les plants, avant traitement, a été effectué tôt le matin, puis d'autres comptages de pucerons, après traitements, ont été effectués, à des intervalles de 1, 2, 4, 6, 8 et 10 jours. Les pourcentages de réduction de la population de *C. leucomelas*, *C. populialbae*, *C. populeti* ont été calculés selon l'équation de Henderson et Tilton (1955) (Figure 43).



a : marquage des plants de peuplier pour chaque extrait, b : infestation naturelle des plants de *P. nigra* I214

**Figure 43** : Dispositif expérimental en condition semi-naturelles

### II.4.2.2. Activité insecticide des extraits des plantes en conditions naturelles

L'expérimentation en conditions naturelles a été réalisée exclusivement sur peuplier blanc à la Réserve de chasse de Zéralda et au site de Baba Hassen, suivant le protocole de Drekić et *al.*, (2018), en conditions naturelles. Chaque site d'étude a été subdivisé en cinq blocs séparés entre eux de 5 mètres, comprenant chacun 16 arbres de peupliers distants l'un de l'autre de 2 mètres dont un a été le témoin (soit 80 arbres de peupliers blancs). Les essences ont été marquées avec différentes couleurs de peinture selon les objectifs fixés (Figure 44).



MET : Méthanol, CHM : Méthanol- chloroforme, MET 50 : Méthanol – eau, TEM : Témoin, D<sub>1</sub> : Concentration 12.5%, D<sub>2</sub> : Concentration 25%, D<sub>3</sub> : Concentration 40%, D<sub>4</sub> : Concentration 50%, D<sub>5</sub> : Concentration 60%,

**Figure 44** : Schéma explicatif du dispositif expérimental pour l'évaluation de l'activité insecticide en conditions naturelles



Au cours de notre expérimentation, 16 applications par bloc ont été effectuées, à l'aide d'un pulvérisateur à dos de 16 litres, équipé d'une buse (Uzman K-103). La pulvérisation foliaire des extraits des trois plantes a porté sur les extraits de méthanol, méthanol-chloroforme et méthanol-eau qui s'est déroulée sous des conditions météorologiques favorables, à 6 heures du matin, à une température de 14°C et une hygrométrie de 82%. Les applications ont concerné les concentrations 12,5, 25, 40, 50 et 60 %. Un comptage de pucerons sur les plants, avant traitement, a été effectué tôt le matin, puis d'autres comptages de pucerons, après traitements, ont été réalisés, à des intervalles de 1, 2, 4, 6, 8 et 10 jours. Les pourcentages de réduction de la population de *C. populi* et *C. populeti* ont été calculés selon l'équation de Henderson et Tilton (1955) (Figure 45).



a : marquage des plants de peuplier, b : pulvérisation des extraits sur *P. alba*

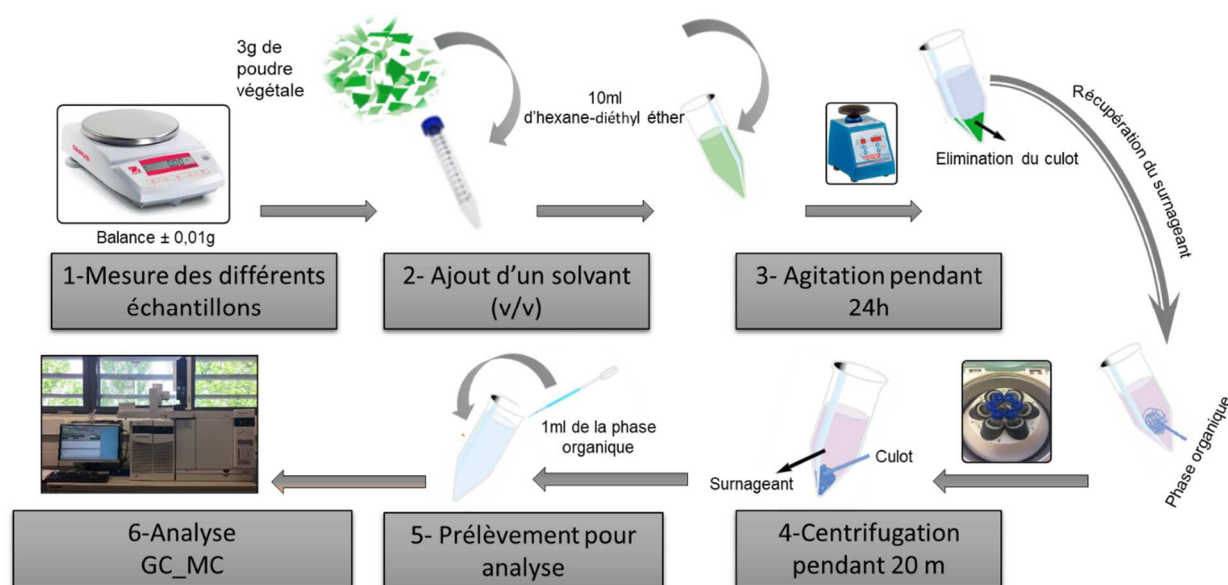
**Figure 45** : Dispositif expérimental en condition naturelle

#### II.4.3. Extractions des métabolites secondaires des plantes

Les stages pratiques effectués durant les périodes du 11 mars au 11 mai 2017 et du 1 octobre au 30 novembre de la même année, au sein du département de chimie de L'Université de Lleida (Espagne), sous la direction de Monsieur le Professeur Ramon CANELA-GARAYOA avaient pour objectifs l'extraction et l'analyse des métabolites secondaires des plantes choisies à l'aide de méthodes d'extractions pour déterminer de nombreux composés moléculaires. L'identification des constituants des différents extraits de plantes a été réalisée par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS).

### II.4.3.1. Extraction par ultrasons

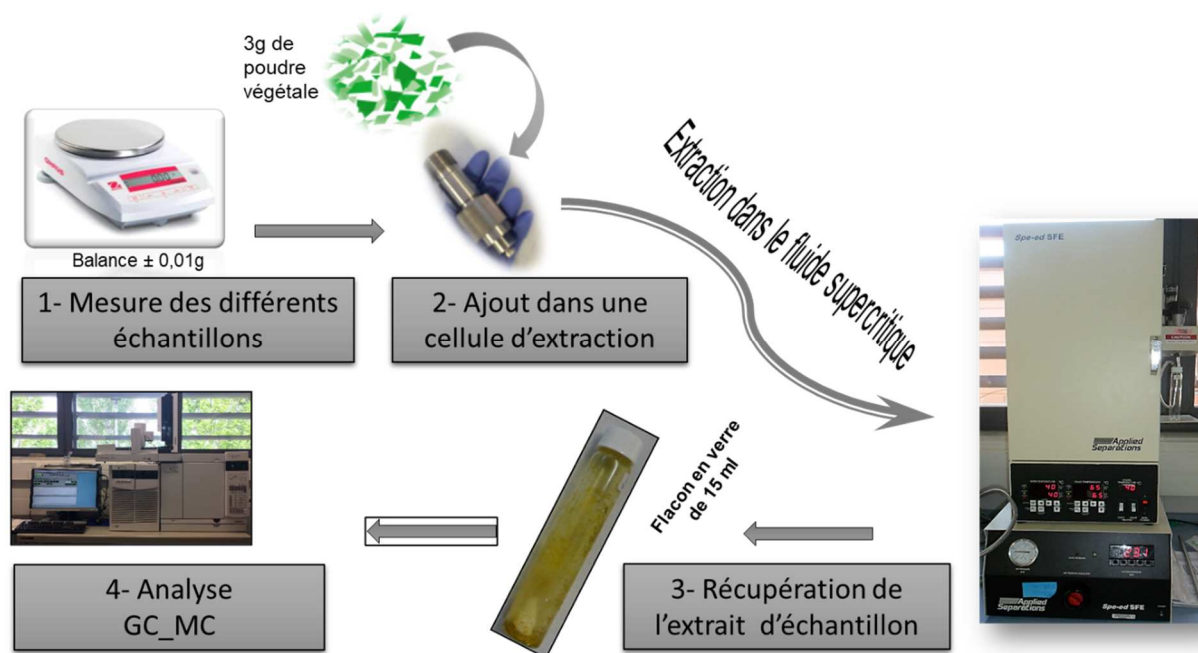
1g de la poudre fine de feuilles de chaque plante a été mélangé à 10 mL d'hexane dans des tubes en verre. Les tubes ont été immergés dans un bain d'eau de sonication, à une température de 60°C, et irradiés à une puissance de 40KHz pendant 6 heures. Après extraction, chaque tube en verre avait une phase liquide, située au-dessus et une phase solide, située en dessous. A l'aide d'une pipette de 3 mL, il a été procédé au prélèvement de la phase liquide de chaque tube en verre, laquelle a été, par la suite, introduite dans de nouveaux tubes en verre de 15 mL. Ces derniers tubes ont été centrifugés dans une centrifugeuse à 3000 rpm pendant 10 min. Le surnageant de chaque tube en verre a été recueilli et stocké à 4 °C jusqu'à son utilisation ultérieure (Figure 46).



**Figure 46** : Protocole d'extraction par ultrasons

### II.4.3.2. Extraction par fluide supercritique

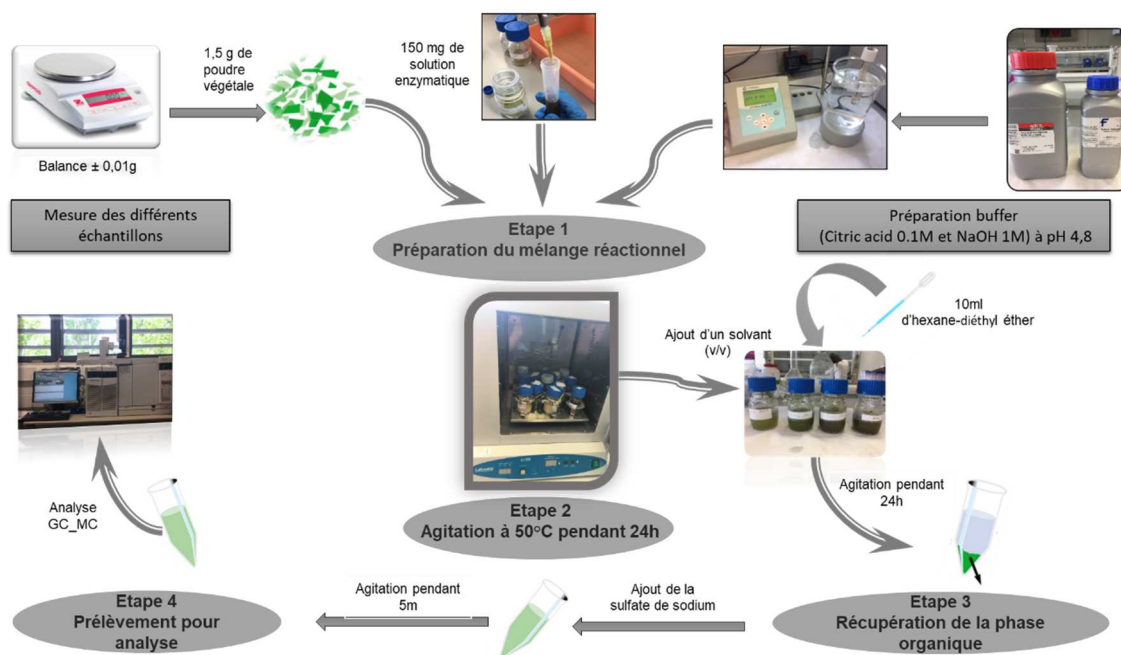
Un échantillon de 3 g a été placé dans une cellule d'extraction de 11 ml de fluide supercritique (Speed SFE, Applied Separations, USA) à 300 bars, 40 °C pendant 20 min. Le débit de CO<sub>2</sub> a été maintenu entre 3 et 4 L / min. Les extraits ont été récupérés dans un flacon immédiatement après décompression (Figure 47).



**Figure 47 :** Protocole d'extraction par fluide supercritique

### II.4.3.3. Extraction enzymatique

L'extraction enzymatique a été réalisée à partir d'un mélange réactionnel de 1,5 g de poudre fine de feuilles de chaque plante et de 150 mg de solution enzymatique commerciale de Biocon, Biocelulasa Wy W-P, dans 60 mL de tampon (Citric acid 0.1M et NaOH 1M), à pH 4.8. Le mélange réactionnel a été continuellement agité (stirred orbital), à 50°C, pendant 24h. Par la suite, le contenu a été équitablement séparé dans 2 flacons de 50 mL dans lesquels il a été ajouté 10 mL de solvant hexane-diéthyl éther. Les 2 flacons de mélange ont été agités (vortex) pendant 1h. Les phases organiques obtenues dans les deux flacons de mélange ont été récupérées dans un flacon de 15mL dans lequel il a été ajouté du sulfate de sodium ( $Na_2SO_4$ ). Ensuite, le flacon de mélange phases organiques- $Na_2SO_4$  a été mis sous agitation pendant 5 minutes. Après agitation, la phase organique obtenue a été prélevée pour être analysée (Figure 48).



**Figure 48** : Protocole d'extraction enzymatique

#### II.4.3.4. Méthode par dérivation

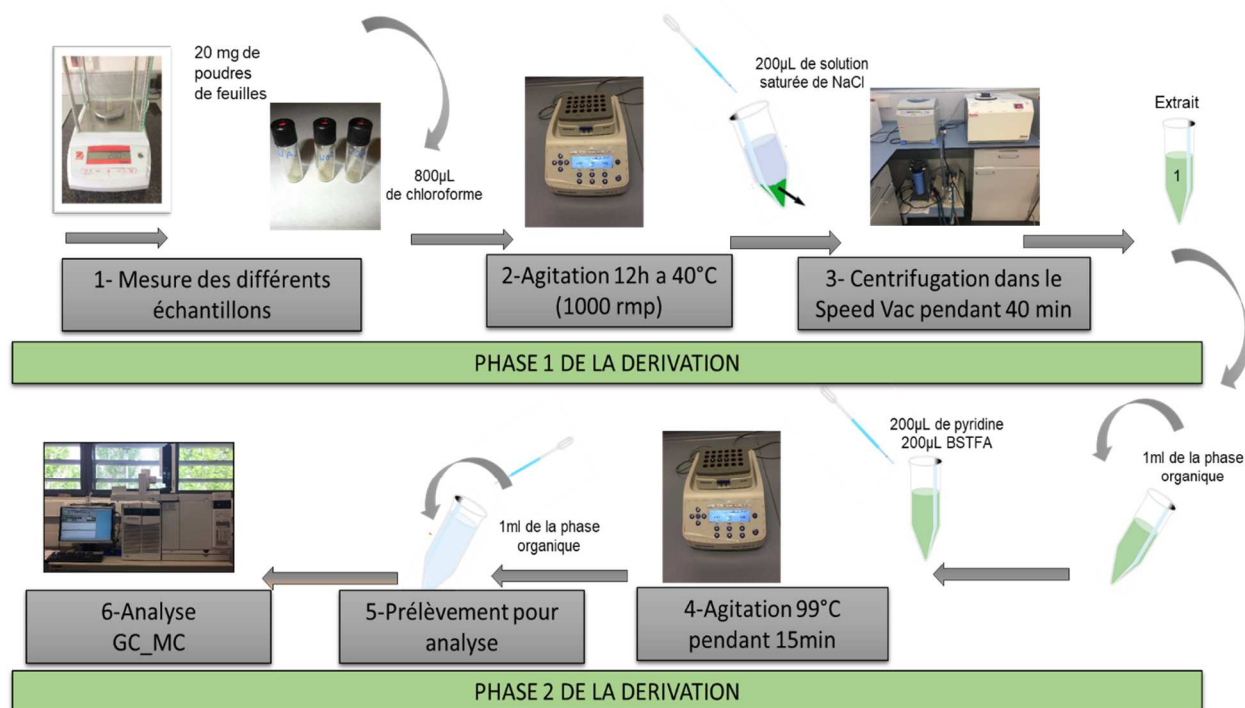
##### Phase 1 de l'extraction

20 mg de chaque poudre végétale ont été introduits dans des flacons à dérivés de 1,5mL avec 800  $\mu$ L de chloroforme ( $CHCl_3$ ); ces flacons ont été placés sous agitation dans le thermomixer, à 40° C, pendant une durée de 12 h, avec une rotation de 1000 tours/min. Après agitation, 200  $\mu$ L de solution saturée de NaCl ont été ajoutés dans chaque flacon à dérivé ; le mélange obtenu a été agité vigoureusement à la main pendant plusieurs secondes. A l'aide d'une pipette de 500 $\mu$ L, la phase organique de chaque flacon à dérivé a été prélevée et introduite dans de nouveaux flacons à dérivés. Ces derniers ont été placés dans une centrifugeuse (SpeedVac Vacuum concentrators modèle SPD 131 DDA-230) pendant 40 minutes. La solution centrifugée de chaque flacon à dérivé, située en dessus, a été prélevée, à l'aide d'une seringue de 1mL, puis elle a été introduite dans un nouveau flacon à dérivé (solution). Cette solution avait subi les mêmes étapes décrites ci-dessus, à l'exception du rajout de 20 mg de poudre fine de chaque poudre, pour pouvoir entamer la deuxième phase.

##### Phase 2 de l'extraction

1 mL de l'extrait a été prélevé, à l'aide d'une seringue de 1 mL, et incorporé dans un nouveau flacon à dérivé ; dans lequel, il a été ajouté 200  $\mu$ L de pyridine pure à 99% et 200  $\mu$ L de BSTFA (N, O-Bis(trimethylsilyl)trifluoroacetamide) ; puis placé pour agitation dans le thermomixer

à 99°C pendant 15 min. A l'aide d'une seringue de 1mL, la solution obtenue a été prélevée pour analyse (Figure 49).



**Figure 49** : Protocole d'extraction par dérivation

#### II.4.4. Préparation des standards

La solution mère de 500 ppm a été préparée, à partir, des composés standards (Tableau 4). A partir de cette solution mère, quatre concentrations de 10, 5, 1, et 0,5 ppm ont été préparées.

**Tableau 3** : Groupe des standards

Standards	Pureté	Compagnie	Groupe
FELLANDRENE	99%	CARINSA	A
MYRCEN	95%	CARINSA	
LINALOOL	96%	CARINSA	
Alpha- PINEN	99%	SIGMA ALDRICH	
CITRONELLYLACETAT	95%	SIGMA ALDRICH	B
CITRAL	95%	CARINSA	



HIDROXICITRONELLAL	98%	CARINSA	C
GERANIOL	99%	CARINSA	
OCIMEN	99%	CARINSA	
Beta-PINENE	99%	SIGMA ALDRICH	
FARNESOL	96%	CARINSA	
TERPINEOL	80%	CARINSA	D
LIMONEN	99%	CARINSA	
CARVEOL	95%	CARINSA	
CITRONELAL	95%	CARINSA	E
TERPINEN-4-OL	97%	SIGMA ALDRICH	
OCTEN-3-OL	98%	SIGMA ALDRICH	F

#### II.4.5. Identification par GC/MS

L'analyse chimique des composés a été effectuée par couplage (GC-MS) sur un appareil de type Agilent Technologies 6890N couplé à un Agilent Technology 5973 Mass Selective Detector equipped with an autosampler, équipé d'une colonne capillaire en silice fondue de (30 m x 0.250 mm x 0.25 µm), type HP-5MS. La température de la colonne a été initialement réglée, à 60 ° C, pendant 1 min, puis graduellement jusqu'à 150 ° C, à une vitesse de 5 ° C / min. Ensuite, la température a été élevée progressivement pour atteindre 250 ° C. Le gaz vecteur employé était l'hélium avec une pureté de 99.9999%. Les spectres de masse ont été enregistrés à 70 eV. Le contrôle et l'analyse des données ont été effectués par le logiciel Agilent MSD Productivity ChemStation m/z pour MS. L'identification des molécules était basée sur les temps de rétention en co-injection avec les standards disponibles provenant de Carinsa et SIGMA-Aldrich, Espagne, (Citronelal, Felandreno, Geraniol, Terpineol, Myrcen, Linalool, Ocimen, Farnesol, Alpha- pinene, Terpinen-4-ol, Hidroxicitronellal, Octen-3-ol, Beta-pinene, Limonen, Carveol, Citronellylacetat, Citral,) et, au regard de leurs spectres par rapport à ceux contenus dans la bibliothèque de spectres informatisées de NIST 2011. Le pourcentage relatif des molécules individuelles était calculé sur la base de la surface du pic GC corrigé avec un standard interne (Tridecane).



## II.5. Exploitation des données

### II.5.1. Méthodes d'estimation des paramètres

#### II.5.1.1. Calcul de rendement

Le rendement des extraits (R) est le rapport entre le poids de la matière extraite (Pe) et le poids du matériel végétal (Pv) (Carré, 1953) ; il est exprimé en pourcentage, et est calculé suivant la formule :

$$R\% = (Pe/Pv) \times 100$$

Pe : poids de la matière extraite en g

Pv : poids du matériel végétal en g

#### II.5.1.2. Calcul de la mortalité corrigée

La mortalité des populations vivipares femelles du genre *Chaitophorus* a été calculée et corrigée selon la formule d'Abbott (1925) en tenant compte de la mortalité naturelle observée dans le test de contrôle (témoin positif).

$$Mc = (Mo - Mt/100 - Mt) \times 100$$

Mc : Mortalité corrigée (%)

Mo : Mortalité enregistrée dans les lots traités avec les extraits de plantes étudiées (%)

Mt : Mortalité enregistrée dans le test de contrôle (%)

#### II.5.1.3. Calcul du pourcentage de réduction

Le calcul du pourcentage de réduction des populations de *Chaitophorus* a été calculé selon l'équation de Henderson et Tilton (1955).

$$MC\% = \left( 1 - \frac{\text{n dans le lot témoin avant traitement} * \text{n dans le lot traité après traitement}}{\text{n dans le lot témoin après traitement} * \text{n dans le lot traité avant traitement}} \right) * 100$$

n : Population d'insectes

Mc : Mortalité corrigée (%)

## II.6. Analyses statistiques des données

L'objectif était de savoir si la moyenne d'une variable quantitative variait significativement en fonction du chémotype des extraits, de l'applicabilité directe des extraits, des formes biologiques, des doses des extraits et du pourcentage de mortalité. Dans ce cas, Il a été préconisé d'effectuer une analyse de variance. Dans les conditions paramétriques (ANOVA pour ANalysis Of Variance), la distribution de la variable quantitative devait être normale. Dans le cas où la distribution des données ne suivait pas une loi normale, un test statistique non paramétrique, basé sur le Kruskal-Wallis, était réalisé pour analyser les données. Le test de Kruskal-Wallis avait été complété par le test post-hoc de Dunn de comparaison multiple avec un ajustement de la valeur p du niveau de signification de Bonferroni.

Les relations multivariées sont étudiées à l'aide d'une analyse factorielle des correspondances en composantes principales (A.C.P.). Dans cette analyse, les extraits sont groupés selon leurs efficacités respectives. A partir des trois premiers axes de l'analyse factorielle, une classification ascendante hiérarchique des extraits est réalisée dans le but de détecter des discontinuités temporelles. La classification hiérarchique des facteurs lignes ou colonnes se fait en considérant les coordonnées sur les premiers axes, de telle sorte qu'au moins 50 % de la variance cumulée soit observée. La distance euclidienne ainsi que la méthode de « Ward », basées sur les mesures de similarité entre variables a été prise en compte.

## Chapitre III : Résultats

### III.1. Rendement d'extraction des plantes étudiées

Dans le but d'évaluer la capacité d'extraction des solvants utilisés, les opérations d'extractions ont été réalisées dans les mêmes conditions opératoires. Les résultats du tableau 4 montrent que les meilleurs rendements d'extractions ont été enregistrés avec le solvant aqueux ( $53 \pm 2,00\%$ ) pour l'extrait du Laurier, et ceux avec les extraits bruts hydro-méthanoliques pour les extraits de Mélisse et de Fougère avec respectivement  $65,5 \pm 1,66\%$  et  $69 \pm 1,97\%$ . En conséquence, les rendements d'extractions des extraits de plantes par des solvants polaires comme le méthanol et l'eau ont été plus importants par rapport au chloroforme, solvant moins polaire dont les taux d'extraction des extraits du Laurier sont de,  $42,0 \pm 3,41 \%$ ,  $45,5 \pm 2,47\%$  pour la mélisse et  $43,5 \pm 2,54 \%$  pour celui de la fougère,

**Tableau 4 :** Rendement en % des extraits de plantes

	Laurier		Mélisse		Fougère	
	PE en g	Rendement %	PE en g	Rendement %	PE en g	Rendement %
MET	9,4	$47,0 \pm 1,70$	12,1	$60,5 \pm 0,12$	10,1	$50,5 \pm 1,11$
MET50	7,2	$36,0 \pm 2,45$	13,1	$65,5 \pm 1,66$	13,8	$69,0 \pm 1,97$
CHM	10,2	$51,0 \pm 0,58$	12,9	$64,5 \pm 2,35$	11,2	$56,0 \pm 2,55$
CHL	8,4	$42,0 \pm 3,41$	9,1	$45,5 \pm 2,47$	8,7	$43,5 \pm 2,54$
AQ	10,6	$53,0 \pm 2,00$	11,8	$59,0 \pm 3,64$	12,4	$62,0 \pm 3,12$

MET : Méthanol, CHL : Chloroforme, AQ : aqueux, CHM : Méthanol- chloroforme, MET 50 : Méthanol – eau

PE : Poids de la matière extraite en g. Les résultats sont exprimés en moyenne  $\pm$  erreur standard.

### III.2. Compositions chimiques des plantes

#### III.2.1. Composés chimiques de *Pteridium aquilinum*

Les résultats relatifs à la composition chimique de la fougère aigle figurant au tableau 5 sont représentés par 55 composés chimiques issus des 4 méthodes d'extraction dont 29 par ultra son, 26 par SFE, 13 par enzyme et 21 par dérivatisation. Les méthodes analytiques par ultrason, fluide supercritique et par enzyme ont pu isoler un total de 43 composés chimiques dont 13 mono terpéniques (D-Limonene, Linalool, beta.-Pinene, O-Cymene, Grandisol, Citronellol, Nerol oxide, ...), un composé triterpene (Gamma- Sitostérol), 14 composés terpéniques oxygénés dont 6 alcools (Catéchol, Benzylalcohol, P-Crésol, 3- Octanol, PhényléthylAlcohol et Grandisol), 3 cétones (Butyrolactone, (4H)-Benzofuranone. 5,6,7,7a-tetrahydro-4,4,7a-

trimethyl- et 2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl-) et un composé aldehyde (Benzaldehyde), 8 acides gras (Myristic acid, Palmitic acid, Linoléic acid, Stearic acid, Sorbic acid, Oléic acid, Héxanoic acid et Enanthic acid), 3 acides aminées et dérivés (L-Glutamic acid, cathine et Cinnamoylcocaine), un composé amine (Métaraminol) et 3 composés divers (Thiabendazole, P- Xylène et Coumaran).

**Tableau 5 :** Composition chimique de *Pteridium aquilinum*

	Composés	Ultrason %	SFE %	Enzyme %	Rt (min)	RI <sup>K</sup> (exp)	RI t(Kovats)	Formule chimique
<b>Terpènes et Terpénoïdes</b>								
1	beta.-Pinene	0.49	0.60	7.58	6,713	934	964	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
2	1-Octyn-3-ol, 4-ethyl-	0.34	-	-	6,967	951	-	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
3	1-Octen-3-ol	-	0.77	-	7.370	977	986	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
4	Mesitylene	-	0.24	-	7.603	990	997	C <sub>9</sub> H <sub>12</sub>
5	D-Limonene	0.64	1.94	14.68	8.117	1027	1030	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
6	o-Cymene	0.50	0.35	5.02	8.826	1078	1039	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
7	Linalool	-	1.49	-	9.070	1096	1098	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
8	Benzene, 1,2,3,4-tetramethyl-	1.89	-	-	9,403	1122	1151	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
9	Grandisol	-	3.14	-	10,754	1228	-	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
10	Citronellol	7.97	-	-	13,510	10716	1225	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O
11	8-Quinolinol, 2-methyl-	4.67	1.26	0.53	13.714	1488	-	C <sub>10</sub> H <sub>9</sub> NO
12	Nerol oxide	3.78	-	-	13,738	1409	-	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O
13	(-)-trans-Pinane	2.35	-	-	16,995	1832	972	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub>
14	Phytol	14.84	12.91	5.47	19.247	2105	2106	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O
15	gamma.-Sitosterol	6.25	-	-	21.212	2374	3203	C <sub>29</sub> H <sub>50</sub> O
16	Benzaldehyde	-	0.29	-	7,110	961	966	C <sub>7</sub> H <sub>6</sub> O
17	Cathinone	-	3.26	-	10,100	1176	-	C <sub>9</sub> H <sub>11</sub> NO
18	Butyrolactone	0.23	-	-	6,38	910	915	C <sub>4</sub> H <sub>6</sub> O <sub>2</sub>
19	(4H)-Benzofuranone. 5,6,7,7a-tetrahydro-4,4,7a-trimethyl-	-	1.31	-	14.222	1539	1538	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
20	2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl-	-	7.61	-	17,002	1832	1846	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O
21	Catechol	0.15	-	-	6,491	918	-	C <sub>6</sub> H <sub>6</sub> O <sub>2</sub>
22	3-Octanol	1.45	-	-	7,598	992	994	C <sub>8</sub> H <sub>18</sub> O
23	Benzyl alcohol	0.47	-	0.35	8,169	1033	-	C <sub>7</sub> H <sub>8</sub> O
24	p-Cresol	0.25	-	-	8.715	1070	1070	C <sub>7</sub> H <sub>8</sub> O
25	Phenylethyl Alcohol	-	1.21	-	9.271	1112	1114	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub> O
26	Phytol, acetate	5.39	-	-	17,002	1833	-	C <sub>22</sub> H <sub>42</sub> O <sub>2</sub>
27	Glyceryl acetate	0.31	-	-	7,063	958	1095	C <sub>5</sub> H <sub>10</sub> O <sub>4</sub>

28	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	2.01	0.48	2.84	13.92	1508	-	C <sub>14</sub> H <sub>22</sub> O
<b>Totals Terpènes et Terpenoïdes</b>		<b>53,98</b>	<b>36,86</b>	<b>36,47</b>				
<b>Acides gras</b>								
29	Hexanoic acid	0.80	0.36	0.73	7,3786	978	-	C <sub>6</sub> H <sub>12</sub> O <sub>2</sub>
30	Sorbic Acid	-	0.50	0.74	8,604	1064	-	C <sub>6</sub> H <sub>8</sub> O <sub>2</sub>
31	Enanthic acid	1.69	-	-	8,694	1071	1062	C <sub>7</sub> H <sub>14</sub> O <sub>2</sub>
32	Myristic acid	3.26	-	-	15,442	1662	1766	C <sub>14</sub> H <sub>28</sub> O <sub>2</sub>
33	Oleic Acid	1.48	16.00	-	18,014	1951	-	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>
34	linolenic acid	15.40	14.76	12.93	19.486	2136	2099	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>
35	palmitic acid	12.00	17.22	24.48	20.396	2259	2498	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>
36	stearic acid	9.92	0.79	22.92	21.763	2454	-	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>
<b>Total Acides gras</b>		<b>44,55</b>	<b>49,63</b>	<b>61,80</b>				
<b>Acides aminés et dérivés</b>								
37	L-Glutamic acid	0.91	-	-	6,171	895	-	C <sub>5</sub> H <sub>9</sub> NO <sub>4</sub>
38	cathine	-	0.65	-	9,180	1103	-	C <sub>9</sub> H <sub>13</sub> NO
39	Cinnamoylcocaine	-	5.40	-	19,046	2080	-	C <sub>19</sub> H <sub>23</sub> NO <sub>4</sub>
<b>Total Acides aminés et dérivés</b>		<b>0,91</b>	<b>6,05</b>	<b>00</b>				
<b>Amines</b>								
40	Metaraminol	-	1.17	-	10,59	1214	-	C <sub>9</sub> H <sub>13</sub> NO <sub>2</sub>
<b>Total Amines</b>		<b>00</b>	<b>1,17</b>	<b>00</b>				
<b>Autres</b>								
41	p-Xylene	0.11	0.86	1.73	5.702	865	865	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub>
42	Coumaran	0.44	-	-	6,751	937	1219	C <sub>8</sub> H <sub>8</sub> O
43	Thiabenzazole	-	5.43	-	18,231	1977	-	C <sub>10</sub> H <sub>7</sub> N <sub>3</sub> S
<b>Total Autres</b>		<b>0,55</b>	<b>6,29</b>	<b>1,73</b>				

Rt : Temps de rétention ; RI K (exp) : Indice de rétention de Kováts déterminé sur une colonne HP-5MS en utilisant la série homologue de n-alcanes (C8 - C22) comme référence ; RI t(Kovats) : indice de rétention de Kováts rapporté dans la littérature.

### III.2.2. Composés chimiques de *Melissa officinalis*

Les résultats de l'analyse des composés moléculaires de *Melissa officinalis* (Tableau 6) ont montré 60 composés chimiques pour les 4 méthodes d'extraction dont 18 par ultra son, 20 par SFE, 11 par enzyme et 30 par dérivation. Les 3 méthodes (ultrason, fluide supercritique et enzymatique) ont permis d'obtenir un total de 30 composés chimiques dont 15 monoterpéniques (D-Limonène, p-Cymène, Durène, Citronellal, Citronellol, Néral, Géraniol, Géraniol, Citral, Nérol, Néral, Eugénol), un diterpène (phyto), 2 sesquiterpéniques (Caryophyllene et Caryophyllene oxide) et 7 terpènes oxygénés dont 3 alcools (O- Crésol, PhényléthylAlcohol et 1-Octyn-3-ol) et 2 cétones (Trans bêta-Ionone et (4H) -Benzofuranone.

5,6,7,7a-tetrahydro-4,4,7a-trimethyl-), et 4 acides gras (Octanoic acid, Linoléic acid, Palmitic acid et Stearic acid) et un composé le p- Xylène.

**Tableau 6 :** Composition chimique de *Melissa officinalis*

	Composés	Ultrason %	SFE %	Enzyme %	Rt (min)	RI <sup>K</sup> (exp)	RI t(Kovats)	Formule chimique
<b>Terpènes et Terpenoïdes</b>								
1	Mesitylene	0.63	-	0.48	7.603	990	997	C <sub>9</sub> H <sub>12</sub>
2	D-Limonene	22.63	1.97	3.48	8.121	1029	1030	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
3	p-Cymene	8.23	-	1.88	8.826	1078	1039	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
4	Durene	0.19	-	0.64	9.398	1121	1131	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
5	Citronellal	-	1.35	-	9.773	1151	1150	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
6	Citronellol	13.51	4.46	8.72	10.716	1225	1221	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O
7	NERAL	-	0.06	-	10.902	1241	1242	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O
8	Geraniol	0.23	5.52	-	11.034	1252	1255	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
9	Geranial	-	0.10	-	11.246	1269	1269	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O
10	Citral	-	2.67	-	11.257	1270	1270	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O
11	(R)-(+)-Citronellic acid	-	4.93	-	11.601	1297	1312	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O <sub>2</sub>
12	Geranic acid	0.74	0.26	-	12.160	1347	-	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
13	Neric acid	-	0.05	-	12.178	1349	-	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
14	NEROL	-	0.01	-	12.200	1351	-	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
15	Eugenol	2.71	0.60	3.15	12.263	1356	1359	C <sub>10</sub> H <sub>12</sub> O <sub>2</sub>
16	Caryophyllene	-	2.63	-	13.062	1428	1428	C <sub>15</sub> H <sub>24</sub>
17	trans-beta-Ionone	-	11.67	-	13.682	1486	1485	C <sub>13</sub> H <sub>20</sub> O
18	Caryophyllene oxide	-	11.59	-	14.794	1594	1594	C <sub>15</sub> H <sub>24</sub> O
19	(4H)-Benzofuranone. 5,6,7,7a-tetrahydro-4,4,7a-trimethyl-	0.31	0.41	-	14.222	1539	1538	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
20	o-cresol	-	5.52	-	8.180	1034	1053	C <sub>7</sub> H <sub>8</sub> O
21	Phenyl ethyl alcohol	0.10	1.53	-	9.271	1112	1114	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub> O
22	Phytol	0.21	9.22	19.08	19.216	2100	2122	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O
23	1-Octyn-3-ol	0.55	-	-	7.502	986	-	C <sub>8</sub> H <sub>14</sub> O
24	8-Quinolinol. 4-methyl-	1.96	-	-	13.714	1488	-	C <sub>10</sub> H <sub>9</sub> NO
25	Phenol. 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	0.31		0.34	13.92	1488	-	C <sub>14</sub> H <sub>22</sub> O
<b>Totals Terpènes et Terpenoïdes</b>		<b>52.31</b>	<b>64.55</b>	<b>37.77</b>				
<b>Acides gras</b>								
26	Octanoic acid	0.01	-	-	9.949	1163	1172	C <sub>8</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
27	Linolenic acid	27.68	35.46		19.094	2077	2099	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>
28	Palmitic acid	10.45	-	32.93	20.396	2259	2498	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>

29	Stearic acid	9.55	-	26.44	21.763	2454	-	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>
<b>Total Acides gras</b>		<b>47.69</b>	<b>35.46</b>	<b>59.37</b>				
<b>Autres</b>								
30	p-Xylene	-	-	2.87	5.702	865	865	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub>
<b>Total Autres</b>		<b>00</b>	<b>00</b>	<b>2.87</b>				

Rt : Temps de rétention ; RI K (exp) : Indice de rétention de Kováts déterminé sur une colonne HP-5MS en utilisant la série homologue de n-alcanes (C8 - C22) comme référence ; RI t(Kovats) : indice de rétention de Kováts rapporté dans la littérature.

### III.2.3. Composés chimiques de *Nerium oleander*

L'analyse des composés moléculaires de *Nerium oleander* a dévoilé 60 composés chimiques (Tableau 7) pour les 4 méthodes d'extraction dont 29 par ultra son, 19 par SFE, 14 par enzyme et 22 par dérivation. Les méthodes par ultrason, fluide supercritique et par enzyme ont donné 38 composés dont 7 du groupe chimique monoterpénique (Alpha-Pinène, Camphène, Béta-Myrcène, D-Limonène, O- Cymène, Durène et Mésitylène), un sesquiterpène (Caryophyllène Oxide), un diterpénique (Phytol), 2 triterpéniques (Gamma- Sitostérol et Squalène), 17 terpènes oxygénés dont 9 alcools (P-Crésol, Héxylène Glycol, PhényléthylAlcohol, dl- Isopulégol, 3-Hexy-1-ol, Guaiol, Globulol, Phénol et Orcinol), 2 aldéhydes (2-Nonenal et 2,4-Décadienal) et 3 cétones (D-Carvone, Verbenone et 2(4H)-Benzofuranone. 5.6.7.7a-tetrahydro-4.4.7a-trimethyl-), 7 acides gras dont Hexanoic acid ou Caproic acid, Octanoic acid ou Caprylic acid et Behenic acid, et 2 composés divers, le P-Xylène et la Vitamine E).

**Tableau 7:** Composition chimique de *Nerium oleander*

	Composés	Ultrason %	SFE %	Enzyme %	Rt (min)	RI <sup>K</sup> (exp)	RI t(Kovats)	Formule chimique
<b>Terpènes et Terpenoïdes</b>								
1	alpha.-Pinene	0.13	-	0.62	6.719	932	917	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
2	Camphene	1.38	-	-	6.952	940	951	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
3	Phenol	1.35	-	-	7.381	973	972	C <sub>6</sub> H <sub>6</sub> O
4	Mesitylene	0.06	-	0.68	7.603	990	997	C <sub>9</sub> H <sub>12</sub>
5	beta.-Myrcene	-	-	5.67	7.739	1041	992	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
6	D-Limonene	1.66	-	19.04	8.117	1027	1030	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub>
7	o-Cymene	1.28	-	1.05	8.826	1078	1039	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
8	Durene	0.71	-	5.37	9.398	1121	1131	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub>
9	Squalene	11.20	2.16	4.72	20.884	2327	-	C <sub>30</sub> H <sub>50</sub>
10	Caryophyllene oxyde	-	3.61	-	14,794	1594	1594	C <sub>15</sub> H <sub>24</sub> O
11	2-Nonenal	0.06	-	-	6.067	889	-	C <sub>9</sub> H <sub>16</sub> O
12	2.4-Decadienal	0.12	-	-	11.797	1314	1314	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> O

13	D-Carvone	1.15	-	-	8.26	1038	-	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub> O
14	Verbenone	0.08	2.81	-	10.59	1214	-	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub> O
15	2(4H)-Benzofuranone. 5.6.7.7a-tetrahydro-4.4.7a-trimethyl-	4.55	5.54	-	14.291	1545	1538	C <sub>11</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
16	Hexylene glycol	0.05	-	-	6.486	916	-	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub> O <sub>2</sub>
17	p-Cresol	0.73	1.14	-	8.715	1070	1070	C <sub>7</sub> H <sub>8</sub> O
18	Phenylethyl Alcohol	1.98	0.14	8.96	9.287	1112	1112	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub> O
19	dl-Isopulegol	2.06	0.04	-	10.15	1179	-	C <sub>10</sub> H <sub>18</sub> O
20	3-Hexyn-1-ol	0.05	-	-	10.738	1226	-	C <sub>6</sub> H <sub>10</sub> O
21	Guaiol	-	2.54	-	13,629	1480	1593	C <sub>15</sub> H <sub>26</sub> O
22	trans-.beta.-Ionone	-	3.18	-	13,682	1485	1485	C <sub>13</sub> H <sub>20</sub> O
23	Globulol	-	0.71	-	14,969	1612	-	C <sub>15</sub> H <sub>26</sub> O
24	Orcinol	-	0.82	-	16,685	1796	-	C <sub>7</sub> H <sub>8</sub> O <sub>2</sub>
25	Phytol	10.97	10.99	3.32	19.247	2105	2106	C <sub>20</sub> H <sub>40</sub> O
26	gamma.-Sitosterol	10.87	-	-	21.212	2374	3203	C <sub>29</sub> H <sub>50</sub> O
27	8-Quinolol. 4-methyl-	4.25	-	-	13.714	1488	-	C <sub>10</sub> H <sub>9</sub> NO
28	Phenol. 2.4-bis(1.1-dimethylethyl)-	0.26	-	1.84	13.92	1508	-	C <sub>14</sub> H <sub>22</sub> O
29	Phytol acetate	0.26	-	-	11.919	1325	-	C <sub>22</sub> H <sub>42</sub> O <sub>2</sub>
<b>Totals Terpènes et Terpenoïdes</b>		<b>55.21</b>	<b>33.68</b>	<b>51.27</b>				
<b>Acides gras</b>								
30	Hexanoic acid	0.01	0.97	-	7.349	970	970	C <sub>6</sub> H <sub>12</sub> O <sub>2</sub>
31	Octanoic acid	0.01	-	-	9.949	1163	1172	C <sub>8</sub> H <sub>16</sub> O <sub>2</sub>
32	Oleic Acid	-	8.96	3.05	18,014	1951	-	C <sub>18</sub> H <sub>34</sub> O <sub>2</sub>
32	Behenic acid	-	0.44	-	18,819	2050	-	C <sub>22</sub> H <sub>44</sub> O <sub>2</sub>
33	Linolenic acid	23.52	2.87	-	19.486	2136	2099	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>2</sub>
34	Palmitic acid	12.12	20.75	41.67	20.396	2259	2498	C <sub>16</sub> H <sub>32</sub> O <sub>2</sub>
35	Stearic acid	8.25	29.25	1.14	21.763	2454	-	C <sub>18</sub> H <sub>36</sub> O <sub>2</sub>
<b>Total Acides gras</b>		<b>43.91</b>	<b>63.24</b>	<b>45.86</b>				
<b>Autres</b>								
36	p-Xylene	-	-	2.87	5.702	865	865	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub>
37	Vitamin E	0.89	3.08	-	22.453	2554	3142	C <sub>29</sub> H <sub>50</sub> O <sub>2</sub>
<b>Total Autres</b>		<b>0.89</b>	<b>3.08</b>	<b>2.87</b>				

Rt : Temps de rétention ; RI K (exp) : Indice de rétention de Kováts déterminé sur une colonne HP-5MS en utilisant la série homologue de n-alcanes (C8 - C22) comme référence ; RI t(Kovats) : Indice de rétention de Kováts rapporté dans la littérature.



### III.2.4. Composés chimiques des trois extraits de plantes par dérivation

La dérivation a permis d'extraire 34 composés chimiques pour la Mélisse dont 12 terpènes oxygénés (BenzylAlcohol,TMS; Glycérol, 3TMS; Allo-Inositol, 6TMS, Phytol, TMS ; S-Cathinone, N-triméthylsilyl-....), 6 acides gras (Caproic acid, TMS; Glycéric acid, TMS; Palmitic acid, TMS; Oléic acid, TMS;  $\alpha$ -Linoléic acid, TMS et Stearic acid, TMS), 9 acides divers (Boric acid, 3TMS; Pyruvic acid, TMS; Benzoic acid, TMS; Phosphoric acid, 3TMS; Fumaric acid,TMS; Malique acid, 3TMS; L-Aspartic acid, 3TMS; Caffeic acid, 3TMS et 2-Furoic acid, TMS), 3 acides aminés dont le Glutamic acid, N-(triméthylsilyl)-, bis(triméthylsilyl) ester, L- , 3 amines dont Propylamine, 2TMS et n-Butylamine, 2TMS et le Carbodiimide, 2TMS (Tableau 8).

Quant au laurier rose, la dérivation a pu isoler 27 composés chimiques dont 7 terpènes oxygénés (Benzyl alcohol, TMS ; Glycerol, 3TMS ; 1-Propene-1,2,3-tricarboxylic acid, tributyl ester et Butanoic acid, 4-[bis(triméthylsilyl)amino]-, triméthylsilyl ester), 6 acides gras, 9 acides phénoliques et organiques, 2 acides aminés (l-Alanine, N-(triméthylsilyl)-, triméthylsilyl ester et Glutamic acid, N-(triméthylsilyl)-, bis(triméthylsilyl) ester, L-), 2 amines (Propylamine, 2TMS et 1-Triméthylsiloxo-2-triméthylsilylaminoethane) et le Carbodiimide, 2TMS. La méthode d'extraction par dérivation, pour la fougère aigle, a permis d'avoir 21 composés chimiques dont 5 terpènes oxygénés (S(-)-Cathinone, N-triméthylsilyl, Glycerol, 3TMS et Phytol, TMS, 6 acides gras, 7 acides divers, 2 acides aminés ( l-Alanine, N-(triméthylsilyl)-, triméthylsilyl ester et Glutamic acid, N-(triméthylsilyl)-, bis(triméthylsilyl) ester, L-), et un composé le Carbodiimide, 2TMS.

**Tableau 8** : Composés chimiques des trois plantes sélectionnées par dérivation

	Composés	Mélicse	Laurier	Fougère	Rt (min)	RI <sup>K (exp)</sup>	RI <sup>t (Kovats)</sup>	Formule chimique
<b>Terpènes et Terpenoïdes</b>								
1	S(-)-Cathinone, N-trimethylsilyl-	2,60	-	10,69	9,546	1134	-	C <sub>12</sub> H <sub>19</sub> NOSi
2	Cyclopentasiloxane, decamethyl-	1,21	-	5,07	9,674	1444	-	C <sub>10</sub> H <sub>30</sub> O <sub>5</sub> Si <sub>5</sub>
3	Benzyl alcohol, TMS derivative	8,65	5,67	5,07	9,769	1151	-	C <sub>10</sub> H <sub>16</sub> OSi
4	Pentasiloxane, dodecamethyl-	1,00	0,65	0,58	10,076	1174	-	C <sub>12</sub> H <sub>36</sub> O <sub>4</sub> Si <sub>5</sub>
5	Glycerol, 3TMS derivative	13,06	8,56	12,15	11,199	1265	-	C <sub>12</sub> H <sub>32</sub> O <sub>3</sub> Si <sub>3</sub>
6	Cyclohexasiloxane, dodecamethyl-	2,14	-	-	11,786	1314	-	C <sub>12</sub> H <sub>36</sub> O <sub>6</sub> Si <sub>6</sub>
7	Butanoic acid, 4-[bis(trimethylsilyl)amino]-, trimethylsilyl ester	5,50	3,61	-	14,127	1529	-	C <sub>13</sub> H <sub>33</sub> NO <sub>2</sub> Si <sub>3</sub>
8	L-Threonic acid, tris(trimethylsilyl) ether, trimethylsilyl ester	0,30	-	-	14,349	1551	-	C <sub>16</sub> H <sub>40</sub> O <sub>5</sub> Si <sub>4</sub>
9	Cyclononasiloxane, octadecamethyl-	0,37	0,24	-	16,822	1812	-	C <sub>18</sub> H <sub>54</sub> O <sub>9</sub> Si <sub>9</sub>
10	Allo-Inositol, 6TMS derivative	0,17	0,11	-	19,29	2111	-	C <sub>24</sub> H <sub>60</sub> O <sub>6</sub> Si <sub>6</sub>
11	1-Propene-1,2,3-tricarboxylic acid, tributyl ester	0,03	-	-	19,555	2146	-	C <sub>18</sub> H <sub>30</sub> O <sub>6</sub>
12	Phytol, TMS derivative	3,73	13,02	11,63	19,661	2160	-	C <sub>23</sub> H <sub>48</sub> OSi
<b>Totals Terpènes et Terpenoïdes</b>		<b>38.76</b>	<b>31.86</b>	<b>40.12</b>				
<b>Acides gras</b>								
13	Caproic acid, TMS derivative	0,91	0,60	0,54	8,747	1074	-	C <sub>9</sub> H <sub>20</sub> O <sub>2</sub> Si
14	Glyceric acid, 3TMS derivative	11,70	7,67	6,85	11,982	1331	1344	C <sub>12</sub> H <sub>30</sub> O <sub>4</sub> Si <sub>3</sub>
15	Palmitic Acid, TMS derivative	4,50	2,95	2,63	18,649	2029	-	C <sub>19</sub> H <sub>40</sub> O <sub>2</sub> Si
16	Oleic acid, TMS derivative	6,24	11,64	10,04	18,962	2069	-	C <sub>21</sub> H <sub>42</sub> O <sub>2</sub> Si
17	$\alpha$ -Linolenic acid, TMS derivative	7,25	14,82	13,25	19,989	2203	-	C <sub>21</sub> H <sub>38</sub> O <sub>2</sub> Si
18	Stearic acid, TMS derivative	12,31	8,07	7,21	20,137	2224	-	C <sub>21</sub> H <sub>44</sub> O <sub>2</sub> Si
<b>Total Acides gras</b>		<b>42.91</b>	<b>45.75</b>	<b>40.52</b>				
<b>Acides organiques et phénoliques</b>								
19	Boric acid, 3TMS derivative	0,37	2,40	2,15	7,836	1008	-	C <sub>9</sub> H <sub>27</sub> BO <sub>3</sub> Si <sub>3</sub>
20	Pyruvic acid, TMS	0,53	1,70	0,36	8,975	1090	-	C <sub>7</sub> H <sub>15</sub> NO <sub>3</sub> S
21	2-Furoic acid, TMS derivative	0,20	1,29	2,54	9,509	1131	-	C <sub>8</sub> H <sub>12</sub> O <sub>3</sub> Si

22	Benzoic Acid, TMS derivative	3,59	2,35	2,10	10,913	1242	-	C <sub>10</sub> H <sub>14</sub> O <sub>2</sub> Si
23	Phosphoric acid, triTMS	0,15	0,10	0,90	11,31	1274	-	C <sub>9</sub> H <sub>27</sub> O <sub>4</sub> PSi <sub>3</sub>
24	Fumaric acid TMS derivative	0,49	0,32	-	12,062	1339	-	C <sub>10</sub> H <sub>20</sub> O <sub>4</sub> Si <sub>2</sub>
25	Malic acid, 3TMS derivative	0,48	0,32	0,29	13,709	1488	-	C <sub>13</sub> H <sub>30</sub> O <sub>5</sub> Si <sub>3</sub>
26	L-Aspartic acid, 3TMS derivative	0,34	0,22	-	14,042	1520	1534	C <sub>13</sub> H <sub>31</sub> NO <sub>4</sub> Si <sub>3</sub>
27	Caffeic acid, 3TMS derivative	0,34	0,22	0,20	19,449	2132	-	C <sub>24</sub> H <sub>60</sub> O <sub>6</sub> Si <sub>6</sub>
<b>Total Acides organiques et phénoliques</b>		<b>6.49</b>	<b>8.92</b>	<b>8.54</b>				
<b>Acides aminés et dérivés</b>								
28	l-Alanine, N-(trimethylsilyl)-, trimethylsilyl ester	0,81	5,29	4,73	9,16	1103	-	C <sub>9</sub> H <sub>23</sub> NO <sub>2</sub> Si <sub>2</sub>
29	L-Proline, 2TMS derivative	0,44	-	-	11,564	1294	-	C <sub>11</sub> H <sub>25</sub> NO <sub>2</sub> Si <sub>2</sub>
30	Glutamic acid, N-(trimethylsilyl)-, bis(trimethylsilyl) ester, L-	4,31	4,84	4,32	15,022	1618	-	C <sub>14</sub> H <sub>33</sub> NO <sub>4</sub> Si <sub>3</sub>
<b>Total Acides aminés et dérivés</b>		<b>5.56</b>	<b>10.13</b>	<b>9.05</b>				
<b>Amines</b>								
31	Propylamine, 2TMS derivative	1,31	0,86	-	7,518	987	-	C <sub>9</sub> H <sub>25</sub> NSi <sub>2</sub>
32	1-Trimethylsiloxy-2-trimethylsilylaminoethane	0,77	0,51	-	8,286	1042	-	C <sub>8</sub> H <sub>23</sub> NOSi <sub>2</sub>
33	n-Butylamine, 2TMS derivative	1,17	-	-	9,208	1107	-	C <sub>10</sub> H <sub>27</sub> NSi <sub>2</sub>
<b>Total Amines</b>		<b>3.25</b>	<b>1.37</b>	<b>00</b>				
<b>Autres</b>								
34	Carbodiimide, 2TMS	3,02	1,98	1,77	8,212	1036	-	C <sub>7</sub> H <sub>18</sub> N <sub>2</sub> Si <sub>2</sub>
<b>Total Autres</b>		<b>3.02</b>	<b>1.98</b>	<b>1.77</b>				

Rt : Temps de rétention ; RI K (exp) : Indice de rétention de Kováts déterminé sur une colonne HP-5MS en utilisant la série homologue de n-alcanes (C8 - C22) comme référence ; RI t(Kovats) : Indice de rétention de Kováts rapporté dans la littérature.

### III.2.5. Evaluation comparative des méthodes d'extraction

*Pteridium aquilinum* : La méthode par ultrason a permis d'extraire 98,53% de terpènes et terpénoïdes, d'acides gras et une molécule d'acide L- Glutamic (0,91%). La méthode par fluide supercritique (SFE) a permis d'obtenir 86,40% de terpènes et terpénoïdes, d'acides gras, des acides aminés et dérivés (6,05%) dont la cinnamoylcocaine (5,40%), un composé d'amine (Métaraminol, 1,17%) et 2 composés du groupe divers (6,29%) dont le Thiabendazole (5,43%). La méthode enzymatique a permis d'isoler 98,27% de terpènes et terpénoïdes et d'acides gras et un composé le p- Xylène (1,73%). La méthode par dérivatisation a révélé 80,64% de terpènes et terpénoïdes et d'acides gras, 17,59% d'acides phénoliques et organiques et des acides aminés et dérivés, et un composé le carbodiimide (1,77%).

*Melissa officinalis* L : Les méthodes par ultrason et fluide supercritique ont donné respectivement 52,31% et 64,55% de terpènes et terpénoïdes et 47,69% et 35,46% d'acides gras. Quant à la méthode enzymatique, elle a extrait 37,77% de terpènes et terpénoïdes, 59,37% d'acides gras et un composé p-Xylène (2,87%). La méthode par dérivation a extrait 81,67% de terpènes et terpénoïdes et d'acides gras, 15,30% d'acides, d'acides aminés et dérivés et d'amines, et un composé carbodiimide (3,02%).

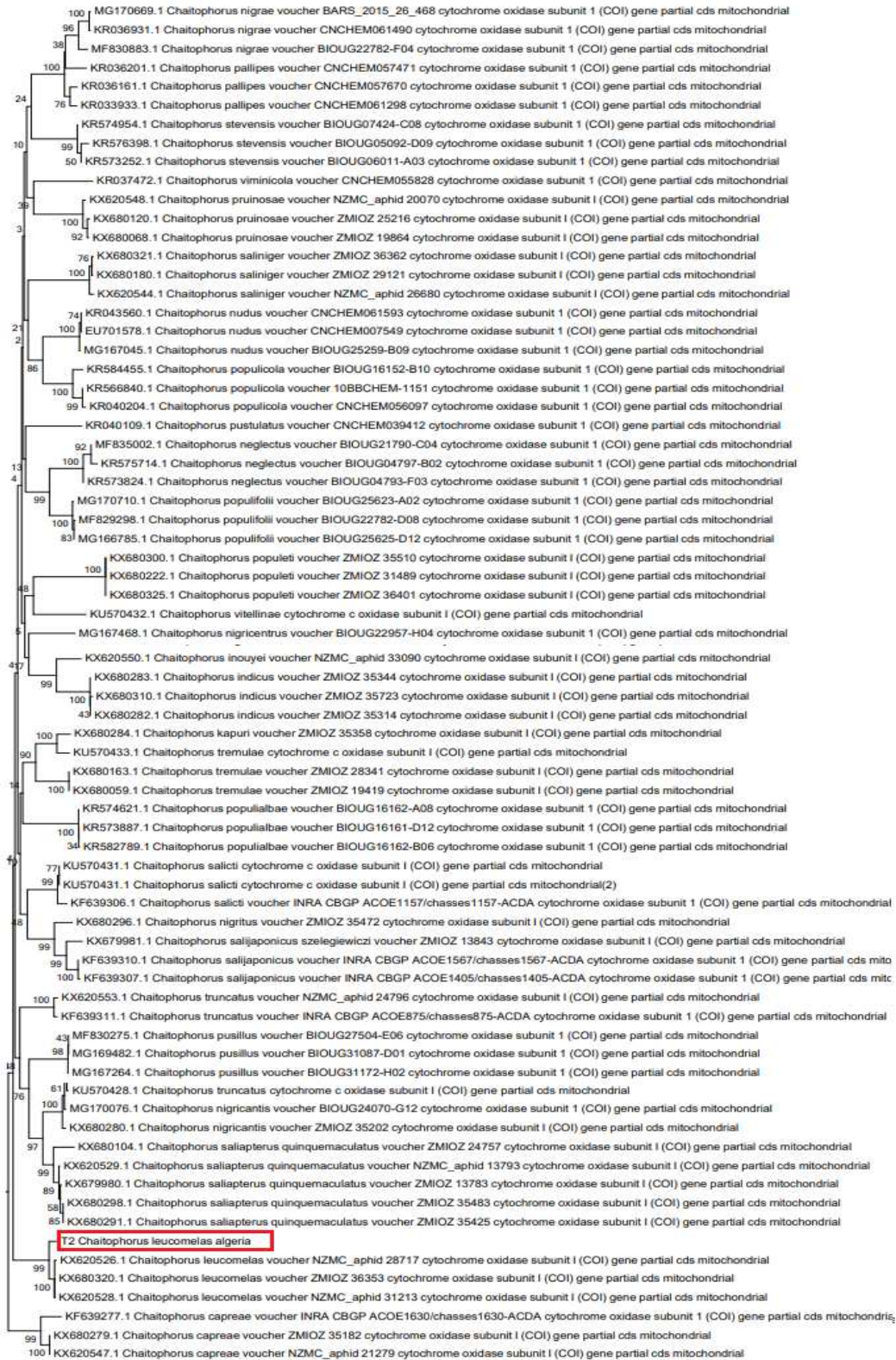
*Nerium oléander* L. : La méthode par ultrason a isolé 99,12% de terpènes et terpénoïdes et d'acides gras, et un composé la vitamine E (0,89%). La méthode par fluide supercritique (SFE) a permis de retirer 33,68 % de terpènes et terpénoïdes et 63,24% d'acides gras, et un composé vitamine E (3,08%). La méthode enzymatique a permis de séparer 97,13% de terpènes et de terpénoïdes et d'acides gras, et un composé p-Xylène (2,87%). Enfin, la méthode par dérivation a permis de séparer 77,61% de terpènes et terpénoïdes et d'acides gras, 20,42% d'acides, d'acides aminés et dérivés, et amines, et un composé carbodiimide (1,98%).

Les résultats des 3 méthodes par ultrason, fluide supercritique et enzymatique pour l'extraction des molécules actives ont montré que les différents paramètres testés (nature du solvant, quantité de l'échantillon, température, temps d'extraction, agitation, l'ajout de cosolvant, centrifugation...) influent peu sur l'extraction quantitative et qualitative des composés. Ils se sont révélés non décisifs dans l'extraction des composés chimiques. Quant à la réaction par dérivation ou silylation, elle améliore la stabilité des dérivés et contribue ainsi à l'identification de molécules par GC-MS. Elle a donc l'avantage de présenter un large spectre de groupements chimiques (terpènes, terpénoïdes, acides gras, acides phénoliques et organiques, acides aminés et dérivés, amines,...).

### III.3. Analyses phylogénétiques de *Chaitophorus leucomelas*

Pour confirmer l'espèce *Chaitophorus leucomelas* au plan moléculaire, nous avons séquencé le gène COI et nous l'avons comparé avec des séquences d'espèces de *Chaitophorus* de la base de données génétiques disponibles dans le site NCBI (Centre National d'information en Biotechnologie) Notre séquence génétique a révélé des séquences similaires avec d'autres espèces de *Chaitophorus leucomelas* avec un pourcentage de similitude de 99,99%. Le dendrogramme de l'arbre phylogénétique (Figure n° 50) a affiché l'existence d'une relation avec notre séquence génétique et les séquences de *Chaitophorus leucomelas* voucher NZMC aphid 31213 (KX620528.1), District de Pékin, Chine (Yang et al., 2016), voucher NZMC

(KX620526) et ZMIOZ 36353 (KX680320), de Chine (Zhu *et al.*, 2017), représentées par un seul clade.



Les valeurs en % indiquent le pourcentage en similitude entre espèces.

**Figure 50** : Arbre phylogénétique des espèces de *Chaitophorus* utilisant le COI.

### III.4. Activité insecticide des extraits des plantes

#### III.4.1 Au laboratoire

##### III.4.1.1 Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes

L'évaluation de l'effet insecticide des différents extraits des plantes a été réalisée par calcul des individus des espèces de *Chaitopohrorus populialbae*, *Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus leucomelas* après 72h d'exposition aux trois doses de chaque extrait. Selon les résultats du tableau 10, les extraits des plantes se sont révélés efficaces. Les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères des trois espèces varient entre 60,30% et 11,75% pour chaque extrait de plante. Un taux de mortalité corrigée de 1,20% a été enregistré pour le témoin méthanol (Tableau 9).

**Tableau 9** : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de *Chaitophorus* traitées avec les différents extraits des plantes après 72h d'exposition

		LAURIER			FOUGERE			MELISSE		
		<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>
LABORATURE	MET	53,68 ±0,1a	48,81±0,5a	56,59±0,2a	58,53 ±0,2a	53,83±0,4a	60,30 ±0,2a	56,01 ±0,1a	53,41±0,7a	54,50 ±0,3a
	MET50	41,41±0,0ab	41,86±0,3ab	47,65±0,1a	44,93 ±0,2a	42,1±0,5ab	52,40 ±0,1a	41,7±0,3ab	39,56±0,4ab	42,26±0,4ab
	CHM	44,69 ±0,2a	40,34±0,2ab	44,01±0,6ab	48,63 ±0,4a	44,93±0,4a	55,70 ±0,6a	48,18 ±0,3a	47,00±0,1a	49,46±0,0a
	CHL	44,37 ±0,1a	42,25±0,9ab	52,93±0,2a	46,88 ±0,6a	44,18±0,2a	53,80 ±0,0a	45,93 ±0,1a	44,76±0,6ab	46,36±0,0ab
	AQ	13,67 ±0,2b	13,93±0,7b	16,03±0,3b	14,50 ±0,1b	13,4±0,9b	19,25 ±0,4b	11,75 ±0,7b	13,69±0,1b	15,80 ±0,1b
	TEM	1,20 ±0,0 c	1,47 ±0,1c	1,40±0,5 c	1,40 ±0,3 c	1,00±0,2c	2,0 ±0,0 c	1,20 ±0,1 c	1,40±0,1 c	0,30 ±0,0 c

MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; TEM : témoin. La comparaison est issue du test de Dunnett au seuil de 5%. Les résultats sont exprimés en moyenne ± erreur standard. Les moyennes suivis de la même lettre dans la colonne ne sont pas significativement différentes.

##### III.4.1.2 Efficacité temporelle des traitements biologiques de *Nerium oleander* sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

Les résultats obtenus ont montré, dans les conditions de notre expérimentation, une toxicité sur les femelles vivipares aptères de *C. populeti*, *C. populialbae* et *C. leucomelas* pour les applications d'extraits L-MET, L-CHM, L-CHL et L-MET 50, pour 6, 12, 24, 48 et 72 h d'exposition. La toxicité de L-MET, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a été aigüe pour les femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons du genre *Chaitophorus*. Effectivement, l'effet des extraits L-CHM et L-CHL, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a montré une mortalité corrigée de 100%, après 48 h d'exposition pour l'ensemble des femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons. Quant à l'extrait L-MET 50, à la concentration

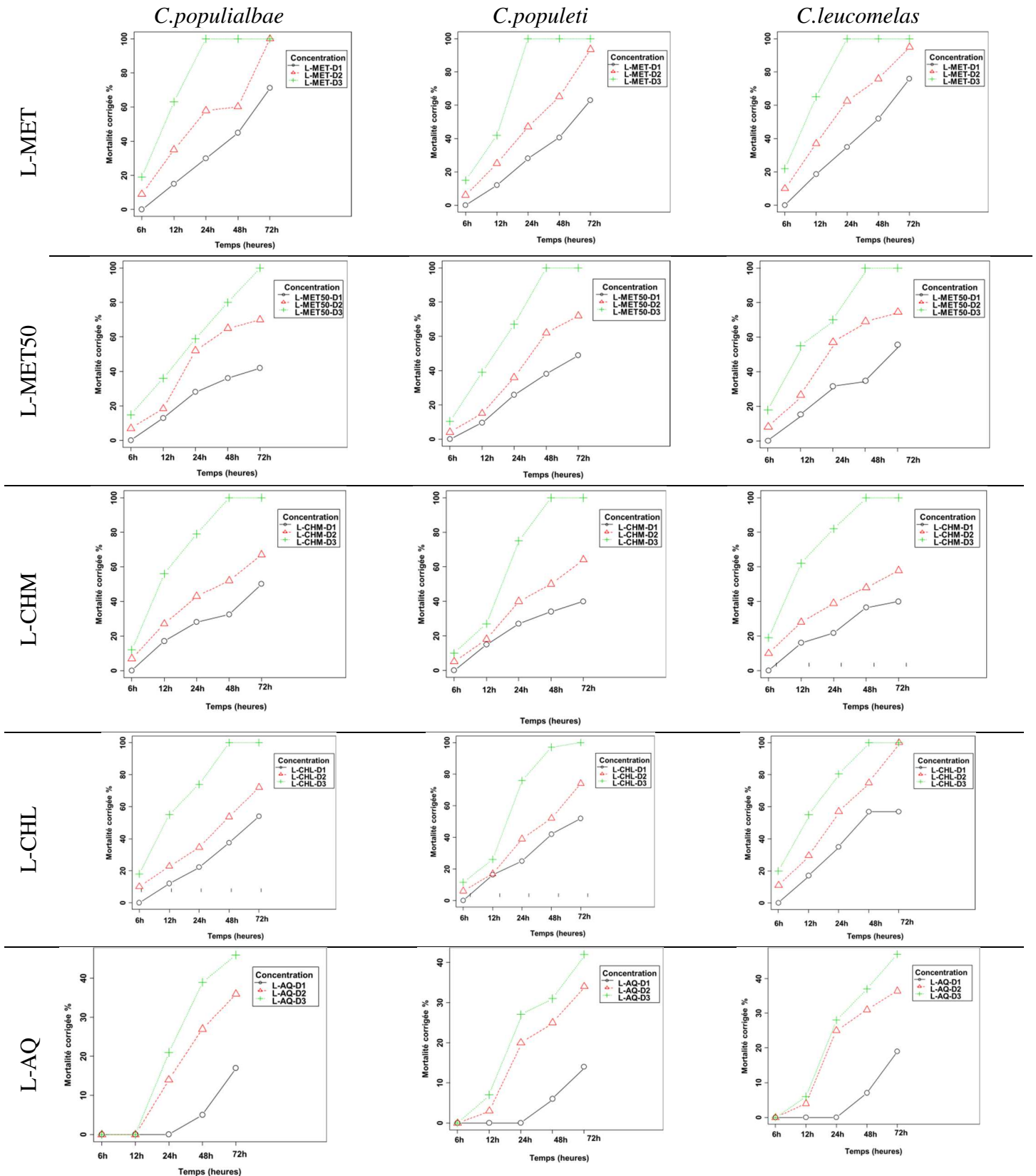
D3 de 50 µL/mL, la mortalité corrigée a été de 100%, après 48 h d'exposition pour les femelles vivipares aptères de *C. populeti* et *C. leucomelas*, et de 100%, après 72 h d'exposition pour les femelles vivipares aptères de *C. populialbae*. L'effet de l'extrait L-AQ, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a affiché un taux de mortalité corrigée compris entre 45% et 47% pour les trois espèces de pucerons, après 72h d'exposition.

L'extrait L-MET, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de 52%, après 48 h d'exposition pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas*, et une mortalité corrigée de plus de 63%, après 72 h d'exposition pour les trois espèces de pucerons. L'extrait L-MET 50, à la concentration sus indiquée, a révélé une mortalité corrigée de plus de 50%, après 72h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas*. L'extrait L-CHM, à la même concentration, a souligné une mortalité corrigée de 50%, après 72h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. populialbae*. L'extrait L-CHL, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée de 57%, après 48h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas*, et de plus de 52%, après 72 h d'exposition pour les femelles vivipares aptères des trois espèces du genre *Chaitophorus*. L'extrait L-AQ, à la même concentration, a donné un taux de mortalité corrigée de moins de 20%, après 72 h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons. L'extrait L-MET, à la concentration D2 de 25 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 58%, après 24 h d'exposition pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* et *C. populialbae*, de plus de 93%, après 72 h d'exposition pour *C. populeti* et *C. leucomelas*, et de 100%, après 72h d'exposition, pour *C. populialbae*. L'extrait L-MET 50, à la concentration susmentionnée, a révélé une mortalité corrigée de plus de 52%, après 24h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* et *C. populialbae*, et de plus de 70%, après 72 h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères des trois espèces.

L'extrait L-CHM, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée de plus de 50%, après 48h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. populeti* et *C. populialbae*, et de plus de 58%, après 72 h d'exposition pour les femelles des trois espèces de pucerons.

L'extrait L-CHL, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée de 57%, après 24h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas*, de plus de 72%, après 72 h d'exposition, pour *C. populeti* et *C. populialbae*, et de 100% pour *C. leucomelas*. L'extrait L-AQ, à la même concentration, a mentionné un taux de mortalité corrigée de moins de 40%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces de pucerons.





MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 51** : Effets temporels des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* au laboratoire



### III.4.1.3. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

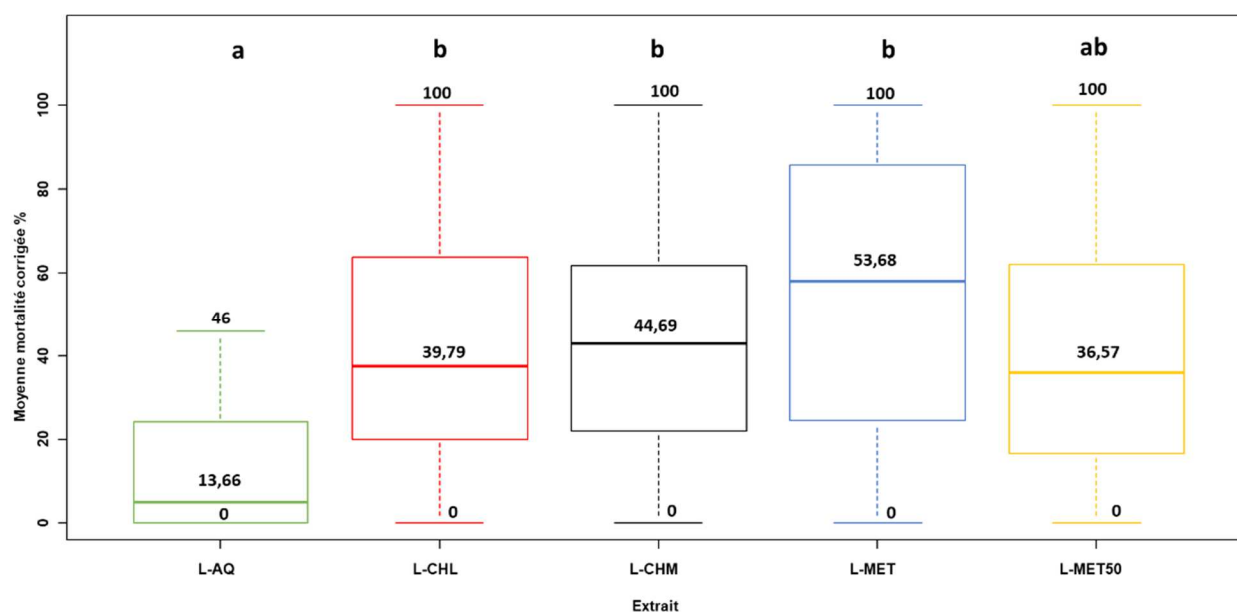
Les résultats de l'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* ont indiqué des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 10** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	13842	4	3460	3.943	0,00607
Residus	61440	70	878		

Le test ANOVA a montré une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les différents extraits appliqués (tableau 10). Le test post Hoc de Tukey (HSD) a permis de classer les extraits appliqués en deux groupes distincts. Le groupe a correspond aux extraits L-AQ et L-MET50 avec la moyennes des taux de mortalité corrigée inférieurs à 40% (13,66 % et 36,57 %).

Le groupe b regroupe les extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les moyennes des taux de mortalité corrigée de (39,79 %, 44,69 %, 36,57 % et 53,68 %). Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* est très sensible à ces extraits (Figure 52).



**Figure 52** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

### III.4.1.4. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

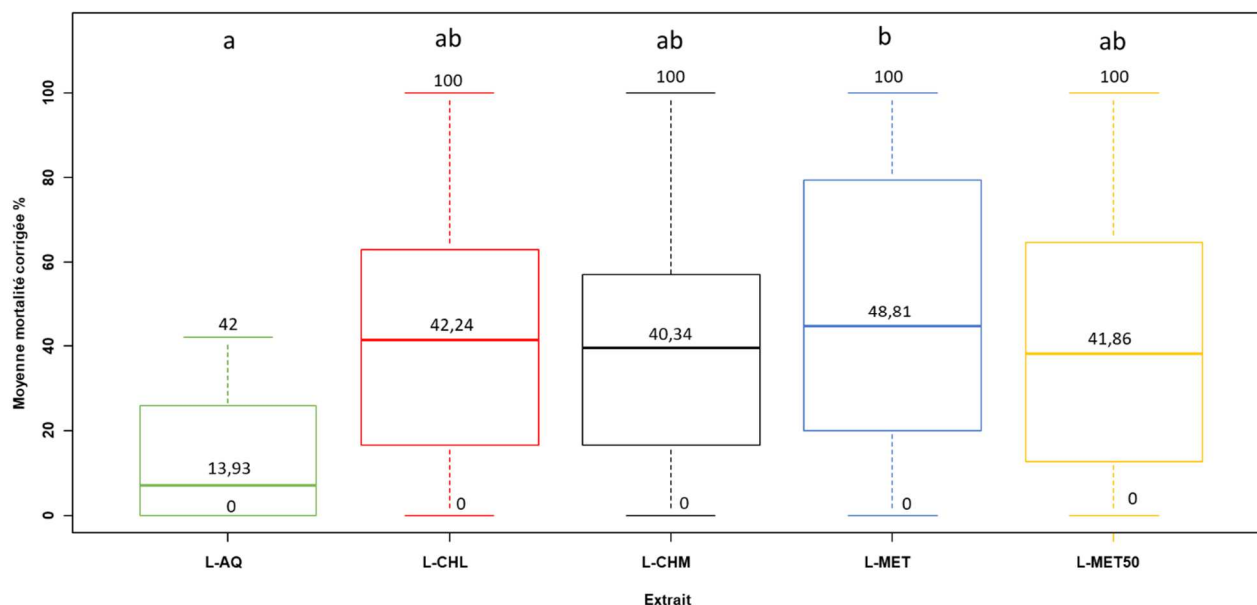
L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a affiché des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 11** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	10994	4	2748.6	2.978	0.0249
Residus	64600	60	922.9		

Il y a une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 11). Le test post Hoc de Tukey (HSD) a permis d'avoir deux groupes distincts des extraits. Le groupe (a) correspond aux extraits L-AQ, L-CHL, L-CHM et L-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée.

Le groupe (b) regroupe les extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des % de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* est très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 53).



**Figure 53** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

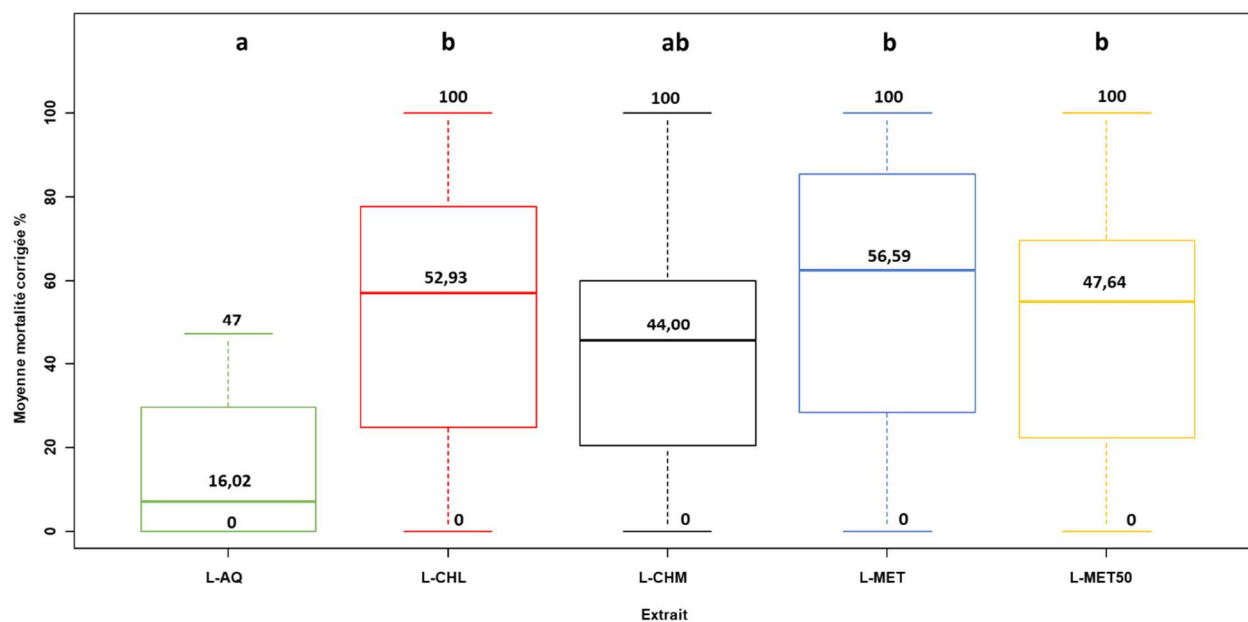
### III.4.1.5. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

Les résultats de l'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* a affiché des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 12** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	15488	4	3872	4.226	0.00402
Residus	64140	70	916		

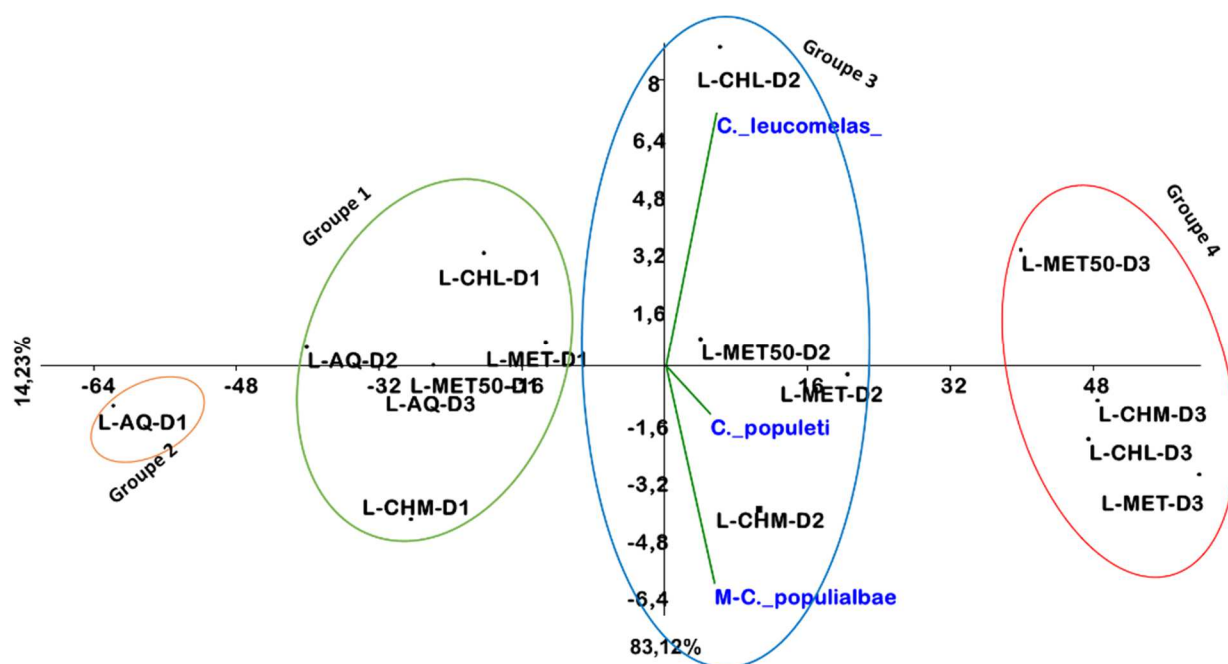
Le test ANOVA a révélé une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 12). Grace au test post Hoc de Tukey (HSD), le groupe (a) correspond aux extraits L-AQ et L-CHM avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Le groupe (b) regroupe les extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* est très sensible à l'extrait L-MET avec une moyenne de mortalité corrigée de 56,59% (Figure 54).



**Figure 54** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

### III.4.1.6. Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

L'Analyse en Composantes Principales (A.C.P.), effectuée avec R 3.6.1, a été satisfaisante puisque 97,35% de la variance ont été exprimés sur les 2 premiers axes factoriels dont une contribution de 83,12% pour l'axe 1 et de 14,23% pour celle de l'axe 2 (Figure 55). La Classification Hiérarchique Ascendante (C.H.A.) (Figure 101), obtenue par la méthode de Ward's, a structuré les extraits de *Nerium oleander* en 4 groupes sur la base d'une similitude de (-24) entre les coordonnées des différentes variables. L'axe 1 avec 83,12% a montré que la mortalité corrigée des trois espèces du genre *Chaitophorus* est corrélée avec les concentrations D2 et D3 des extraits de L-MET, L-CHM, L-CHL et L-MET 50, ce qui signifiait que les trois espèces de pucerons ont été très sensibles à ces extraits.



**Figure 55 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* via une A.C.P.

### III.4.1.7. Efficacité temporelle des traitements biologiques de *Pteridium aquilinum* sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

La toxicité de F-MET, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a été aigüe avec une mortalité corrigée de 100% après 24h d'exposition pour les femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons du genre *Chaitophorus*.

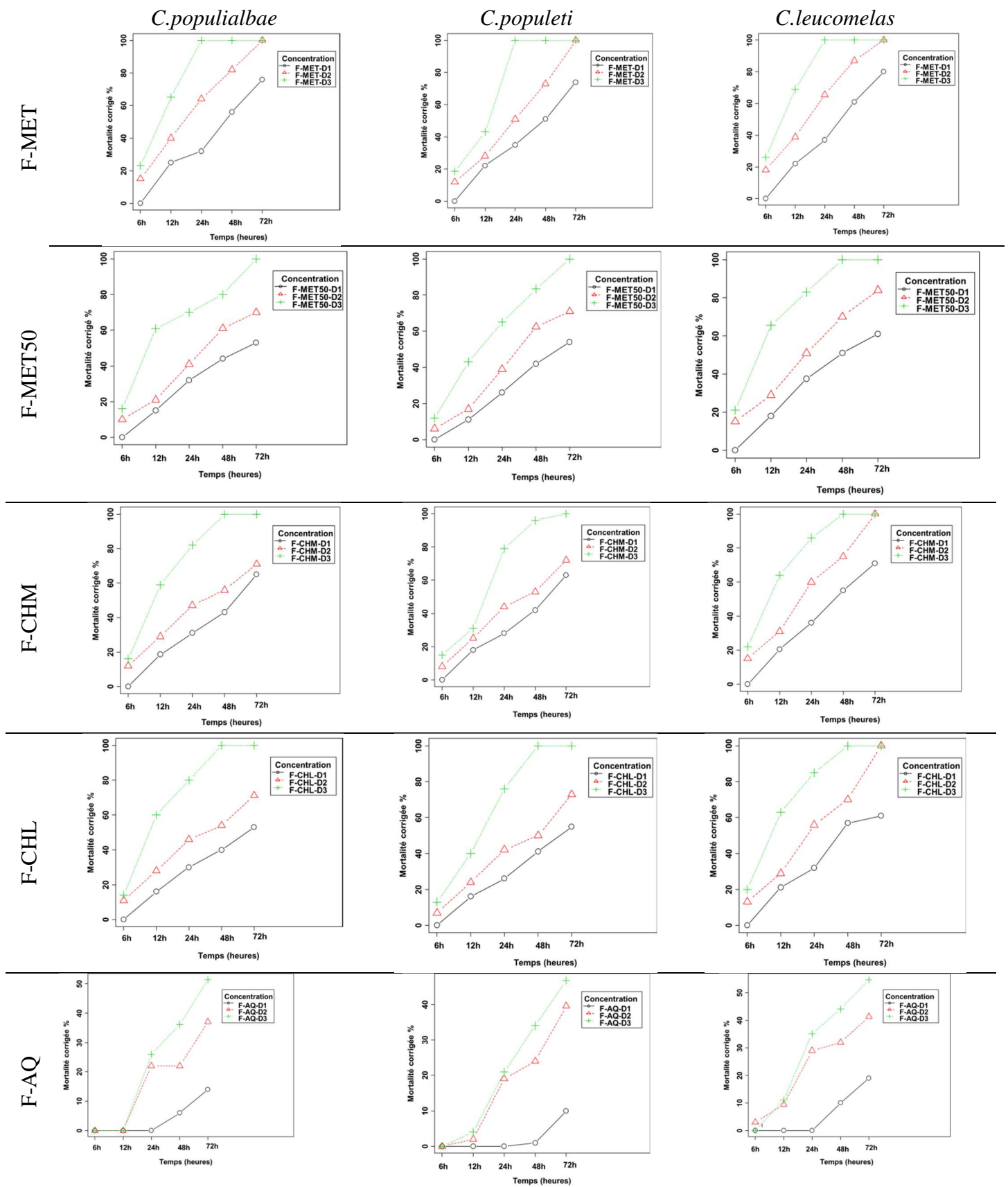
L'extrait F-MET 50, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 61%, après 12h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères pour *C. populiabae*, et *C. leucomelas*, et de 100%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces. L'extrait F-CHM, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée de plus de 59%, après 12 h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. populiabae* et *C. leucomelas*, et de plus de 96%, après 48 h d'exposition, pour les trois espèces. L'extrait F-CHL, à la même concentration, a signalé un taux de mortalité corrigée de plus de 60%, après 12 h d'exposition, pour les femelles de *C. populiabae* et *C. leucomelas*, et de 100%, après 48 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces. L'extrait F-AQ, à la même concentration, a affiché un taux de mortalité corrigée de plus de 51% pour *C. populiabae* et *C. leucomelas*, et de moins de 50%, après 72 h d'exposition, pour les femelles de *C. populeti*.

L'extrait F-MET, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 51%, après 48 h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons. L'extrait F-MET 50, à la même concentration, a révélé une mortalité corrigée de 51%, après 48h d'exposition, pour les femelles de *C. leucomelas*, et de plus de 53%, après 72 h d'exposition, pour toutes les femelles des trois espèces. L'extrait F-CHM, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée de 55%, après 48h d'exposition, pour les femelles de *C. leucomelas*, et plus de 63%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces. L'extrait F-CHL, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée de 57%, après 48h d'exposition, pour les femelles de *C. leucomelas*, et de plus de 53%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces. L'extrait F-AQ, à la même concentration, a mentionné un taux de mortalité corrigée de moins de 20%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces de pucerons.

L'extrait F-MET, à la concentration D2 de 50 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 57%, après 24 h d'exposition, pour toutes les femelles des trois espèces, et de 100%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces.

---

L'extrait F-MET 50, à la concentration sus indiquée, a révélé une mortalité corrigée de plus de 52%, après 24h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* et *C. populialbae*, et de plus de 70%, après 72 h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères des trois espèces. L'extrait F-CHM, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée de 60%, après 24h d'exposition, pour les femelles de *C. leucomelas*, plus de 53%, après 48 h d'exposition, pour les trois espèces, et de 100%, après 72 h d'exposition, pour *C. leucomelas*. L'extrait F-CHL, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée de 57%, après 48h d'exposition, pour les femelles de *C. leucomelas*, de plus de 50%, après 72 h d'exposition, pour *C. populeti* et *C. populialbae*, et de 100% pour *C. leucomelas*. L'extrait F-AQ, à la même concentration, a indiqué un taux de mortalité corrigée de moins de 50%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces de pucerons.



MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; F : Fougère.

**Figure 56 :** Effets temporels des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* au laboratoire

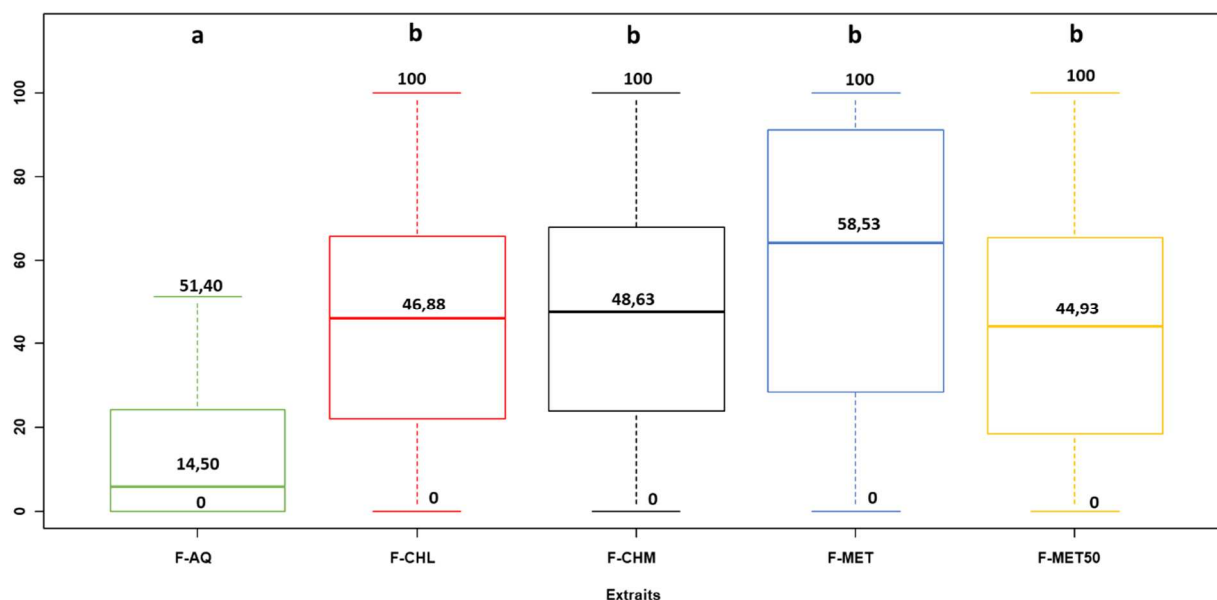
### III.4.1.8. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

Les résultats de l'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* ont révèlè des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 13** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	16554	4	4138	4.83	0.00169
Residus	59975	70	857		

Le test ANOVA a indiqué une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les différents extraits appliqués (Tableau 13). Le test post Hoc de Tukey (HSD) a permis d'avoir un groupe a correspondant aux extraits F-AQ avec le faible taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et un groupe b regroupant les extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* est très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 57).



**Figure 57** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*



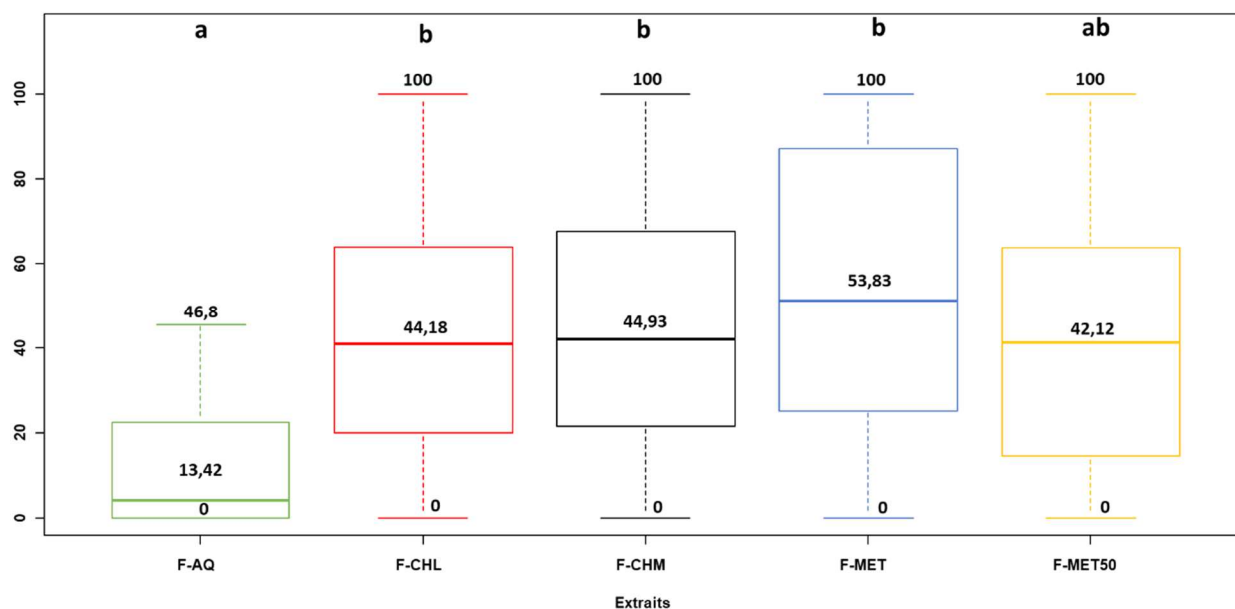
### III.4.1.9. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a montré des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 14** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	14	27503	1964.5	2.431	0.00895
Residus	60	48493	808.2		

Le test ANOVA a affiché une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 14). Grâce au test post Hoc de Tukey (HSD), le groupe regroupe les extraits F-AQ et F-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe b concorde aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* est très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 58).



**Figure 58** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

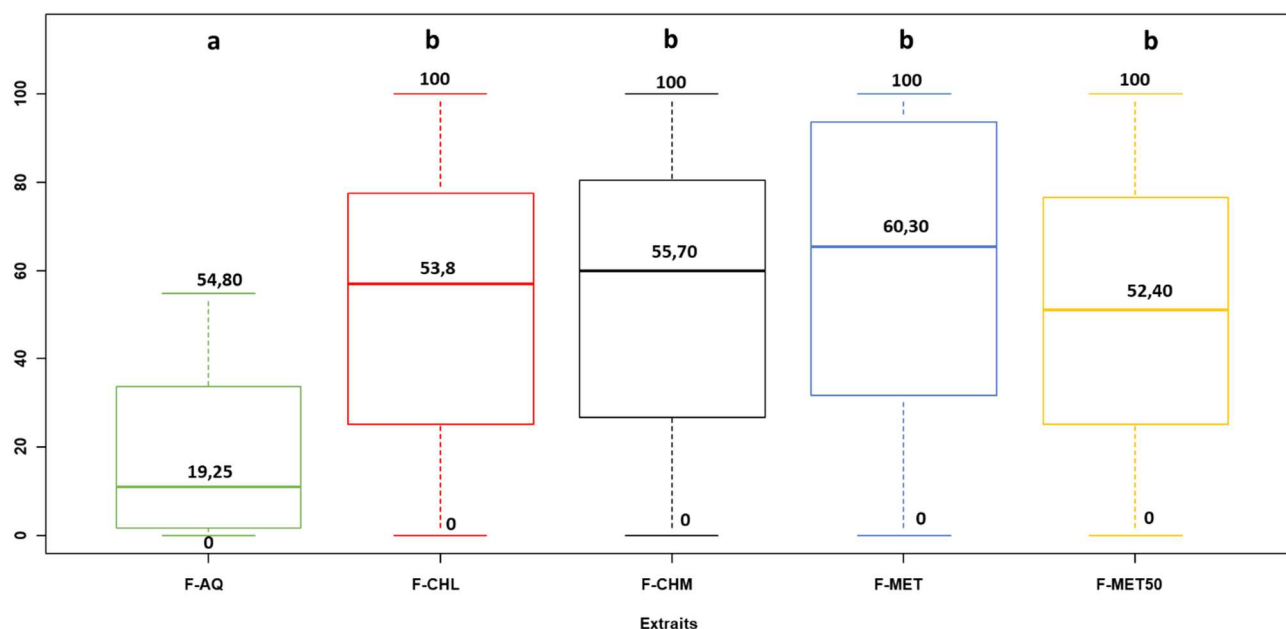
### III.4.1.10. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* a révélé des effets toxiques très significatifs.

**Tableau 15** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	16343	4	4086	4.279	0.00373
Residus	66845	70	955		

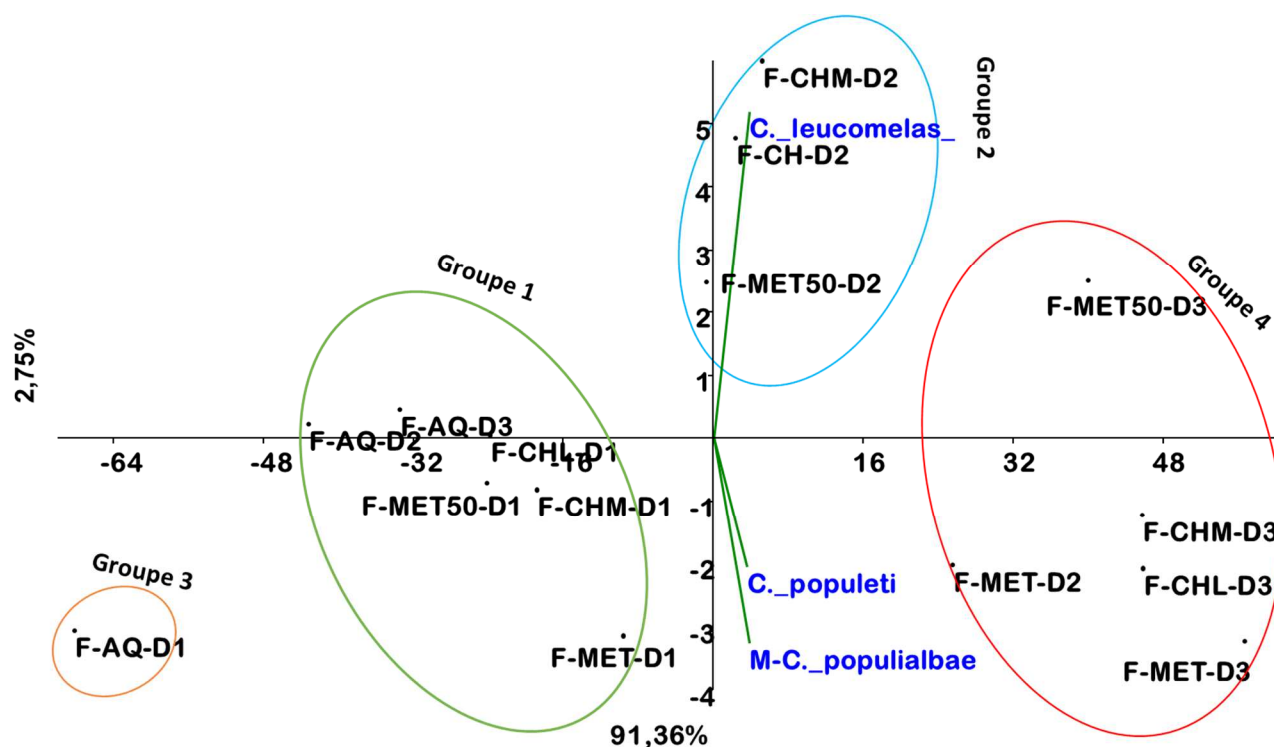
Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 15). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). le groupe (a) rassemble uniquement l'extrait F-AQ avec le faible taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe (b) correspond aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* est très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 59).



**Figure 59** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

### III.4.1.11. Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

L'Analyse en Composantes Principales (A.C.P.), a permis de constater que la majeure partie des informations était expliquée par les 2 premiers axes factoriels avec 91,36% pour l'axe 1 et 2,75% pour l'axe 2 (Figure 60). Quant à la Classification Hiérarchique Ascendante (C.H.A.) (Figure 102), elle a structuré les extraits de *Pteridium aquilinum* en 4 groupes sur la base d'une similitude de (- 24) entre les coordonnées des différentes variables. La projection des groupes sur les axes a mis en évidence une corrélation entre les concentrations D2 et D3 des extraits de F-MET, F-CHM, F-CHL et F-MET 50 sur la mortalité corrigée des trois espèces du genre *Chaitophorus*.



**Figure 60** : Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* via une A.C.P.

#### **III.4.1.12. Efficacité temporelle des traitements biologiques des extraits de *Melissa officinalis* sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus***

Les extraits M-MET, M-CHM et M-CHL, à la concentration D3 de 50 µL/mL, ont affiché une mortalité corrigée de 100%, après 24h d'exposition, pour les femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons.

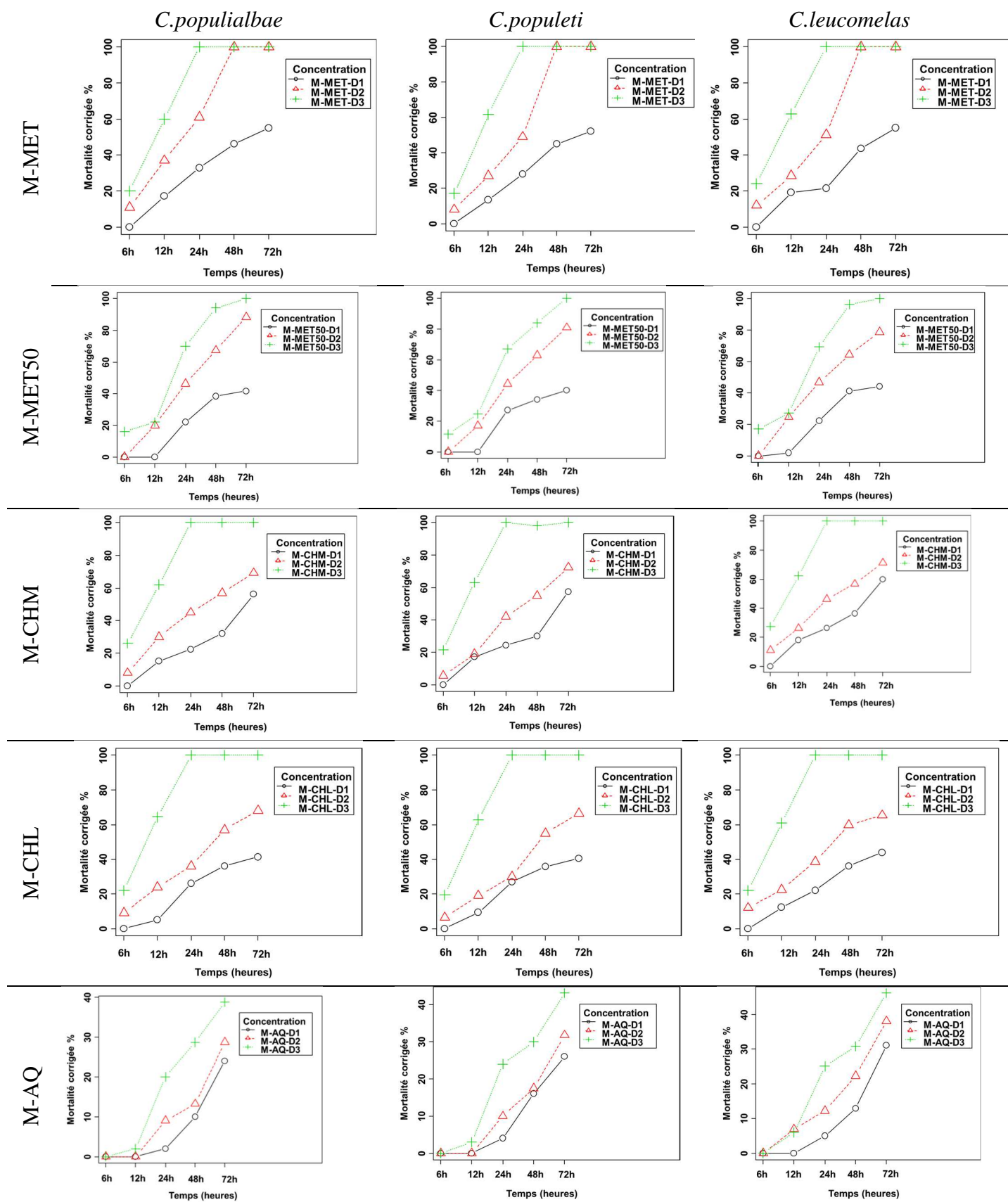
L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 69%, après 24h d'exposition, et de 100%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces.

L'extrait M-AQ, à la même concentration, a montré un taux de mortalité corrigée de moins de 50%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces.

Les extraits M-MET et M-CHM, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, ont provoqué une mortalité corrigée de plus de 52%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces. Les M-MET 50 et M-CHL, à la même concentration, ont révélé une mortalité corrigée ne dépassant pas 44%, après 72h d'exposition, pour les trois espèces.

L'extrait M-AQ, à la concentration de 12,5 µL/mL, a affiché un taux de mortalité corrigée de moins de 20%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces de pucerons.

A la concentration D2 de 50 µL/mL, l'extrait M-MET, a indiqué une mortalité corrigée de plus de 50%, après 24 h d'exposition, et de 100%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces. Les extraits M-MET 50, M-CHM et M-CHL, à la même concentration, ont montré une mortalité corrigée de plus de 55%, après 48h d'exposition, pour toutes les femelles des trois espèces. L'extrait M-AQ, à la même concentration, a mentionné un taux de mortalité corrigée de moins de 40%, après 72 h d'exposition, pour les femelles des trois espèces (Figure 61).



MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; M : Mélisse.

**Figure 61 :** Effets temporels des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* au laboratoire

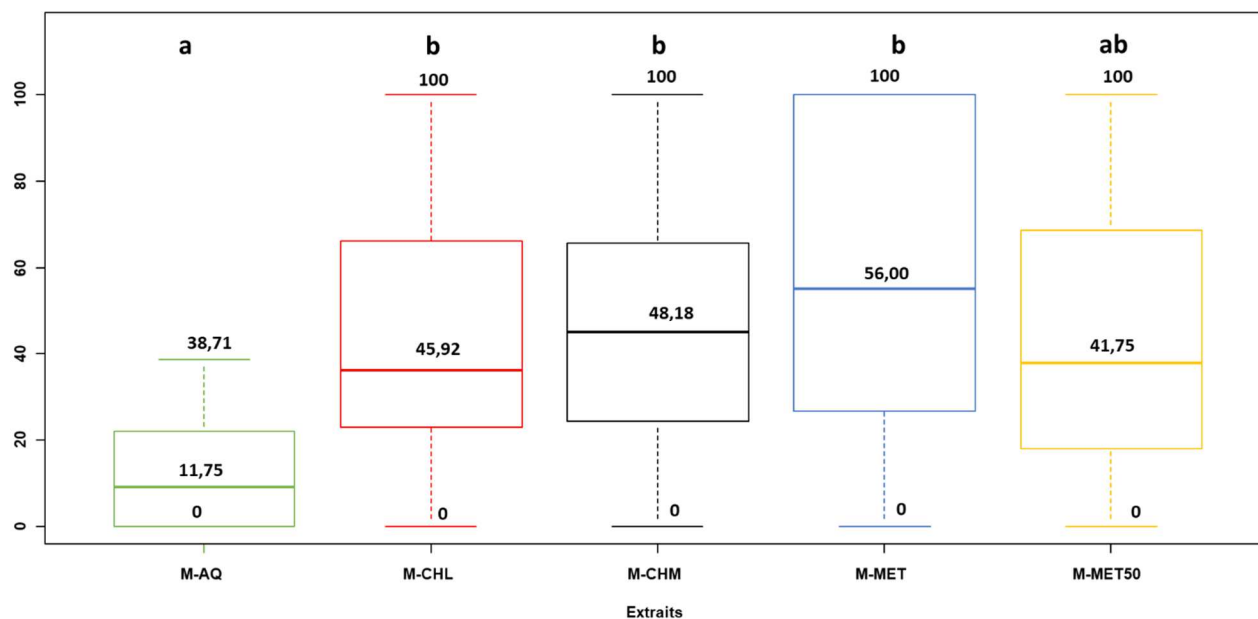
### III.4.1.13. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* s'est manifestée par des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 16** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	17348	4	4337	4.324	0.00349
Residus	70208	70	1003		

Les résultats des tests ANOVA et post Hoc de Tukey (HSD) ont montré respectivement l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les extraits appliqués (Tableau 16), et la présence de deux groupes distincts dont le premier groupe (a) regroupe les extraits M-AQ et M-MET50 avec les faibles taux des moyennes des pourcentages de mortalité corrigée, et le second groupe (b) correspond aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des % de mortalité corrigée. *C. populialbae* a été très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 62).



**Figure 62** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

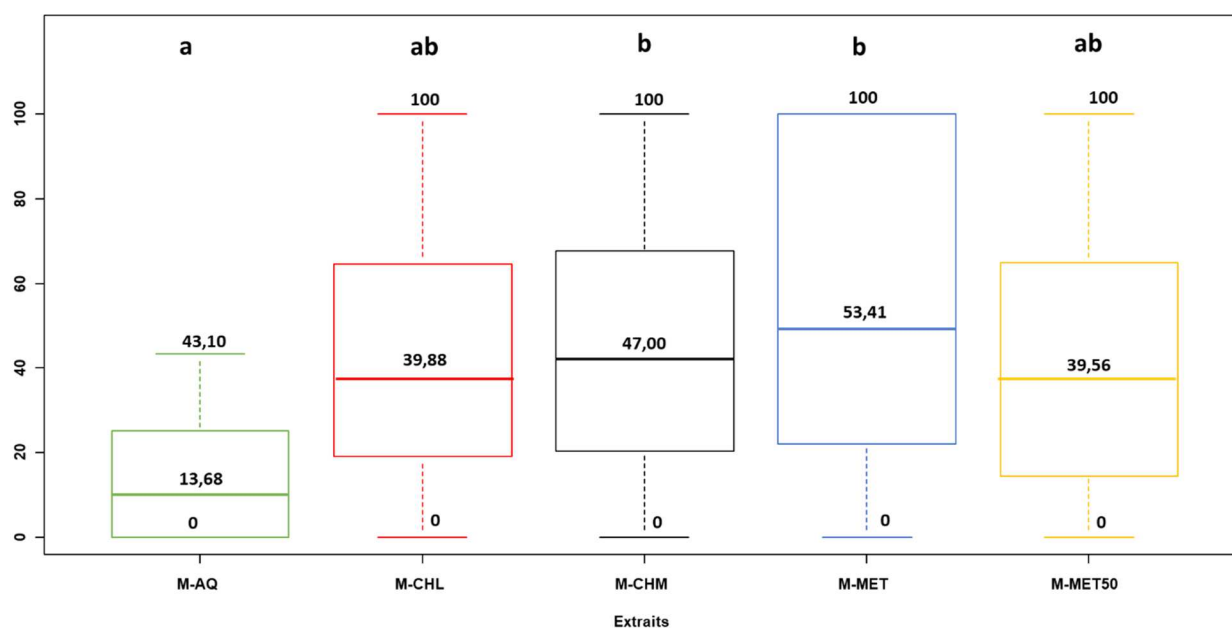
### III.2.1.14. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 17** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	14156	4	3539	3.477	0.012
Residus	71243	70	1018		

Les résultats du test ANOVA ont mis en évidence l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 17). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). le groupe (a) regroupe les extraits M-AQ, M-CHL et M-MET50 avec les faibles taux des moyennes des pourcentage de mortalité corrigée, et le groupe (b) correspond aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des % de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* était très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 63).



**Figure 63** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

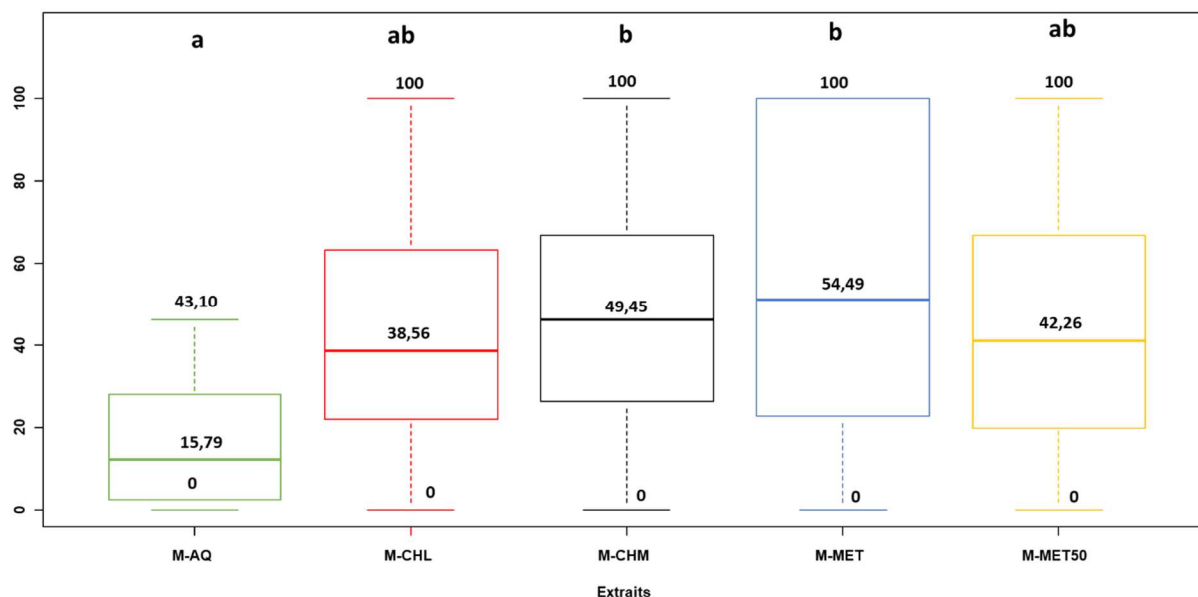
### III.2.1.15. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des % de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* s'est manifestée par des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 18** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	13754	4	3439	3.482	0.0119
Residus	69121	70	987		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 18). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) réunit les extraits M-AQ, M-CHL et M-MET50 avec les faibles taux des moyennes des % de mortalité corrigée, et le groupe (b) correspond aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL avec les plus forts taux des moyennes des % de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* est très sensible aux extraits L-MET, L-MET50, L-CHM et L-CHL (Figure 64).

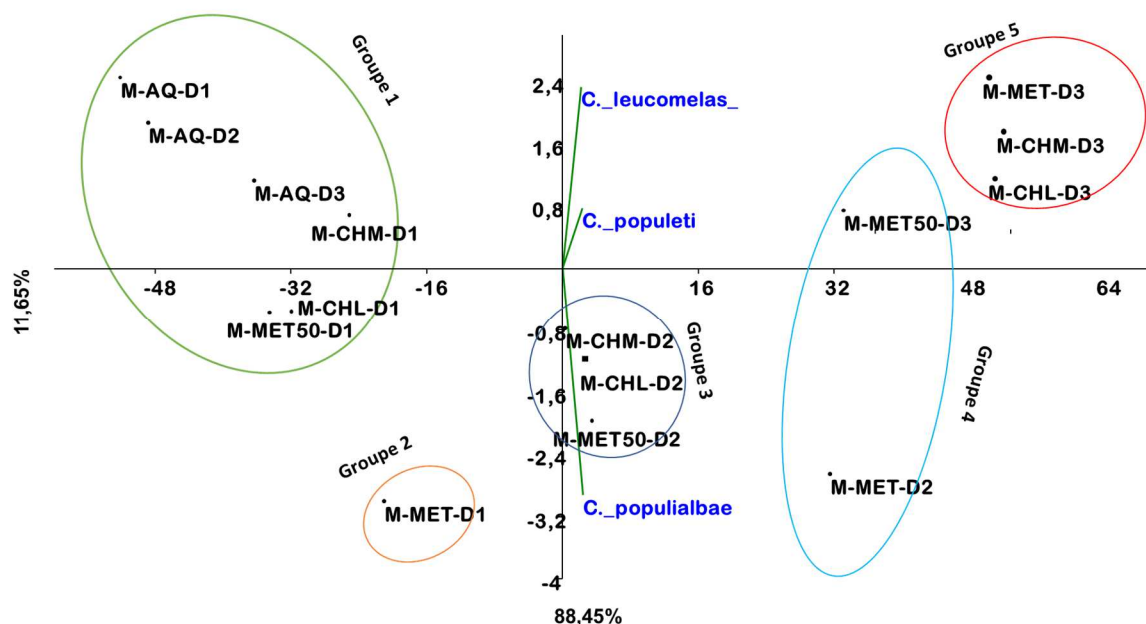


**Figure 64** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*



### III.2.1.16. Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

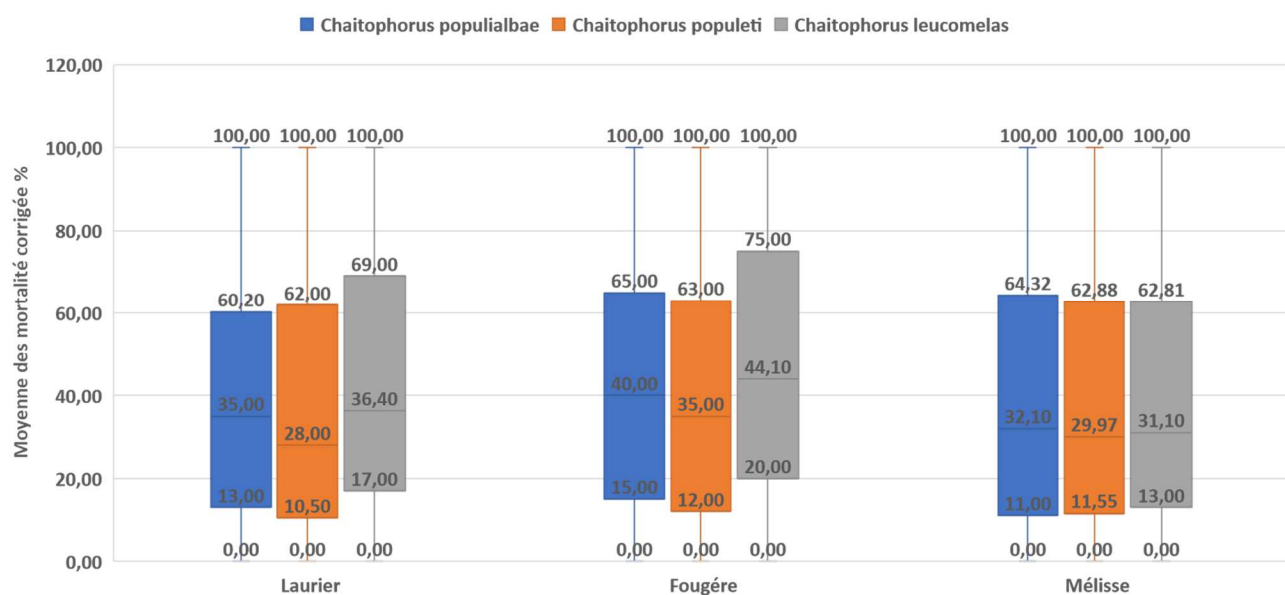
Les résultats de l'Analyse en Composantes Principales ont été satisfaisants avec un pourcentage de contribution de 88,45% pour l'axe 1 et de 11,65% pour l'axe 2 (Figure 64). L'ACP associée à la Classification Hiérarchique Ascendante (C.H.A.) (Figure 103) a permis d'identifier les extraits de *Melissa officinalis* en 5 groupes sur la base d'une similitude de (-24) entre les coordonnées des différentes variables. La projection des groupes sur les axes a mis en évidence une corrélation entre les concentrations D2 et D3 des extraits de M-MET, M-CHM, M-CHL et M-MET 50 sur la mortalité corrigée des trois espèces du genre *Chaitophorus* (Figure 65).



**Figure 65 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* via une A.C.P.

### III.2.1.17. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée in vivo des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

Les trois extraits de plantes étudiées ont été testés pour leur effet insecticide vis-à-vis des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus*. Les résultats montrent que les extraits utilisés ont prouvé leur efficacité sur la mortalité corrigée in vivo des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*. Cependant l'Analyse de la variance a révélé qu'il n'existait pas de différence entre les plantes,  $P = 0,88$  (Figure 66).



**Figure 66 :** Effets comparés des plantes étudiées sur les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus*

### III.4.3 Dans les conditions semi-naturelles

#### III.4.3.1 Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes

Les extraits des plantes ont été efficaces. Les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères des trois espèces varient entre 37% et 13,80% pour chaque extrait de plante. Le taux de mortalité corrigée a été nul (0,00%) pour le témoin méthanol (Tableau 19).

**Tableau 19** : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de *Chaitophorus* traitées avec les différents extraits de plantes après 10 jours d'exposition

		LAURIER			FOUGERE			MELISSE		
		<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. leucomelas</i>
SEMI-NATURELLE	MET	31,88 ±0,4a	22,47±1,8a	37,00 ±0,8a	25,41 ±3,7a	23,5±2,9a	24,50 ±2,0a	23,06 ±3,4a	24,44 ±2,9a	24,45 ±2,7a
	MET50	21,51 ±0,7b	13,8±2,7bc	22,78 ±0,9b	20,49±2,8ab	16,1±4,7ab	21,54 ±1,6ab	14,94 ±2,5a	18,12 4,4ab	21,00 ±3,2a
	CHM	23,14±1,5ab	17,1±1,2ab	26,66±1,9ab	22,76±2,2ab	22,85±4,2ab	21,79 ±4,2ab	23,27 ±3,1a	25,37±3,0ab	25,66 ±3,0a
	CHL	21,18 ±0,9b	18,9±2,4ab	28,75±1,6ab	22,57±3,7ab	18,31±2,4ab	20,96 ±3,2ab	20,05 ±2,4a	22,51±2,1ab	26,16 ±2,5a
	AQ	9,87 ±2,4 c	9,0±2,6c	11,38 ±2,6c	15,31±2,6b	15,45±2,9b	15,69 ±1,3b	15,86 ±4,0a	14,96±3,6b	17,47 ±2,9a
	TEM	00,00 ±0,0d	00,0±0,0d	00,0 ±0,0d	00,0 ±0,0 c	00,0±0,0 c	00,0 ±0,0 c	00,0 ±0,0 b	00,0 ±0,0 c	00,0 ±0,0b

MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; TEM : témoin. La comparaison est issue du test de Dunnett au seuil de 5%. Les résultats sont exprimés en moyenne ± erreur standard. Les moyennes suivies de la même lettre dans la colonne ne sont pas significativement différentes.

#### III.4.3.2 Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander*

Les extraits L-MET, L-MET 50, L-CHM et L-CHL, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, ont affiché une mortalité corrigée de moins de 40%, après 10 jours d'observation et de comptage, des femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons. Quant à l'extrait L-AQ, à la même concentration, après 10 jours, la mortalité corrigée a été signalée comprise entre 8 et 11%, pour les femelles des trois espèces. L'extrait L-MET, à la concentration D2 de 25 µL/mL, a signifié une mortalité corrigée, de 57,7 %, après 7 jours de comptage, pour les femelles de *C. leucomelas*, et de 50,7 %, après 8 jours, des femelles de *C. populiabae*.

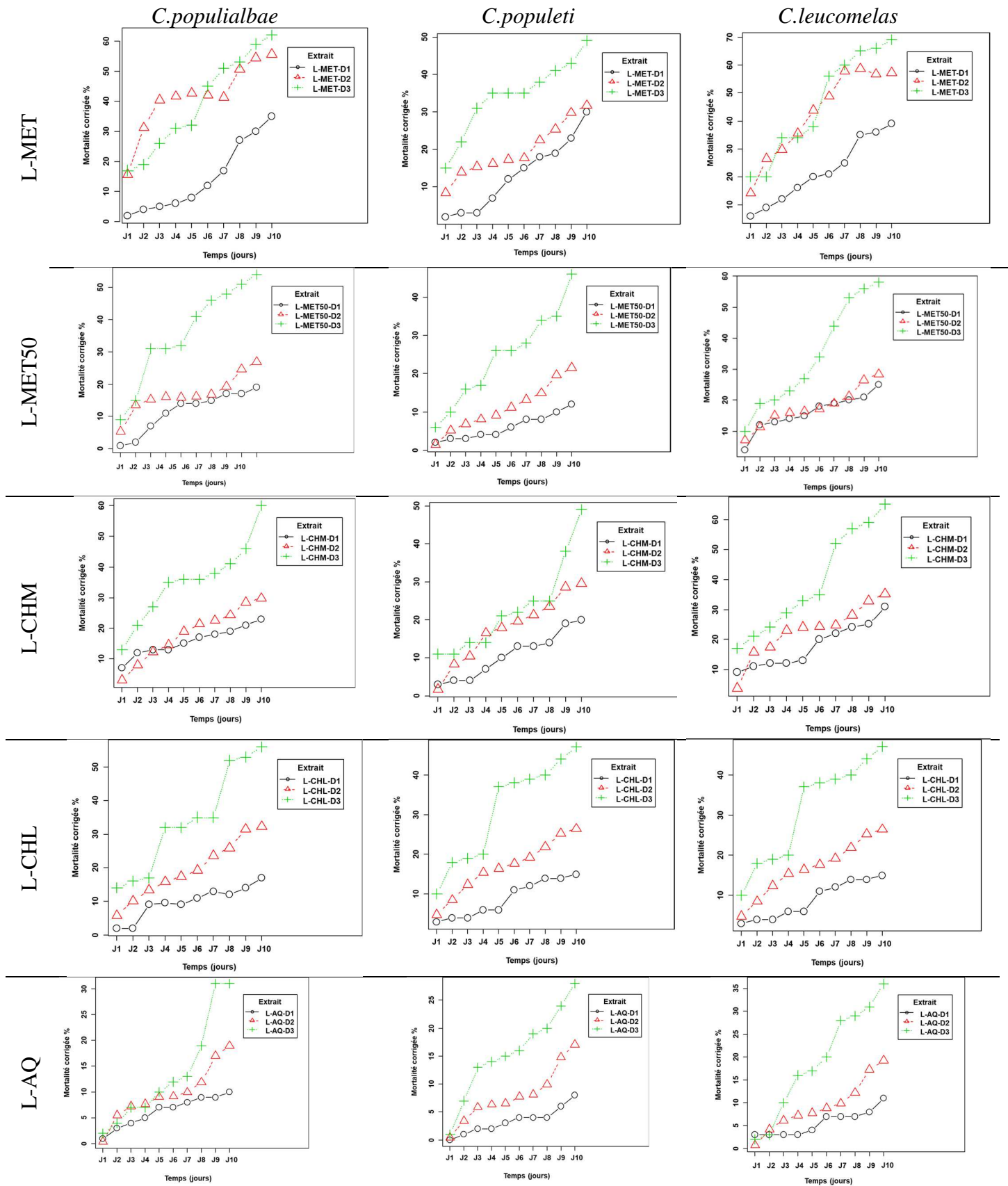
Les extraits L-MET 50, L-CHM et L-CHL, à la même concentration, ont souligné une mortalité corrigée comprise entre 21 et 41%, après 10 jours de comptage, des femelles des trois espèces. Quant à l'extrait L-AQ, à la même concentration, la mortalité corrigée a été de moins de 20%, après 10 jours pour les femelles des trois espèces.

L'extrait L-MET, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a mentionné une mortalité corrigée, de 56 %, après 6 jours de comptage, pour les femelles de *C. leucomelas*, de 51 %, après 7 jours,

---

des femelles de *C. populiabae*, et de plus de 50%, après 10 jours pour l'ensemble des femelles des trois espèces.

Les extraits L-MET 50, L-CHM et L-CHL, à la même concentration, ont présenté une mortalité corrigée respective de plus de 51%, après 9 jours de comptage, pour les femelles de *C. populiabae* et *C. leucomelas* ; de 52%, après 7 jours, pour les femelles de *C. leucomelas*, et de plus de 60 %, après 10 jours, pour les femelles de *C. populiabae* et *C. leucomelas* et plus de 52 %, après 8 jours, pour les femelles de *C. populiabae* et *C. leucomelas*. Quant à l'extrait L-AQ, à la même concentration, la mortalité corrigée a été de moins de 40%, après 10 jours pour les femelles des trois espèces (Figure 67).



MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 67 :** Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander*

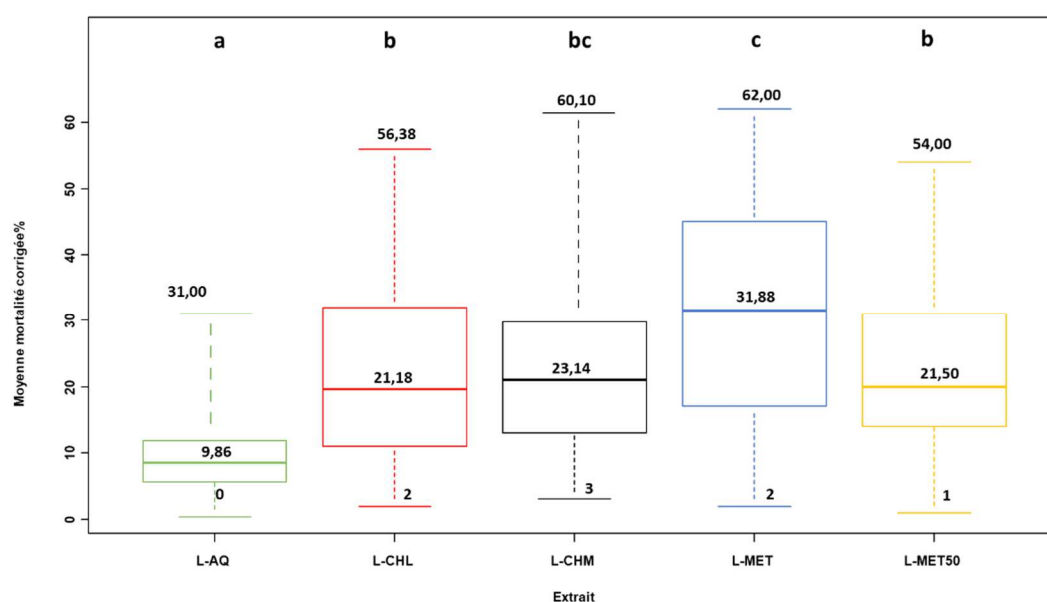
### III.4.2.3. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 20** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	7379	4	1844.7	9.628	0.000000621
Residus	27780	145	191.6		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les différents extraits appliqués (Tableau 20). Trois groupes distincts (a,b et c) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). le groupe (a) regroupe l'extrait L-AQ avec le faible taux des moyennes des taux de mortalité corrigée (9,86%), suivi du groupe (b) qui correspond aux extraits L-MET50 (21,50%), L-CHM (23,14%) et L-CHL (21,18%), et le groupe (c) qui regroupe les extraits L-MET (31,88%) et L-CHM (23,14%) avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* est sensible aux extraits L-MET et L-CHM (Figure 68).



**Figure 68** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae* dans les conditions semi-naturelles

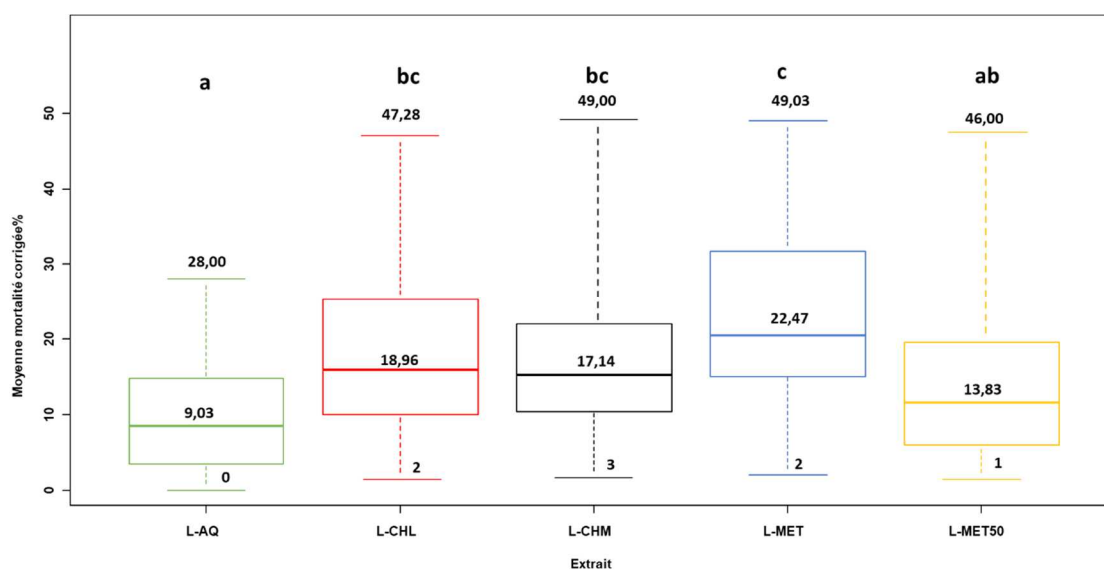
### III.4.2.4. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 21** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	3142	4	785.6	6.451	0.0000832
Residus	17656	145	121.8		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 21). Trois groupes distincts (a,b et c) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). le groupe (a) regroupé les extraits L-AQ et L-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée (9,03% et 13,83%), suivi du groupe (b) qui correspond aux extraits L-MET50 (13,83%), L-CHM (17,14%) et L-CHL (18,96%), et le groupe (c) qui regroupe les extraits L-MET (22,47%), L-CHM (17,14%) et L-CHL (18,96%) avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* était sensible aux extraits L-MET, L-CHM et L-CHL (Figure 69).



**Figure 69** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti* dans les conditions semi-naturelles

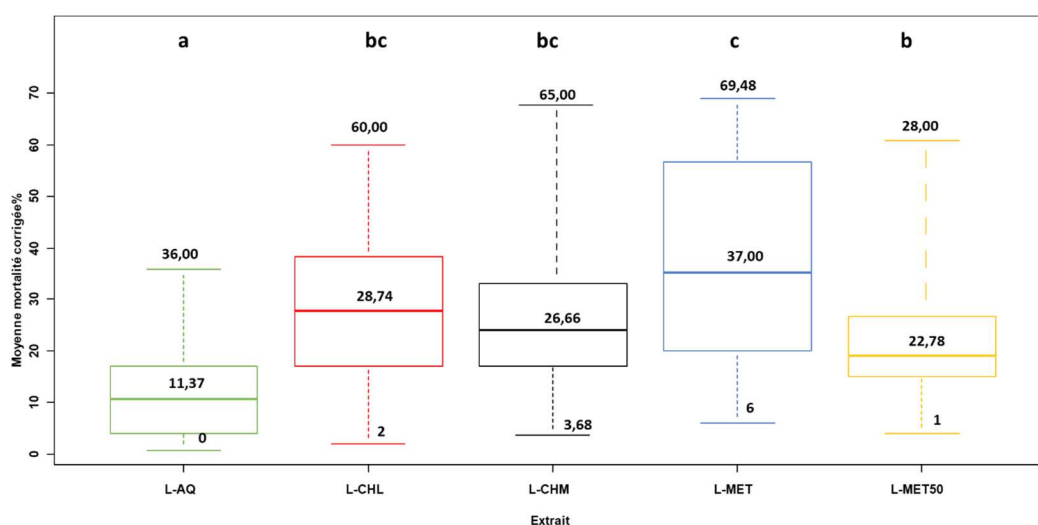
### III.4.2.5. Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

L'activité insecticide des extraits évaluée sur la base du calcul des moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 22** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Nerium oleander*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	10525	4	2631.2	12.2	0.0000000141
Residus	31272	145	215.7		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 22). Trois groupes distincts (a, b et c) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) regroupe l'extrait L-AQ avec faible taux des moyennes des % de mortalité corrigée (11,37%), suivi du groupe (b) qui correspond aux extraits L-MET50 (22,78%), L-CHM (26,66%) et L-CHL (28,74%), et le groupe (c) constitue par les extraits L-MET (37,00%), L-CHM (26,66%) et L-CHL (28,74%) avec les plus élevés taux des moyennes des % de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* manifeste la plus forte sensibilité aux extraits L-MET, L-CHM et L-CHL (Figure 70).

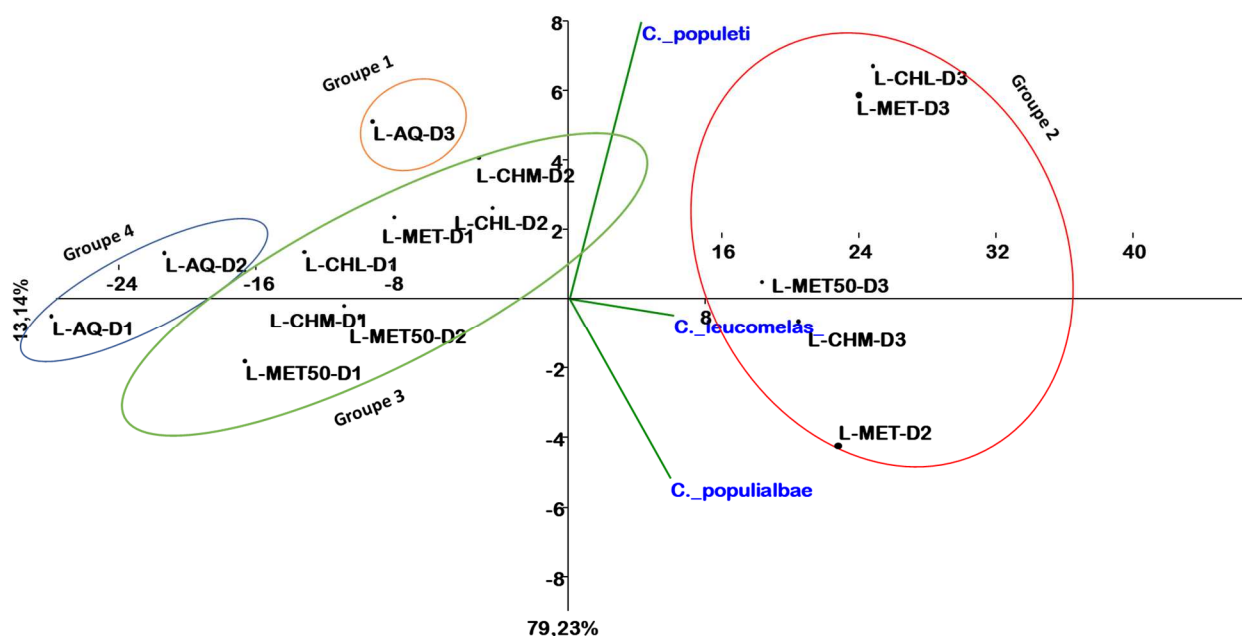


**Figure 70** : Effets comparés des extraits de *Nerium oleander* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas* dans les conditions semi-naturelles



### III.4.2.6. Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles

Les résultats des deux méthodes (ACP et CAH) révèlent que les axes 1 et 2 contribuent respectivement à 79,23% et 13,14% (Figure 71), et que les extraits de *N. oleander* sont classés en 4 groupes sur la base d'une similitude de (-11) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 104). La figure 71 a révélé une corrélation entre les concentrations D2 de l'extrait L-MET et D3 des extraits L-MET, L-CHM, L-CHL et L-MET 50 et la mortalité corrigée des trois espèces du genre *Chaitophorus*.



**Figure 71 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P.

### **III.4.2.7. Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum***

Les extraits F-MET, F-MET 50, F-CHM et F-CHL, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, ont indiqué une mortalité corrigée comprise entre 20 et 30%, après 10 jours pour les femelles des trois espèces.

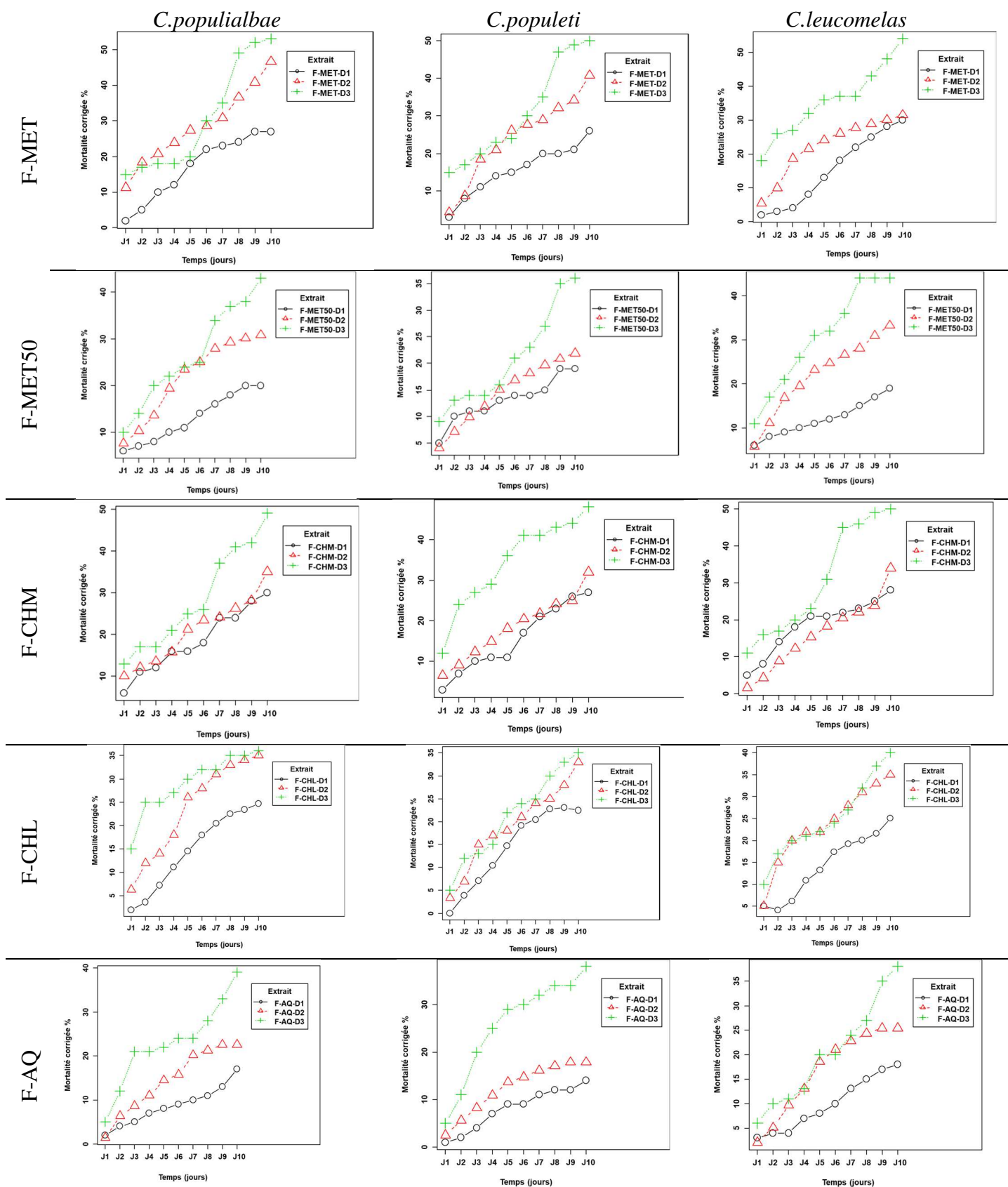
L'extrait F-AQ, à la même concentration, après 10 jours, la mortalité corrigée a été de moins de 20 %, pour les femelles des trois espèces.

Les extraits F-MET, F-MET 50, F-CHM et F-CHL, à la concentration D2 de 25 µL/mL, ont affiché une mortalité corrigée comprise entre 21 et 47%, après 10 jours de comptage, pour les femelles des trois espèces. S'agissant l'extrait F-AQ, pour la même concentration après 10 jours, la mortalité corrigée n'a pas dépassé 25 % pour les femelles des trois espèces.

L'extrait F-MET, à la concentration D3 de 50 µL/mL, a montré une mortalité corrigée de plus de 50 %, après 10 jours de comptage, pour l'ensemble des femelles des trois espèces. Les extraits F-MET 50 et F-CHL, à la même concentration, ont signalé une mortalité corrigée comprise entre 40 et 45%, après 10 jours, pour les femelles des trois espèces.

L'extrait F-CHM, à la même concentration, a présenté une mortalité corrigée de 50%, après 10 jours, pour l'ensemble des femelles des trois espèces.

L'extrait F-AQ, à la même concentration, après 10 jours, la mortalité corrigée a été de moins de 40 %, pour les femelles des trois espèces (Figure 117).



MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; F : Fougère.

**Figure 72 :** Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum*

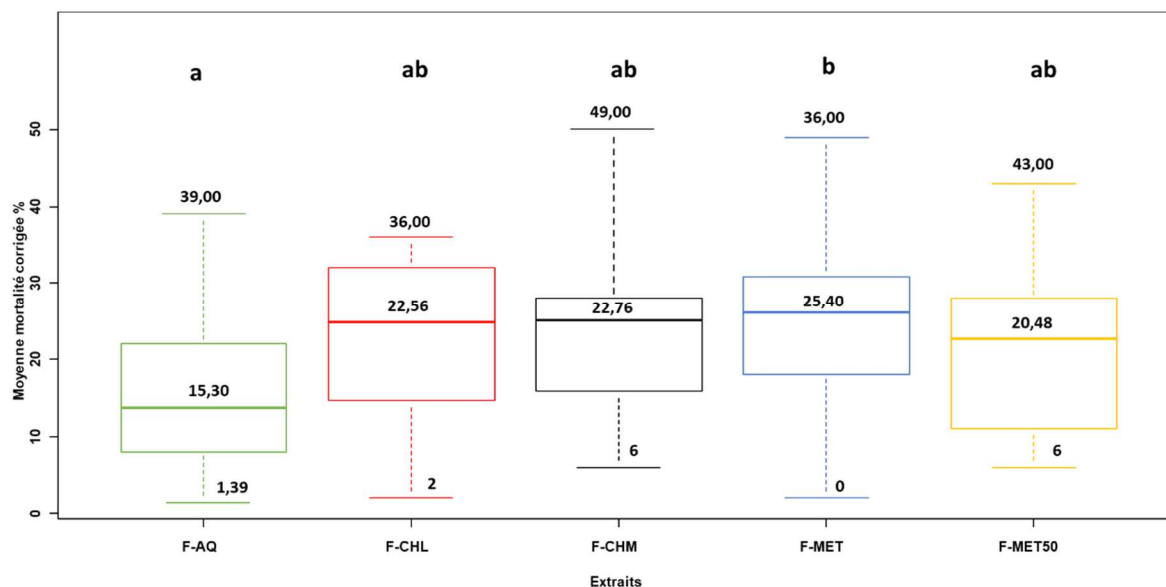
### III.4.2.8. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 23** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	1716	4	428.9	3.728	0.00643
Residus	16686	145	115.1		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les différents extraits appliqués (Tableau 23). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) regroupe les extraits F-AQ (15,30%), F-CHL, F-CHM et F-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe (b) regroupe les extraits F-MET (25,40%), F-CHM (22,76%), F-CHL (22,56%) et F-MET50 (20,48%) avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* est sensible aux extraits F-MET, F-CHM, F-MET50 et F-CHL (Figure 73).



**Figure 73** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae* dans les conditions semi-naturelles

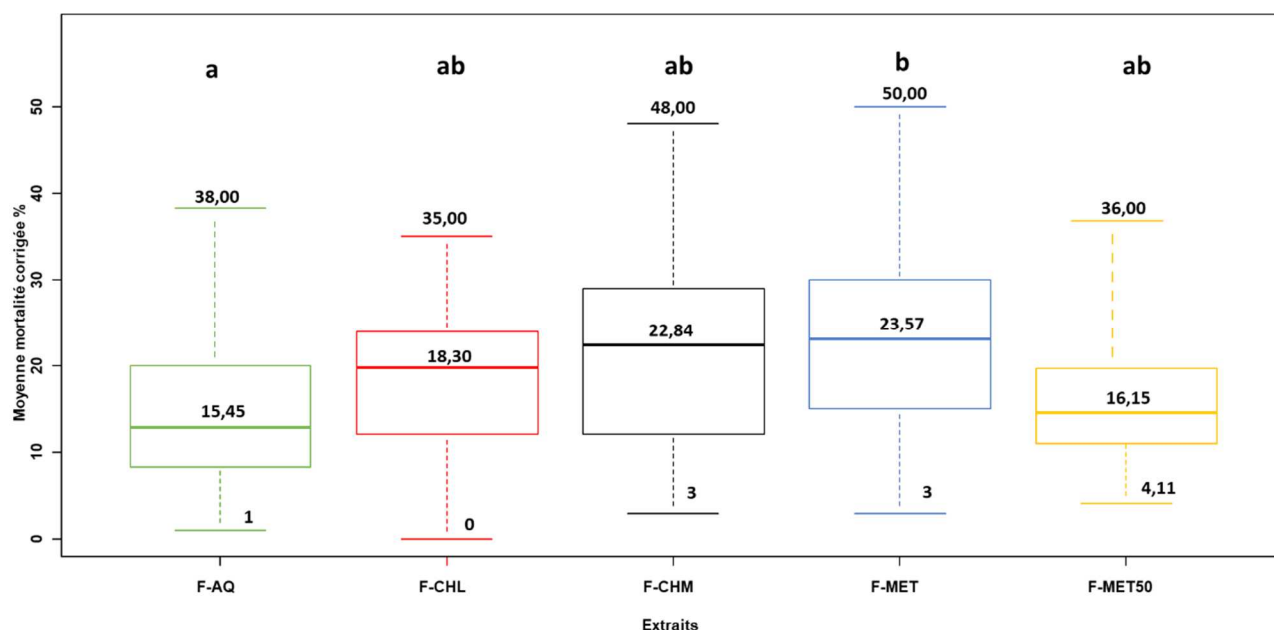
### III.4.2.9. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 24** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	1697	4	424.3	3.806	0.00566
Residus	16165	145	111.5		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 24). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) regroupe les extraits F-AQ (15,45%), F-CHL, F-CHM et F-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe (b) regroupe les extraits F-MET (23,57%), F-CHM, F-CHL et F-MET50 avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* est sensible aux extraits F-MET, F-CHM, F-MET50 et F-CHL (Figure 74).



**Figure 74** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti* dans les conditions semi-naturelles.

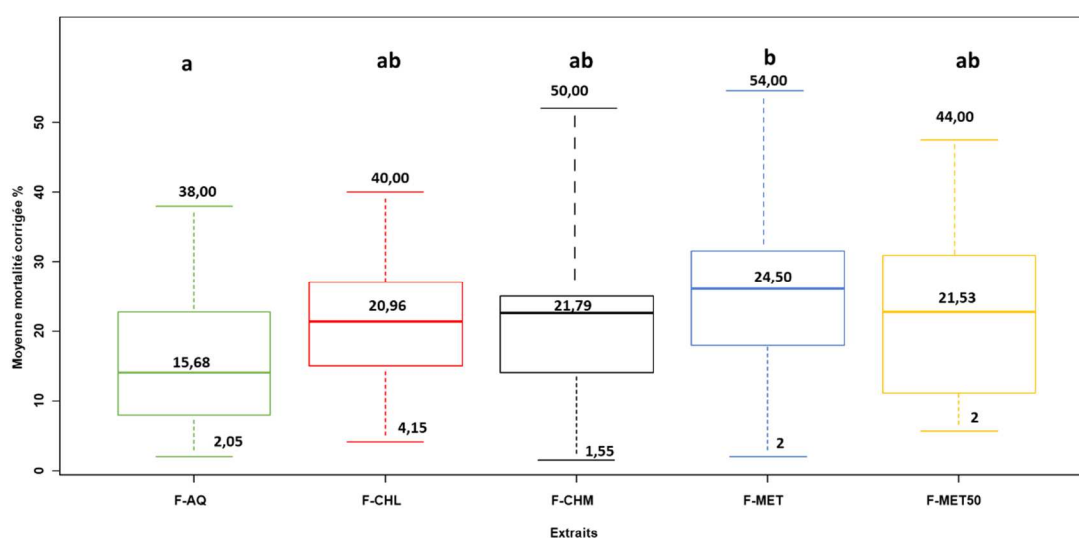
### III.4.2.10. Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 25** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Pteridium aquilinum*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	1241	4	310.1	2.404	0.0524
Residus	18709	145	129.0		

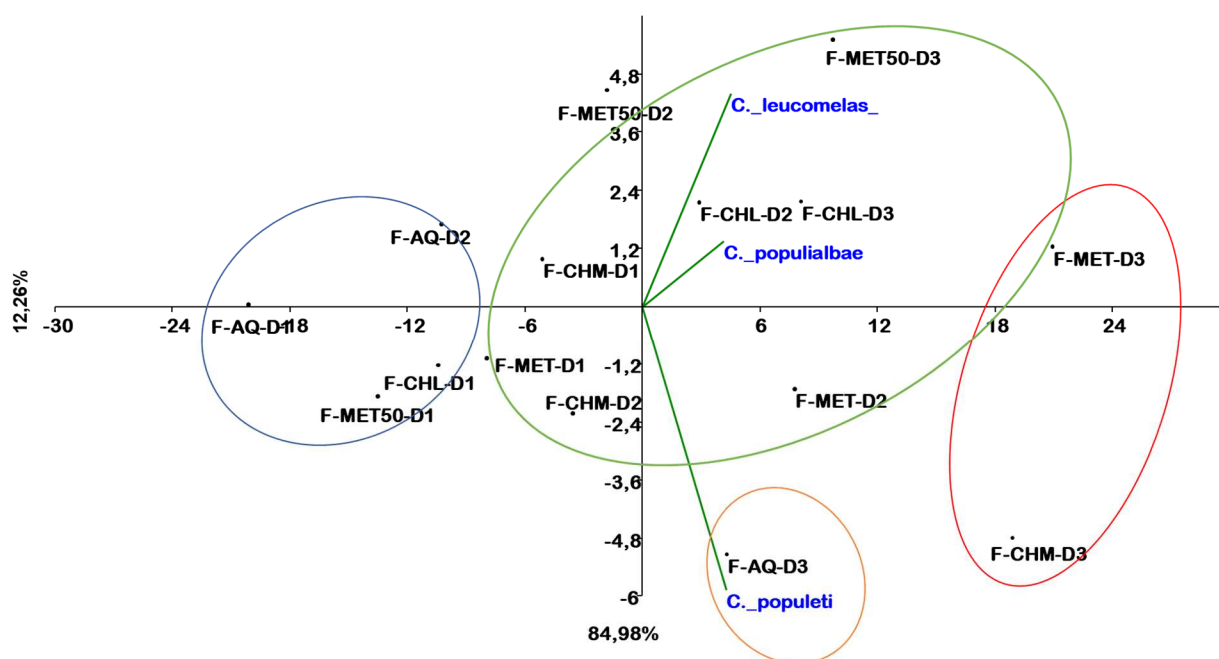
Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 25). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmé grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) regroupe les extraits F-AQ (15,68%), F-CHL, F-CHM et F-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe (b) regroupe les extraits F-MET (24,50%), F-CHM, F-CHL et F-MET50 avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* était sensible aux extraits F-MET, F-CHM, F-MET50 et F-CHL (Figure 75).



**Figure 75** : Effets comparés des extraits de *Pteridium aquilinum* sur les femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas* dans les conditions semi-naturelles.

### III.4.2.11. Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles

Les résultats de l'analyse factorielle (ACP) ont été satisfaisants au regard des deux premiers axes factoriels qui détenaient à eux seuls 97,24% avec respectivement 84,98% pour l'axe 1 et 12,26% pour l'axe 2 (Figure 64). La méthode de classification (CAH) (Figure 105) a permis de classifier les extraits de *P. aquilinum* en 4 groupes sur la base d'une similitude de (- 13) entre les coordonnées des variables. La figure 76 a montré une corrélation entre les concentrations D2 des extraits F- MET et F-CHL et D3 des extraits F-MET, F-CHM, F-CHL et F- MET 50 et la mortalité corrigée des trois espèces du genre *Chaitophorus*.



**Figure 76 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P.

### III.4.2.12 Estimation du taux de mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis*

Les extraits M-MET, M-MET 50, M-CHM et M-CHL, à la concentration D1 de 12,5 µL/mL, ont révélé une mortalité corrigée ne dépassant pas les 30 %, après 10 jours de comptage, pour les femelles des trois espèces. L'extrait M-AQ, pour même concentration, après 10 jours, la mortalité corrigée a été de moins 15%, pour les trois espèces.

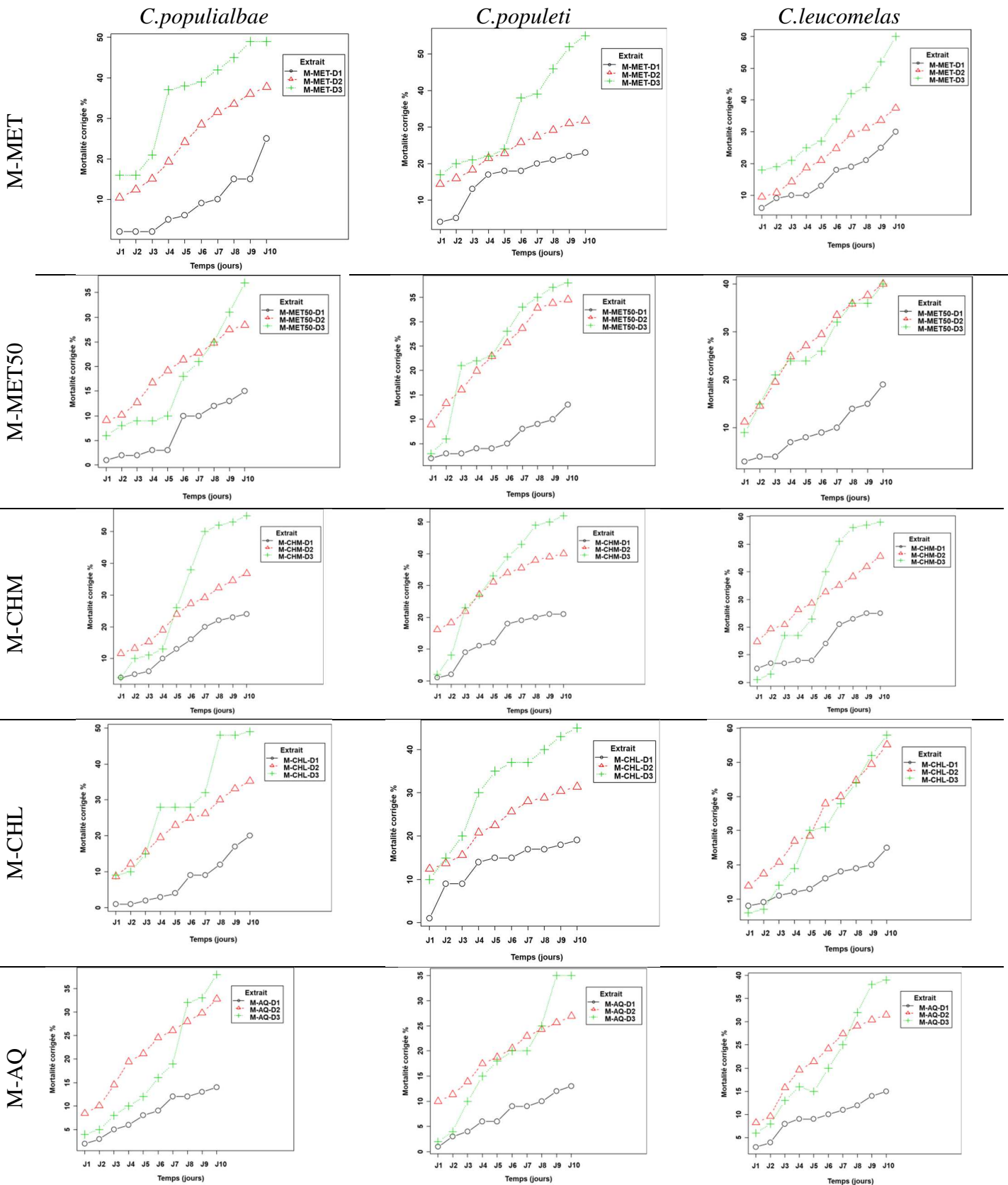
Les extraits M-MET, M-MET 50, M-CHM, à la concentration D2 de 25 µL/mL, ont montré une mortalité corrigée comprise entre 28 et 46 %, après 10 jours de comptage, pour les femelles des trois espèces. L'extrait M-CHL, à la même concentration, a indiqué une mortalité de 55 %, après 10 jours, pour les femelles de *C. leucomelas*.

L'extrait M-AQ, à la même concentration, après 10 jours, la mortalité varié entre 26 et 32 %, pour les trois espèces.

Les extraits M-MET et M-CHL, à la concentration D3 de 50 µL/mL, ont donné une mortalité corrigée respective de 50 %, après 9 jours, pour l'ensemble des femelles, et de 52 %, pour la même période, pour les femelles de *C. leucomelas*.

L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée ne dépassant pas les 40 %, après 10 jours, pour l'ensemble des femelles. L'extrait M-CHM, à la même concentration, a présenté une mortalité corrigée de 50 %, après 7 jours, pour les femelles de *C. leucomelas* et *C. populiae*, et entre 52 et 58 %, après 10 jours, pour l'ensemble des femelles. L'effet de l'extrait M-AQ, à la même concentration, après 10 jours, la mortalité corrigée a souligné 40 %, au plus, pour les trois espèces (Figure 77).





MET : Méthanol ; CHL : Chloroforme ; AQ : aqueux ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; M : Mélisse.

**Figure 77 :** Mortalité journalière des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis* dans les conditions semi-naturelles

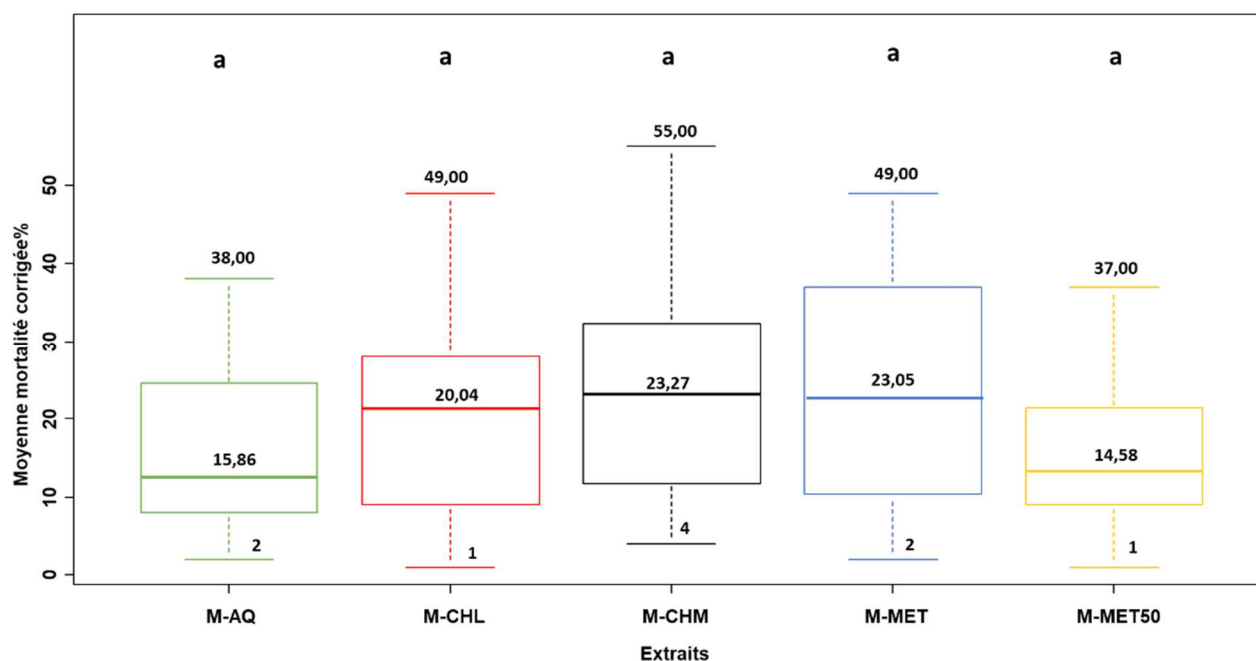
### III.4.2.13. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populialbae* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 26** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	1934	4	483.4	2.883	0.0647
Residus	24311	145	167.7		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populialbae* pour les différents extraits appliqués (Tableau 26). Un seul groupe (a) confirme grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe comprend les 5 extraits M-AQ, M-CHL, M-CHM, M-MET et F-MET50 avec des moyennes des taux de mortalité corrigée se situant entre 15,86 et 23,27%. Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* est très sensible aux 5 extraits susmentionnés (Figure 78).



**Figure 78** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populialbae* dans les conditions semi-naturelles

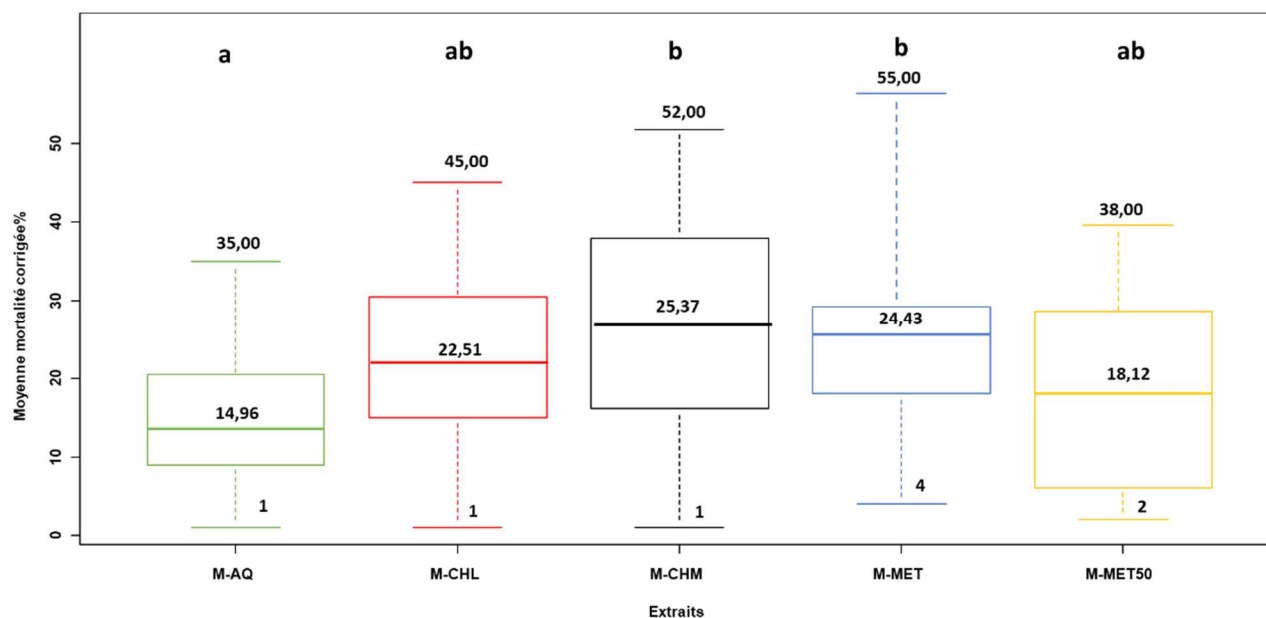
### III.4.2.14. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus populeti* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 27** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	2338	4	584.4	4.076	0.00368
Residus	20789	145	143.4		

Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. populeti* pour les différents extraits appliqués (Tableau 27). Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) est constitué par les extraits M-AQ (14,96%), M-CHL et M-MET50 avec les faibles taux des moyennes des taux de mortalité corrigée, et le groupe (b) est représenté par les extraits M-MET (24,43%) , M-CHM (25,37%) , M-CHL et M-MET50 avec les plus forts taux des moyennes des % de mortalité corrigée. Les résultats ont confirmé que *C. populeti* est très sensible aux extraits M-MET, M-CHM, M-MET50 et M-CHL (Figure 79).



**Figure 79** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus populeti* dans les conditions semi-naturelles

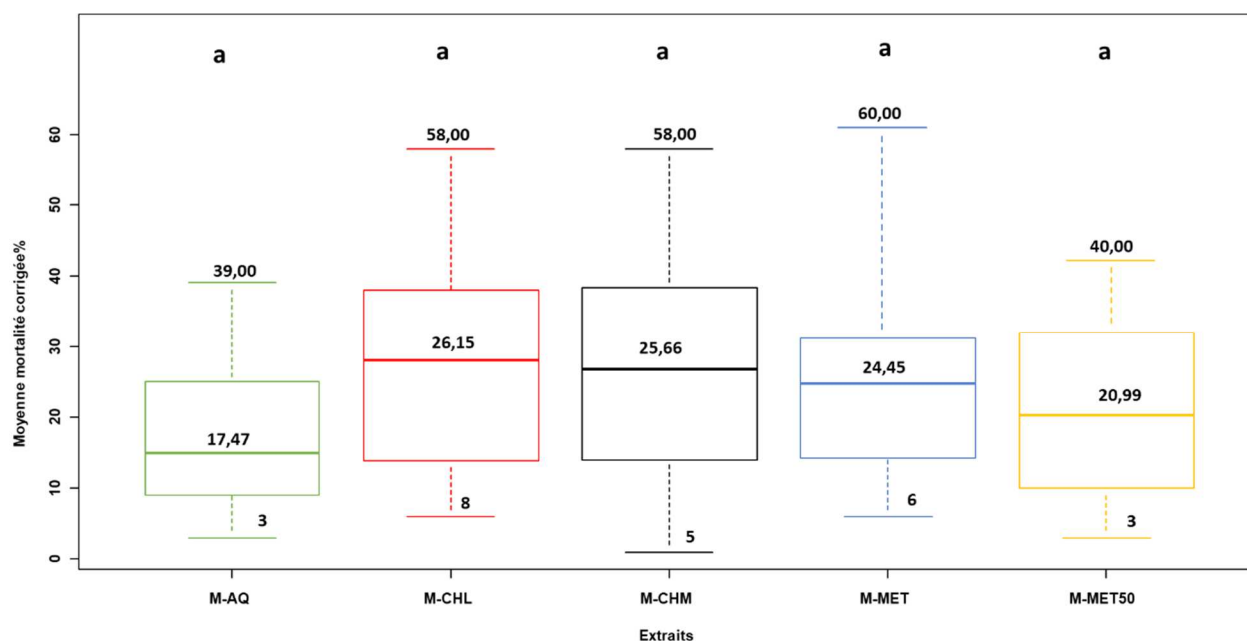
### III.4.2.15. Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas*

L'activité insecticide des extraits sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *Chaitophorus leucomelas* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués.

**Tableau 28** : Résultats du test ANOVA des moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* selon les différents extraits de *Melissa officinalis*

Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
Extraits	1611	4	402.6	2.149	0.0777
Residus	27166	145	187.4		

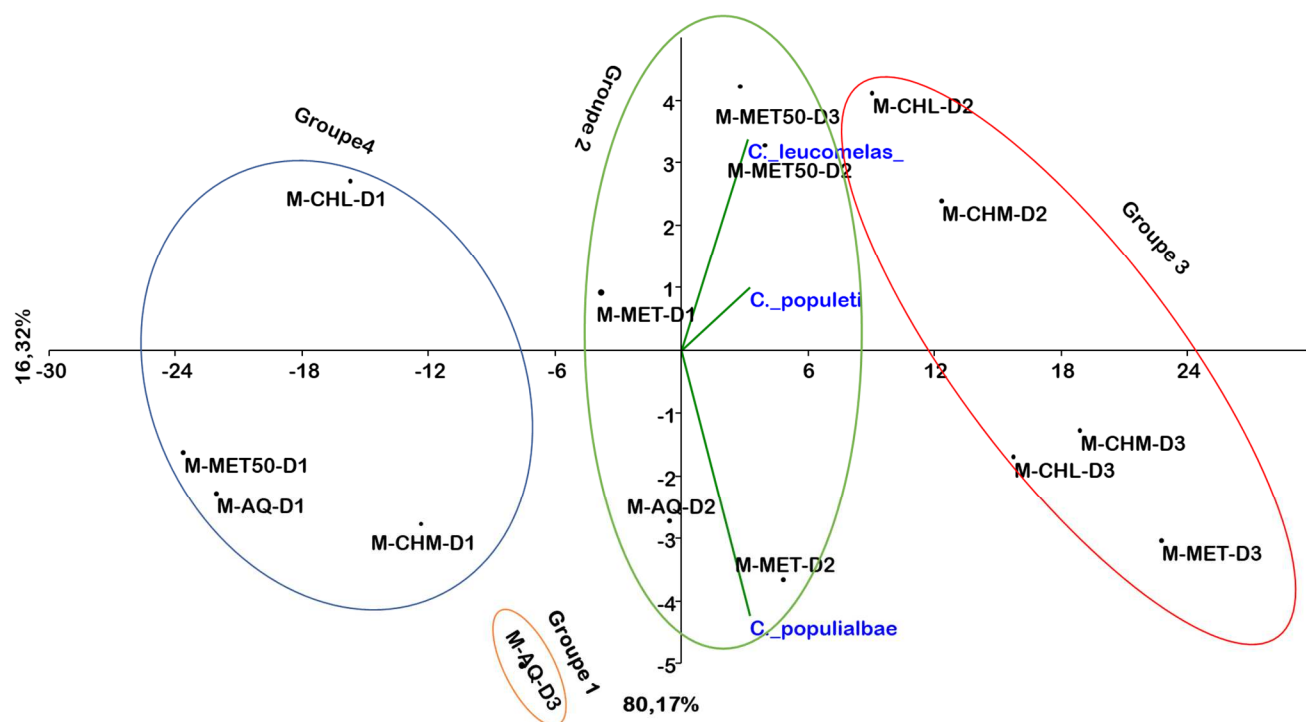
Les résultats du test ANOVA ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *C. leucomelas* pour les différents extraits appliqués (Tableau 28). Un seul groupe (a) est confirmé grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe comprend les 5 extraits M-AQ, M-CHL, M-CHM, M-MET et F-MET50 avec des moyennes des taux de mortalité corrigée se situant entre 17,47 et 25,66%. Les résultats ont confirmé que *C. leucomelas* est très sensible aux 5 extraits susmentionnés (Figure 80).



**Figure 80** : Effets comparés des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus leucomelas* dans les conditions semi-naturelles

### III.4.2.16. Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles

L'analyse des résultats par l'ACP et deux méthodes a révélé que les deux premiers axes factoriels détiennent à eux seuls 96,49% avec respectivement 80,17% pour l'axe 1 et 16,32% pour l'axe 2 (Figure 64). Les extraits de *Melissa officinalis* sont organisés en 4 groupes sur la base d'une similitude de (-12) entre les coordonnées des variables (Figure 106). La figure 81 a affiché une corrélation entre les concentrations D2 des extraits M-AQ, M-MET, M-MET 50, M-CHM et M-CHL et D3 des extraits M-MET, M-CHM et M-MET 50 et la mortalité corrigée des trois espèces de *Chaitophorus*.



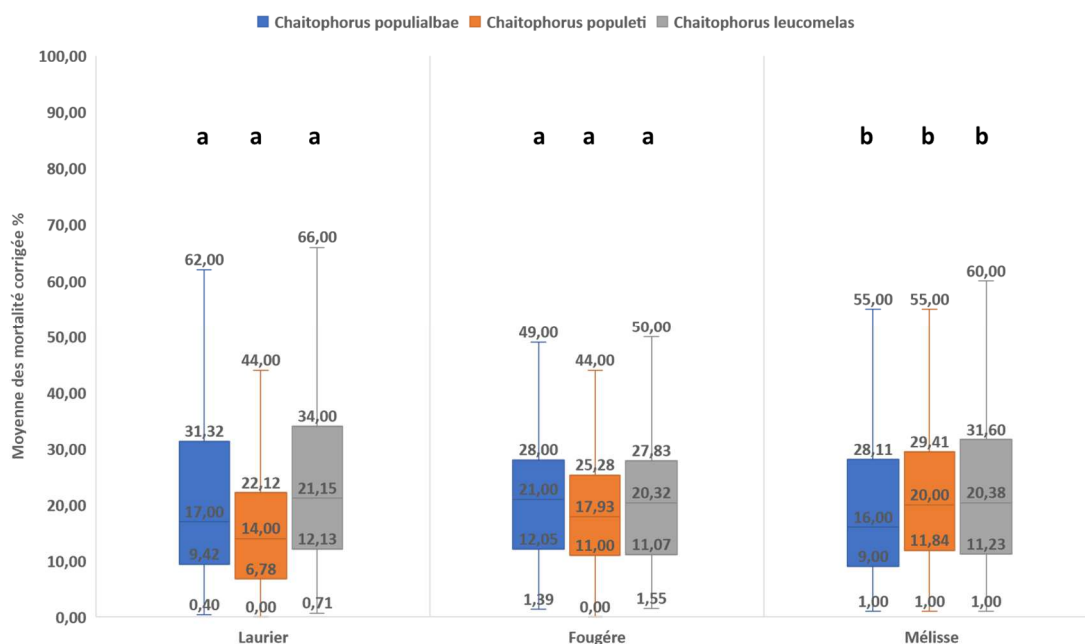
**Figure 81 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles via une A.C.P.

### III.4.2.17. Effets comparés des plantes sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles

Les résultats ont démontré que les plantes choisies ont été moyennement efficaces. Cependant, l'analyse de la variance (Tableau 29) a signalé une différence significative entre les plantes pour des femelles des trois espèces du genre *Chaitophorus*. La figure 82 a indiqué que la mélisse se distingue de la fougère et du laurier en milieu semi-naturel. Les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* ont été plus sensibles aux extraits de la plante de mélisse.

**Tableau 29** : Analyse de la variance des données de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères des trois espèces en fonction des plantes étudiées

Espèces	Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyennes des carrés	F-ratio	P
<i>C. populiabae</i>	Plantes	394	2	197.0	1.102	0.0333
	Résidus	79888	447	178.7		
<i>C. populeti</i>	Plantes	1753	2	876.6	6.342	0.00192
	Résidus	61788	447	61788		
<i>C. leucomelas</i>	Plantes	1467	2	733.4	3.622	0.0275
	Résidus	90524	447	202.5		



**Figure 82** : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions semi-naturelles

### III.4.3. Dans les conditions naturelles

#### III.4.3.1. Evaluation de l'effet insecticide des extraits des plantes

Les résultats figurant au tableau 31 ont souligné que les extraits des plantes se sont révélés peu toxiques. Les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères des trois espèces varient entre 26,2% et 11,40% pour chaque extrait de plante. Le taux de mortalité corrigée a été nul (0,00%) pour le témoin méthanol (Tableau 30).

**Tableau 30** : Moyennes des mortalités corrigées des espèces de *Chaitophorus* traitées avec les différents extraits de plantes après 10 jours d'exposition

		Laurier		Fougère		Mélisse	
		<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>	<i>C. populiabae</i>	<i>C. populeti</i>
BABA HASSEN	MET	19,1±9,1 <sup>a</sup>	19,2 ±7,2 <sup>a</sup>	21,6 ±8,3 <sup>a</sup>	19,1 ±9,1 <sup>a</sup>	20,7 ±8,2 <sup>a</sup>	23,6 ±6,0 <sup>a</sup>
	MET50	11,4 ±8,6 <sup>b</sup>	12,6 ±7,7 <sup>b</sup>	11,8 ±11,4 <sup>b</sup>	13,3 ±9,7 <sup>b</sup>	10,4 ±9,5 <sup>b</sup>	11,7 ±7,2 <sup>b</sup>
	CHM	23,8 ±10,7 <sup>ab</sup>	24,0±10,9 <sup>ab</sup>	22,2 ±10,1 <sup>a</sup>	23,4 ±11,6 <sup>ab</sup>	21,3 ±6,3 <sup>b</sup>	28,6 ±9,1 <sup>a</sup>
	TEM	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>	00,0 ±0,0 <sup>c</sup>	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>	00,00 ±10,4 <sup>c</sup>	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>
ZERALDA	MET	13,6 ± 3,7 <sup>b</sup>	10,5 ±7,5 <sup>b</sup>	17,3 ±8,2 <sup>a</sup>	17,1 ±8,2 <sup>a</sup>	23,8 ±5,2 <sup>a</sup>	26,2 ±10,3 <sup>a</sup>
	MET50	13,6 ± 6,4 <sup>b</sup>	12,5 ±3,1 <sup>b</sup>	20,3 ±6,6 <sup>a</sup>	20,1 ±7,6 <sup>a</sup>	21,0 ±4,4 <sup>a</sup>	21,8 ±5,6 <sup>a</sup>
	CHM	27,2 ± 7,4 <sup>a</sup>	23,5 ±4,2 <sup>a</sup>	23,6 ±9,1 <sup>a</sup>	22,3 ±4,9 <sup>a</sup>	24,1 ±10,6 <sup>a</sup>	25,3 ±9,6 <sup>a</sup>
	TEM	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>	00,00 ±0,0 <sup>c</sup>	00,00 ±0,0 <sup>b</sup>	00,00 ±0,0 <sup>b</sup>	00,00 ±0,0 <sup>b</sup>	00,00 ±0,0 <sup>b</sup>

MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; TEM : Témoin. La comparaison est issue du test de Dunnett au seuil de 5%. Les résultats sont exprimés en moyenne ± erreur standard. Les moyennes suivies de la même lettre dans la colonne ne sont pas significativement différentes.

#### III.4.3.1.1. Dans la commune de Baba Hassen

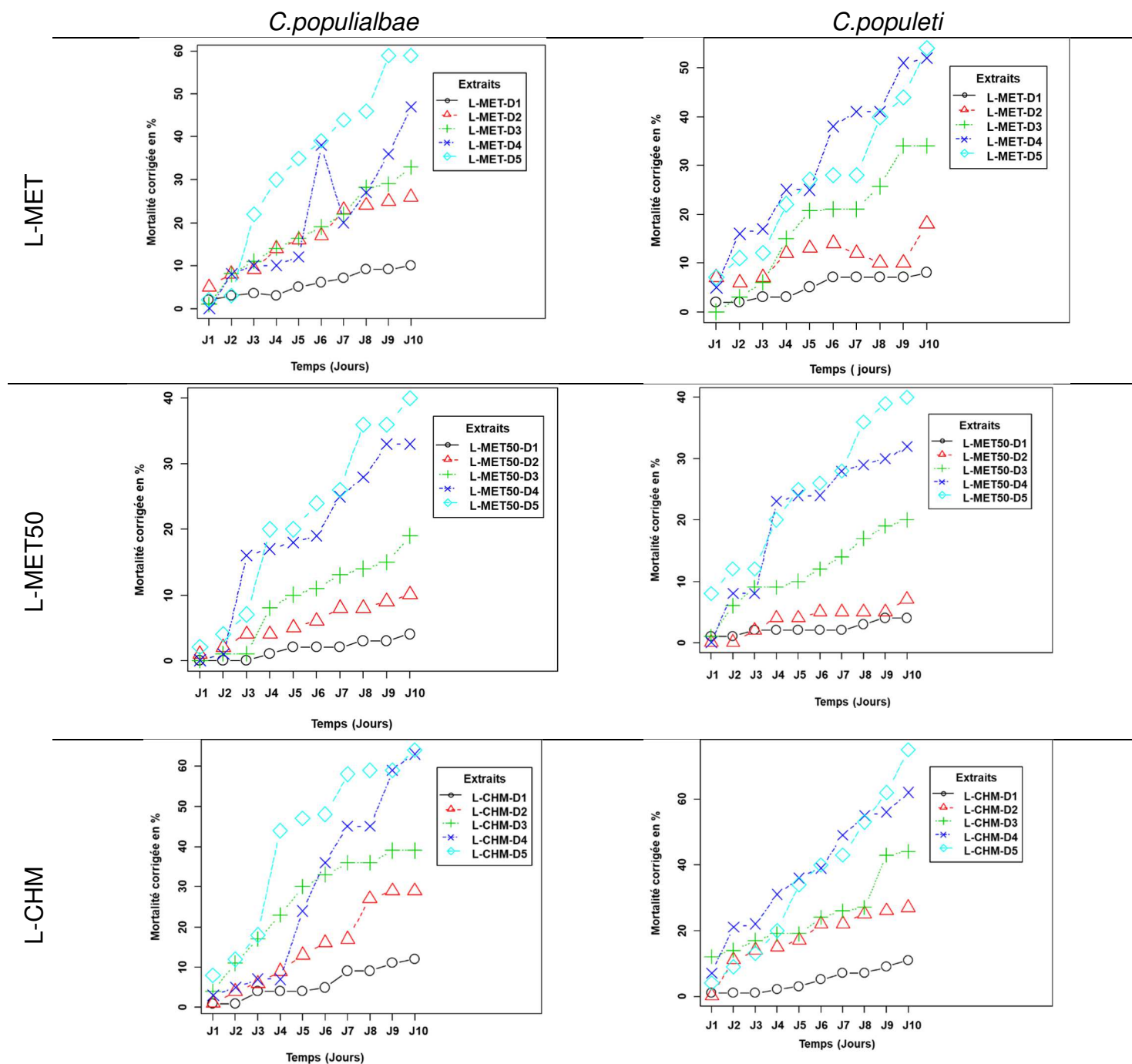
#### III.4.3.1.2. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander*

Les extraits L-MET, L-MET 50 et L-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40 µL/mL, ont indiqué une mortalité corrigée comprise entre 5 et 44 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populiabae* et *C. populeti*.

Les extraits L-MET et L-CHM, à la concentration D4 de 50 µL/mL, ont révélé une mortalité corrigée respective de plus de 54 % et de 56 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populiabae* et de *C. populeti*. L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a montré une mortalité corrigée ne dépassant pas les 33 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes des deux espèces sus mentionnées.



Les extraits L-MET et L-CHM, à la concentration D5 de 60  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont affiché une mortalité corrigée respective de plus de 52 %, après 10 jours, et de 53 %, après 8 jours, des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*. L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a indiqué une mortalité corrigée ne dépassant pas les 40 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes des deux espèces (Figure 83).



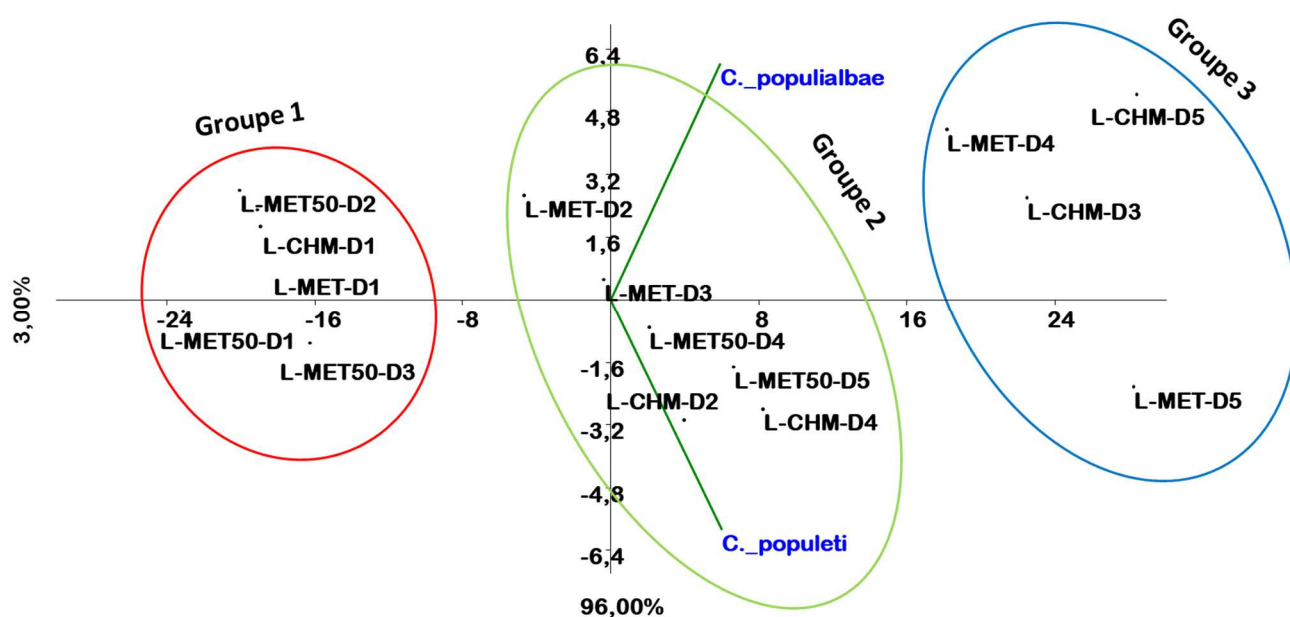
MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 83** : Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen



### III.4.3.1.3. Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen

L'analyse des résultats des deux méthodes (ACP et CAH) a permis de constater que la majeure partie des informations était expliquée par les deux premiers axes factoriels qui détenaient à eux seuls 99,00% de l'information totale avec respectivement 96,00% pour l'axe 1 et 3,00% pour l'axe 2 (Figure 84). Les extraits de *N. oleander* ont été classés en 3 groupes sur la base d'une similitude de (-16) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 107). La figure a révélé une corrélation des concentrations D2 des extraits L-MET et L-CHM, de D3 des extraits L-MET et L-CHM, de D4 des extraits L-CHM, L-MET et de D5 des extraits L-MET 50, L-CHM et L-MET et la mortalité corrigée des populations hétérogènes des deux espèces du genre *Chaitophorus*.



**Figure 84 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen via une A.C.P.

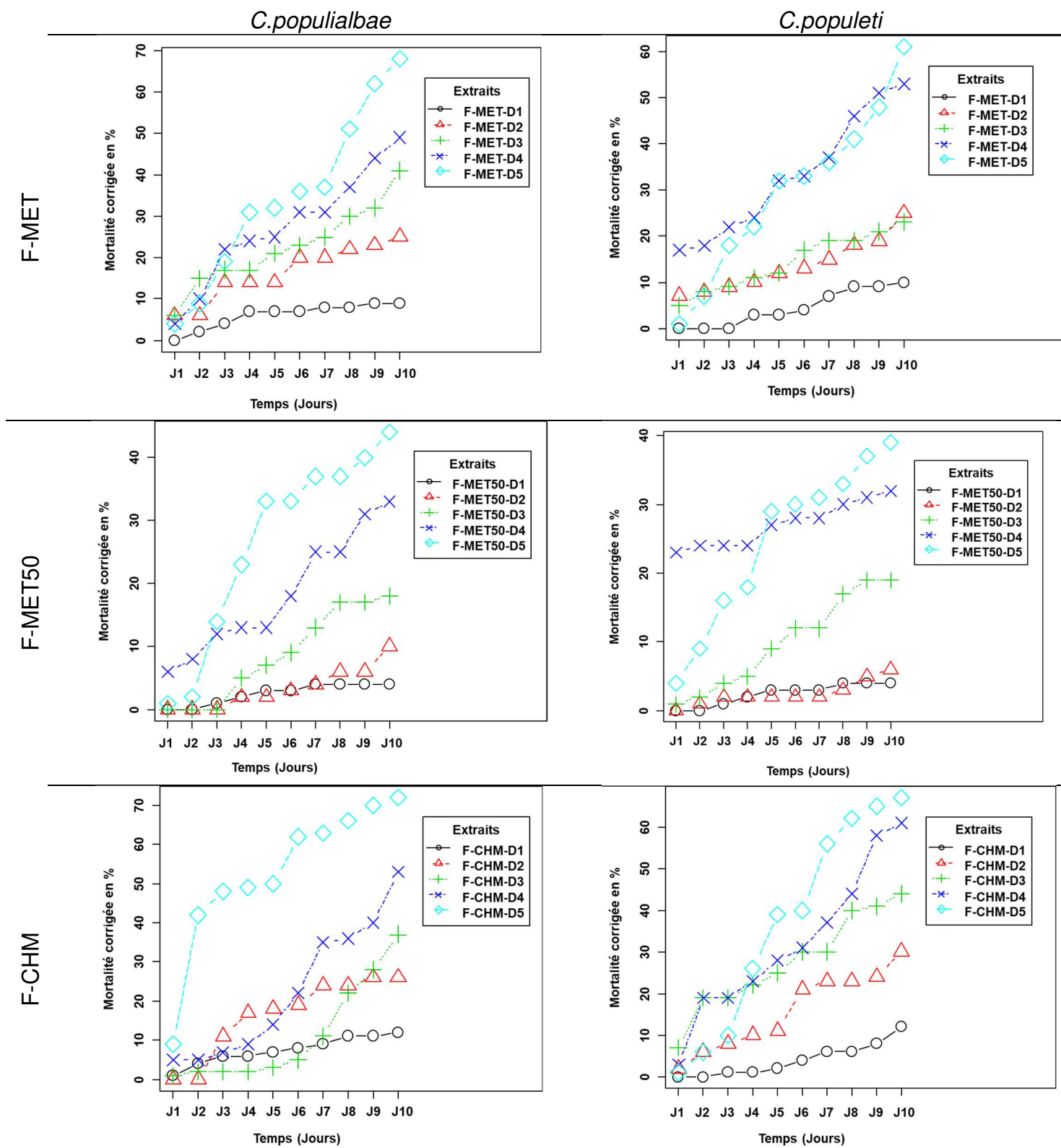
#### **III.4.3.1.4. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum***

Les extraits F-MET, F-MET 50 et F-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40 µL/mL, ont indiqué une mortalité corrigée comprise entre 5 et 44 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

Les extraits F-MET et F-CHM, à la concentration D4 de 50 µL/mL, ont signalé une mortalité corrigée respective de plus de 50 % et 53 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*. L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a manifesté une mortalité corrigée de moins de 33 %, après 10 jours, pour des populations hétérogènes des deux espèces.

L'extrait F-MET, à la concentration D5 de 60 µL/mL, a révélé une mortalité corrigée de 62%, après 9 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae*, et de plus de 61 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces. L'extrait F-MET 50, à la même concentration, a mentionné une mortalité corrigée ne dépassant pas les 44 %, après 10 jours, pour les deux espèces.

L'extrait F-CHM, à la même concentration, a enregistré une mortalité corrigée de 50 %, après 5 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de plus de 56 %, après 7 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces.(Figure 85).

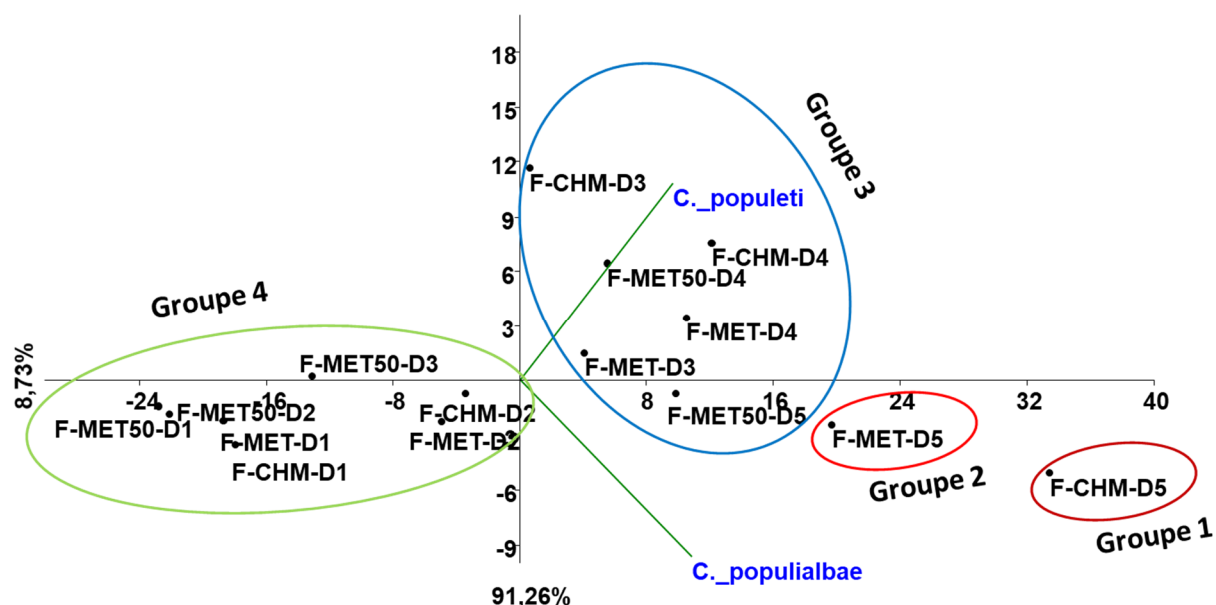


MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 85 :** Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen

### III.4.3.1.5. Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen

Les résultats des deux méthodes (ACP et CAH) ont permis de relever que les deux premiers axes factoriels détiennent à eux seuls 99,99% de l'information totale avec respectivement 91,26% pour l'axe 1 et 8,73% pour l'axe 2. Les extraits de *P. aquilinum* sont classés en 4 groupes sur la base d'une similitude de (- 21) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 108). La figure 86 a révélé une corrélation des concentrations D3 des extraits F-MET et F-CHM, de D4 des extraits F-CHM, F-MET 50 et F-MET et D5 des extraits F-MET 50, F-CHM et F-MET et la mortalité corrigée des populations hétérogènes des deux espèces.



**Figure 86 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen via une A.C.P.

#### III.4.3.1.6. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis*

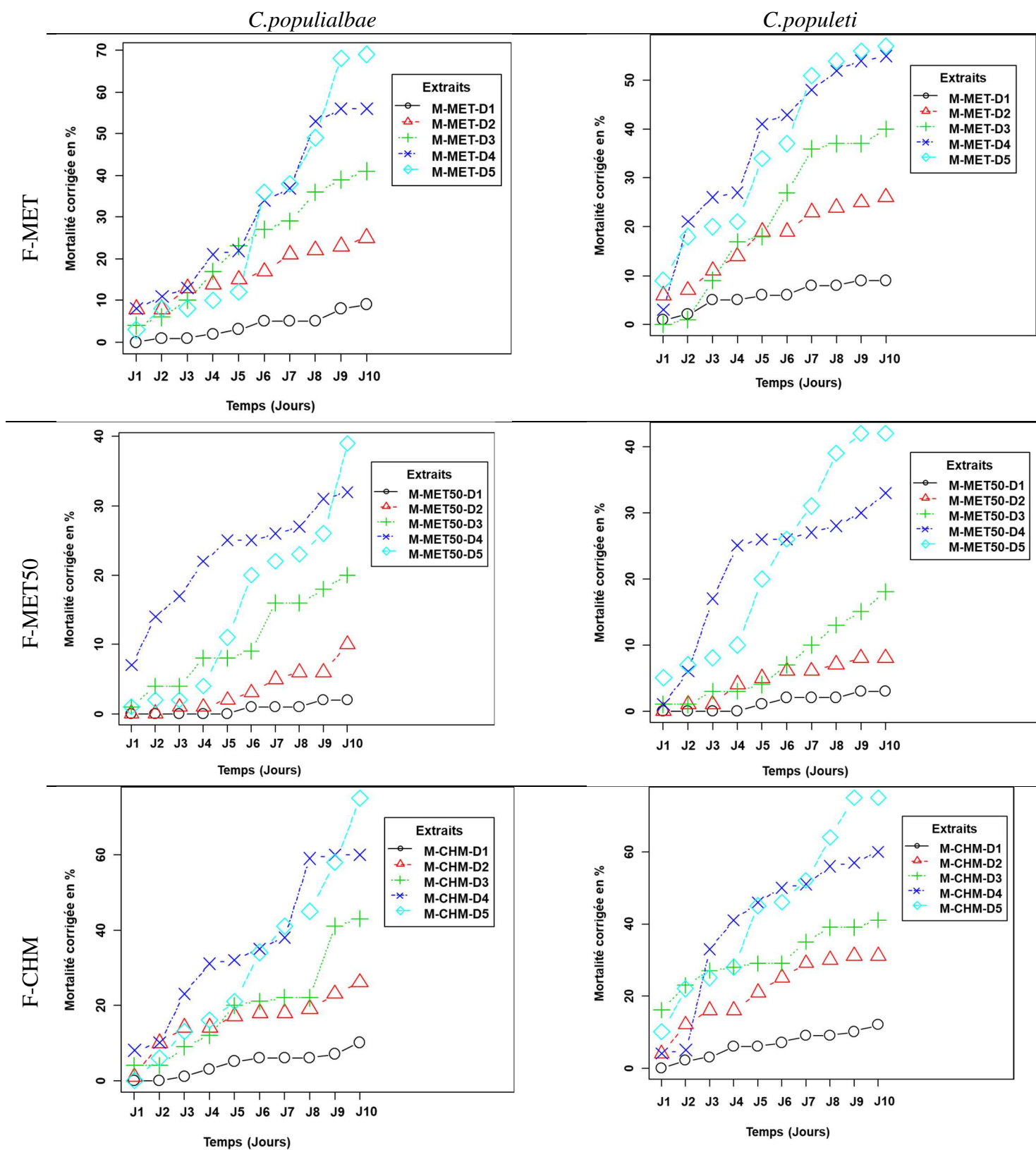
Les extraits M-MET, M-MET 50 et M-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont affiché une mortalité corrigée comprise entre 5 et 43%, après 10 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

L'extrait M-MET, à la concentration D4 de 50  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , a montré une mortalité corrigée de plus de 52%, après 8 jours, pour des populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a donné, au plus, une mortalité corrigée de 32%, après 10 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces. L'extrait M-CHM, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée de 50%, après 6 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae*, et de plus de 56%, après 8 jours, pour populations hétérogènes des deux espèces.

L'extrait M-MET, à la concentration D5 de 60  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , a indiqué une mortalité corrigée de 51%, après 7 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae*, et de plus de 50%, après 8 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et *C. populeti*.

L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a affiché une mortalité corrigée comprise entre 39 et 42 %, après 10 jours, pour les deux espèces. L'extrait M-CHM, à la même concentration, a signalé une mortalité corrigée de plus de 58%, après 9 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et *C. populeti* (Figure 87).

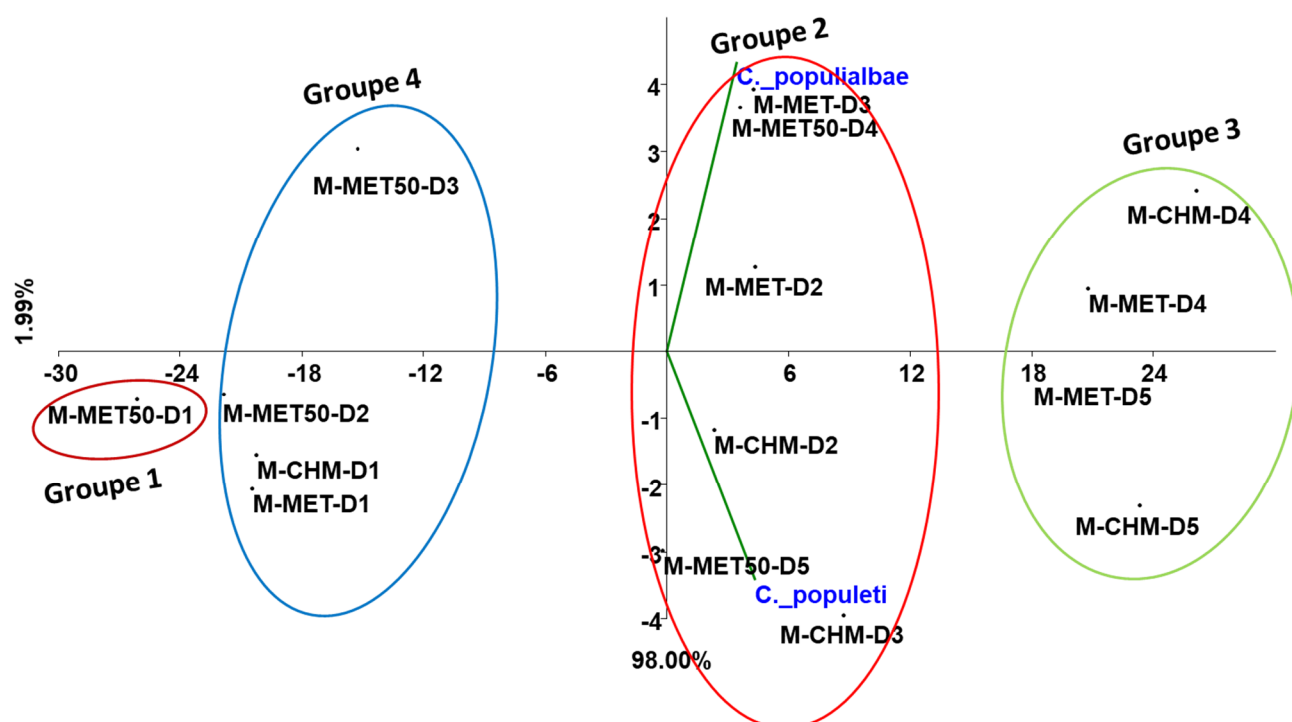


MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 87 :** Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen

### III.4.3.1.7. Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen

Les résultats des deux méthodes (ACP et CAH) ont indiqué que les deux premiers axes factoriels détenaient à eux seuls 99,99% de l'information totale avec respectivement 98,00% pour l'axe 1 et 1,99% pour l'axe 2 (Figure 88). Les extraits de *Melissa officinalis* ont été classés en 4 groupes sur la base d'une similitude de (-14) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 109). La figure a révélé une corrélation des concentrations D2 des extraits M-MET et M-CHM, de D3 des extraits M-MET et M-CHM, de D4 des extraits M-CHM, M-MET 50 et M-MET et de D5 des extraits M-MET 50, M-CHM et M-MET et la mortalité corrigée des populations hétérogènes des deux espèces de pucerons.



**Figure 88 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen via une A.C.P.

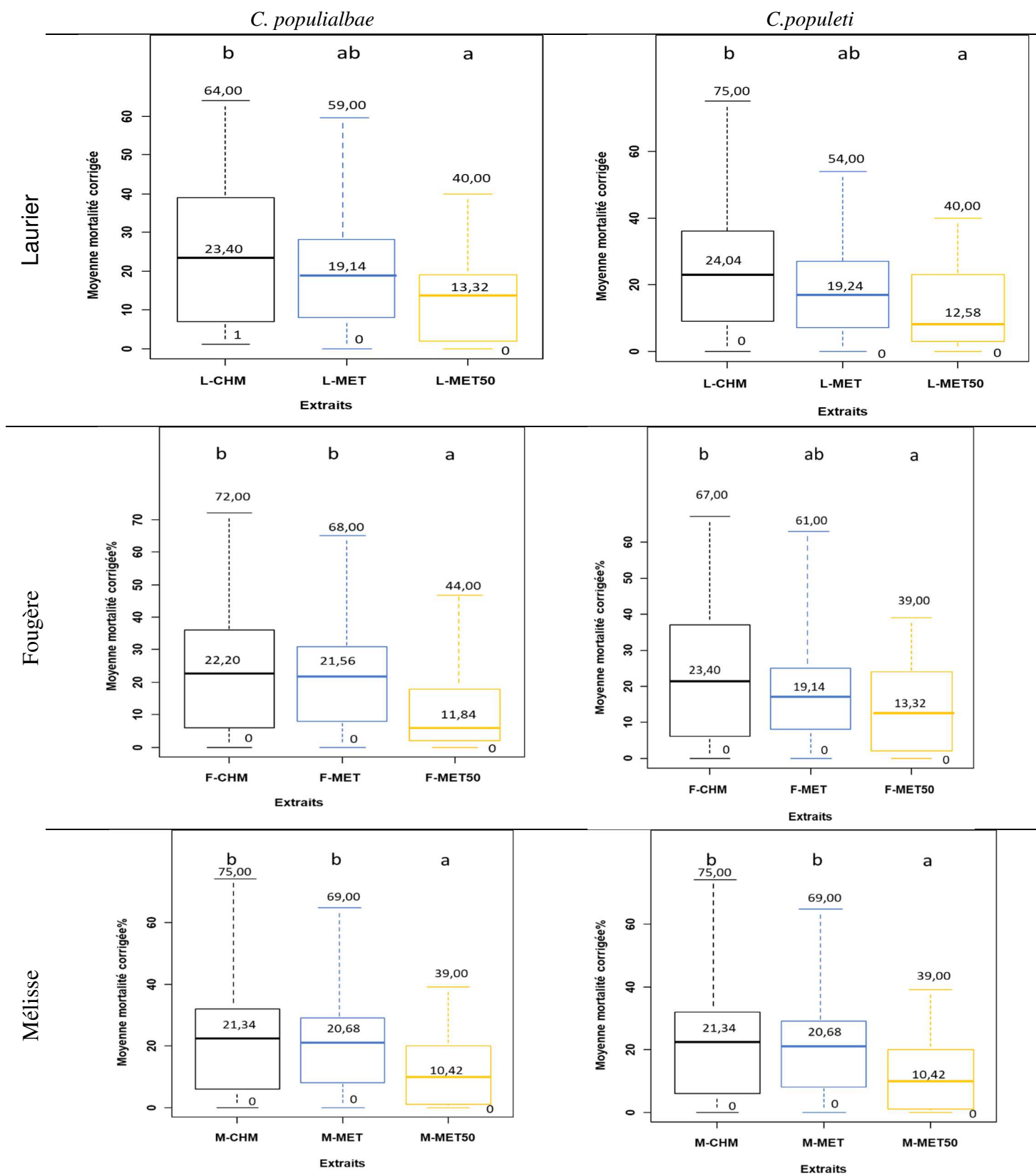
### **III.4.3.1.8. Effets comparés des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la commune de Baba Hassen**

L'activité insecticide des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *C. populialbae* et de *C. populeti* a montré des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués. Les résultats du test ANOVA (Tableau 33) ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des populations hétérogènes de ces deux espèces pour les différents extraits appliqués. Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés grâce au test post Hoc de Tukey (HSD).

Dans le groupe (a) figurent les extraits L-MET50 (13,32 ; 12,58), F-MET50 (11,84 ; 13,32), M-MET50 (10,42 ; 10,42), L-MET (19,14 ; 19,24) et F-MET (19,14) avec les faibles taux des moyennes des % de mortalité corrigée, et le groupe (b) regroupe les extraits L-CHM (23,40% ; 24,04%), L-MET (19,14% ; 19,24%), F-CHM (22,20% ; 23,40%), F-MET (21,56% ; 19,14%), M-CHM (21,34% ; 21,34%) et M-MET (20,68% ; 20,68%) avec les plus forts taux des moyennes des taux de mortalité corrigée qui ne dépassent pas les 24% .

Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* et *C. populeti* sont très sensibles aux extraits CHM, MET (Figure 89).





MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau

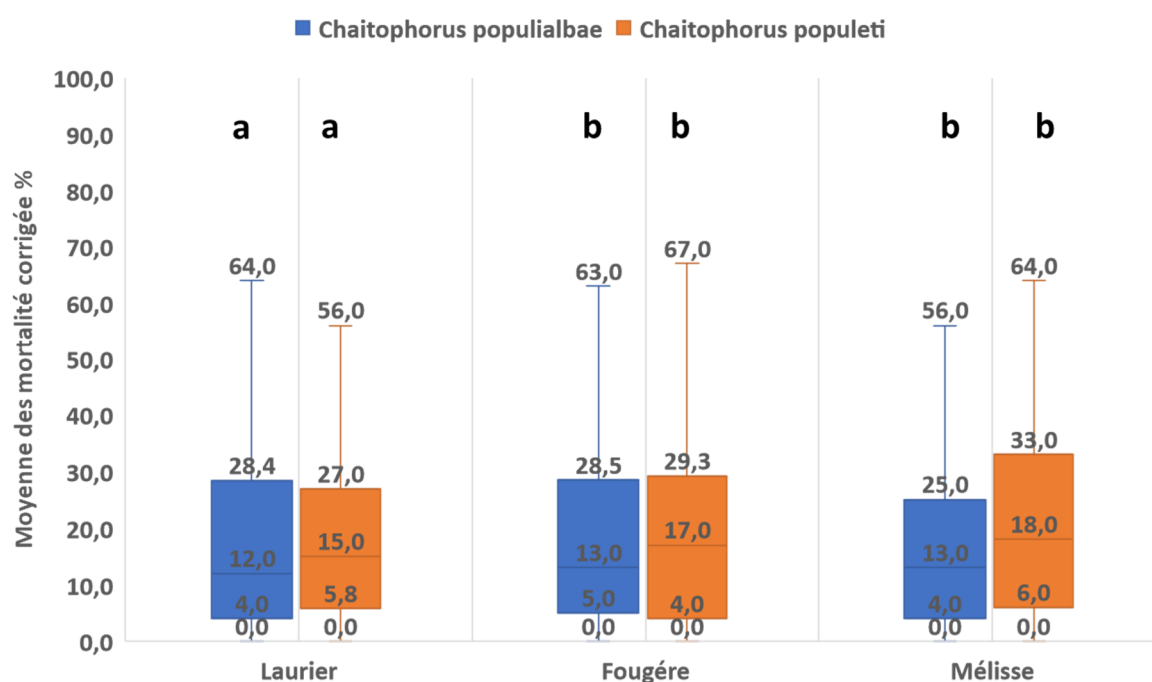
**Figure 89** : Effets comparés des extraits des plantes sur les populations hétérogènes de *Chaitophorus populiabae* et *Chaitophorus populeti* dans les conditions naturelles dans la commune de Baba Hassen

### III.4.3.1.9. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen

Les résultats indiquent que les plantes choisies ont été efficaces, et que les mortalités corrigées se singularisent entre elles pour les populations hétérogènes des deux espèces du genre *Chaitophorus* (figure 90). En effet le test ANOVA (Tableau 31) montrent des différences significatives entre les plantes, le laurier est dans le groupe (a) quant à la fougère et la mélisse elles se retrouvent dans le groupe (b).

**Tableau 31** : Test ANOVA de la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen en fonction des plantes

	Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyenne des carrés	F-ratio	P
<i>C. populiabae</i>	Plantes	1785	2	892.4	5.115	0.00636
	Residus	77993	447	174.5		
<i>C. populeti</i>	Plantes	6013	2	3006.7	18.83	0.00000141
	Residus	71382	447	159.7		



**Figure 90** : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la commune de Baba Hassen

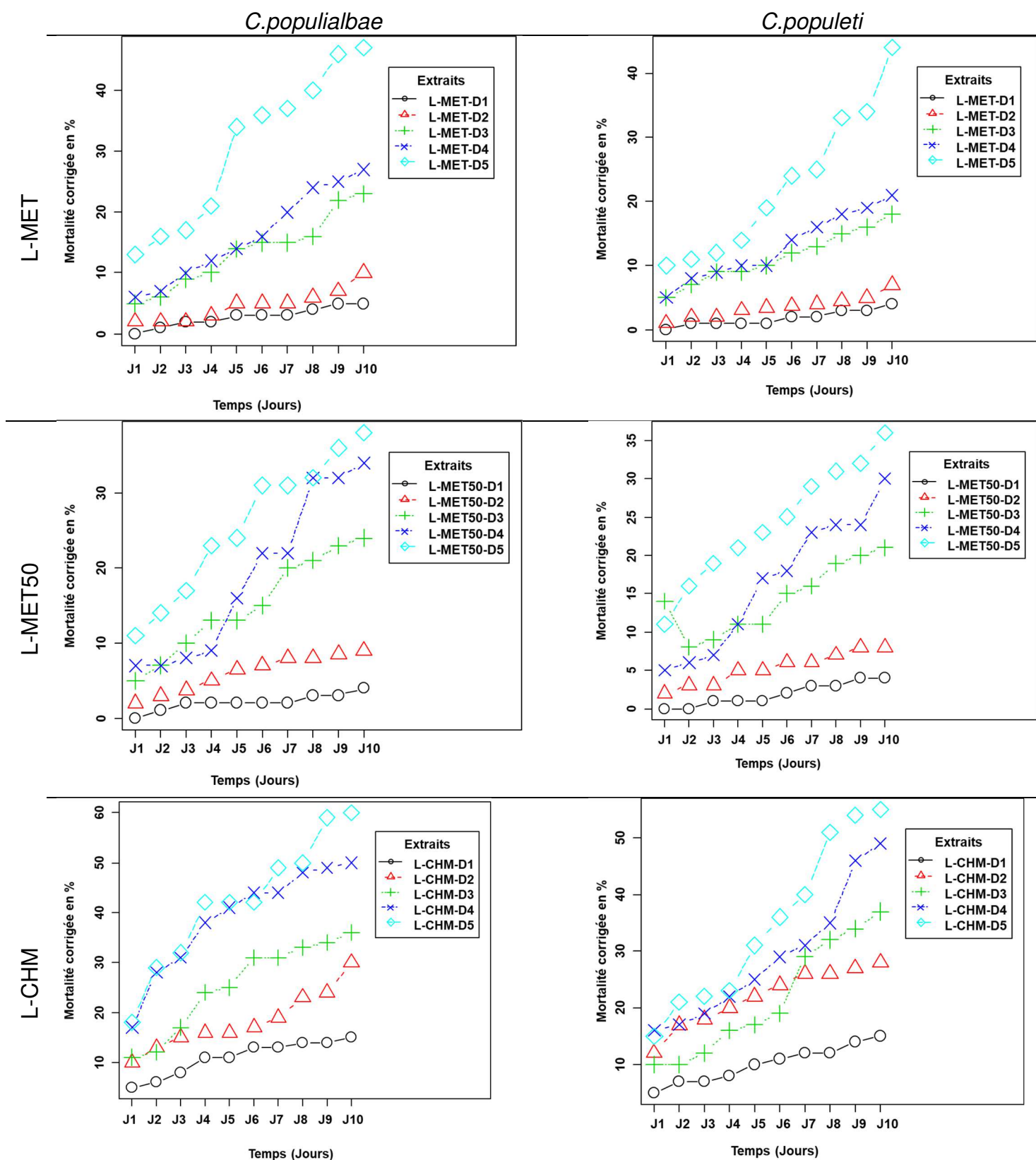
### III.4.3.2. Dans la Réserve de Chasse de Zéralda

#### III.4.3.2.1. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander*

Les extraits L-MET, L-MET 50 et L-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , révèlent une mortalité corrigée comprise entre 5 et 37 %, après 10 jours, pour les femelles de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

Les extraits L-MET et L-MET 50, à la concentration D4 de 50  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , indiquent une mortalité corrigée comprise entre 34 et 47 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces. L'extrait L-CHM, à la même concentration, a donné une mortalité de 50 %, après 10 jours, pour les deux espèces.

Les extraits L-MET et L-MET50, à la concentration D5 de 60  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont signalé une mortalité corrigée comprise entre 38 et 47 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et *C. populeti*. L'extrait L-CHM, à la même concentration, a manifesté une mortalité corrigée de plus de 50 %, après 8 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces (figure 91).

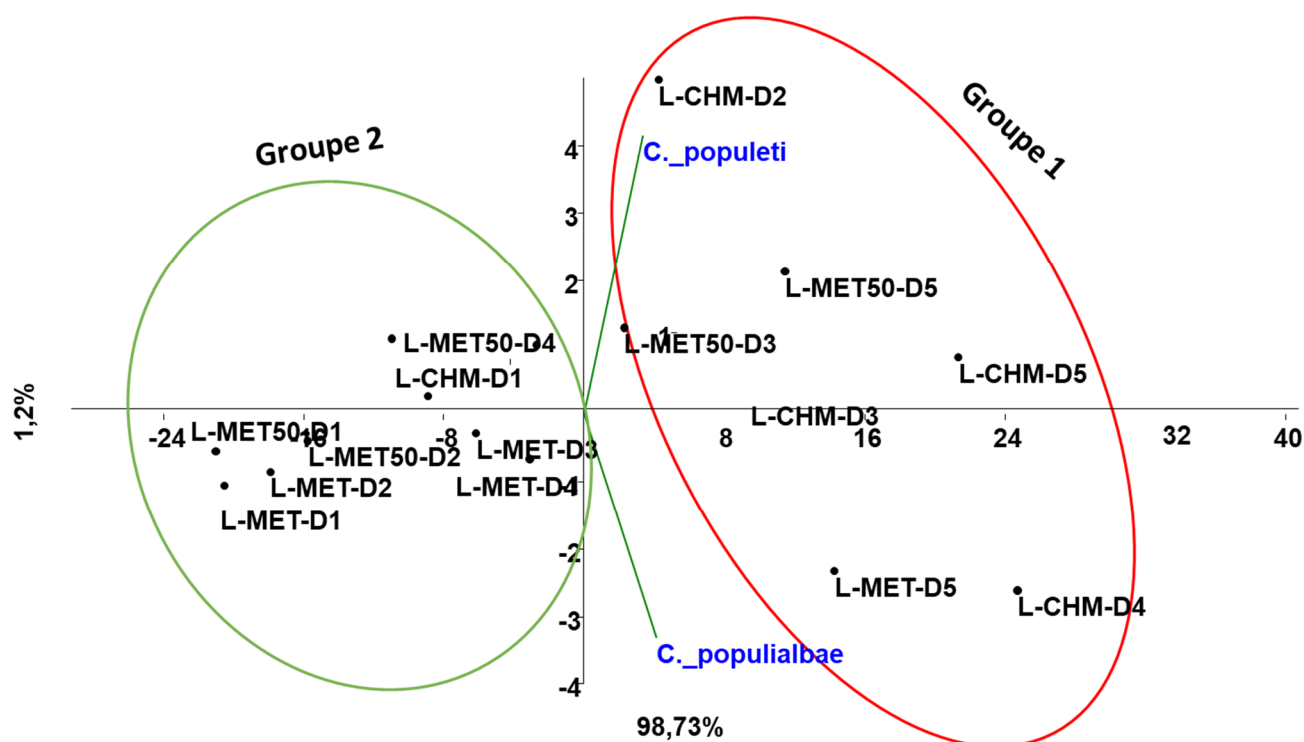


MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; L : Laurier.

**Figure 91 :** Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Nerium oleander* dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda

### III.4.3.2.2. Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda

Les résultats des deux méthodes (ACP et CAH) ont permis d'établir que les deux premiers axes factoriels détenaient à eux seuls 99,93% de l'information totale avec respectivement 98,73% pour l'axe 1 et 1,20% pour l'axe 2 (Figure 92). Les extraits de *N. oleander* ont été ordonnés en 2 groupes sur la base d'une similitude de (-22) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 110). La figure a révélé une corrélation entre les concentrations D2 de l'extrait L-CHM, de D3 des extraits L-MET 50 et L-CHM, de D4 de l'extrait L-CHM et de D5 des extraits L-CHM, L-MET et L-MET 50 et la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus*.



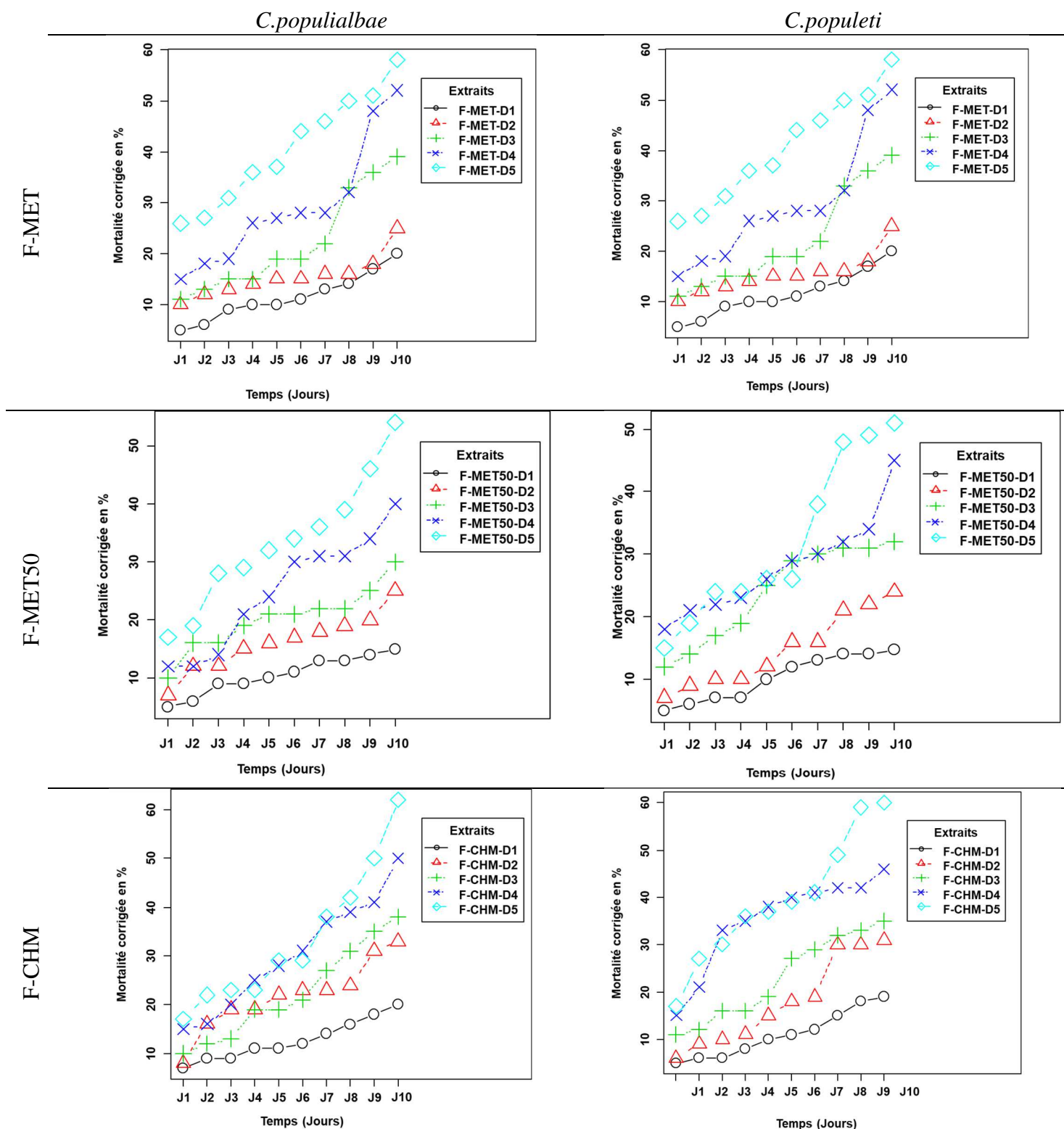
**Figure 92 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Nerium oleander* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.

### **III.4.3.2.3. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum***

Les extraits F-MET, F-MET 50 et F-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont affiché une mortalité corrigée comprise entre 15 et 40 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

Les extraits F-MET et F-CHM, à la concentration D4 de 50  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont montré une mortalité corrigée respective de 52 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae*, et de plus de 50 %, après 9 jours, pour les deux espèces. L'extrait M-MET 50, à la même concentration, a donné une mortalité corrigée de moins de 45 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces.

Les extraits F-MET, F-MET 50 et F-CHM, à la concentration D5 de 60  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , ont mentionné une mortalité corrigée respective de plus de 50 %, après 8 jours, plus de 51 %, après 10 jours, et plus de 50, après 9 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces (Figure 93.)

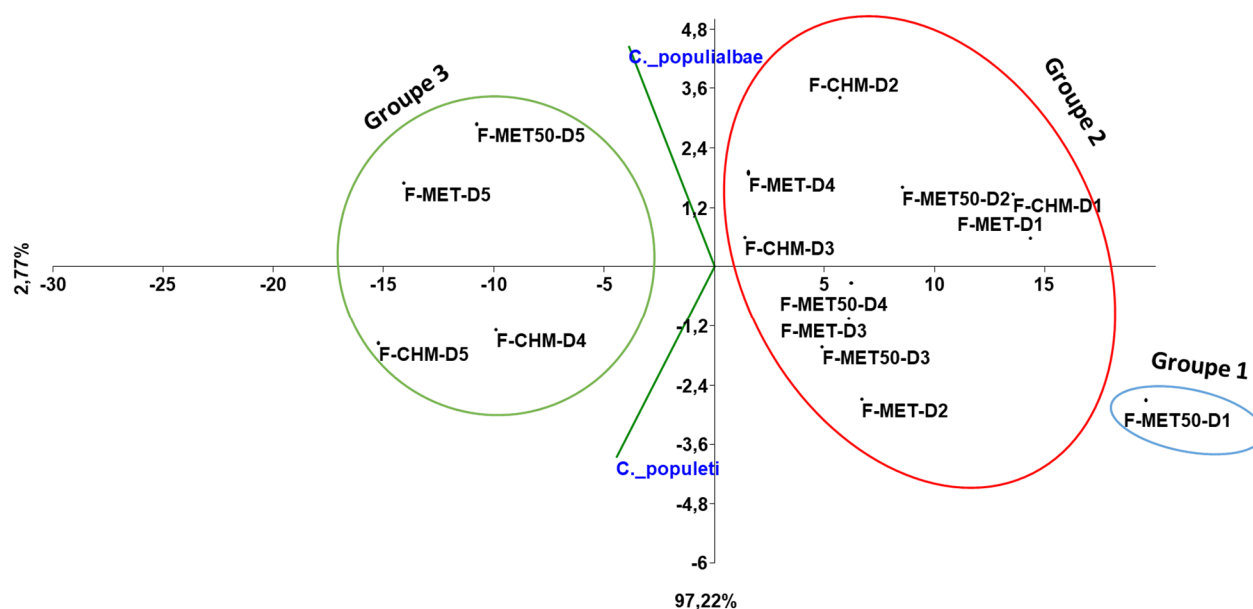


MET : Méthanol ; CHM : Méthanol- chloroforme ; MET 50 : Méthanol – eau ; F : Fougère.

**Figure 93 :** Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Pteridium aquilinum* dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda

### III.4.3.2.4. Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda

L'analyse a prouvé que les deux premiers axes factoriels détiennent la quasi majorité de l'information totale avec respectivement 97,22% pour l'axe 1 et 2,77% pour l'axe 2. Les extraits de *P. aquilinum* sont classifiés en 3 groupes sur la base d'une similitude de (- 20) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 11). La figure 94 indique qu'il y a une corrélation entre les concentrations D4 de l'extrait F-CHM, et D5 des extraits F-MET, F-CHM et F-MET 50 et la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus*.



**Figure 94 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Pteridium aquilinum* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.

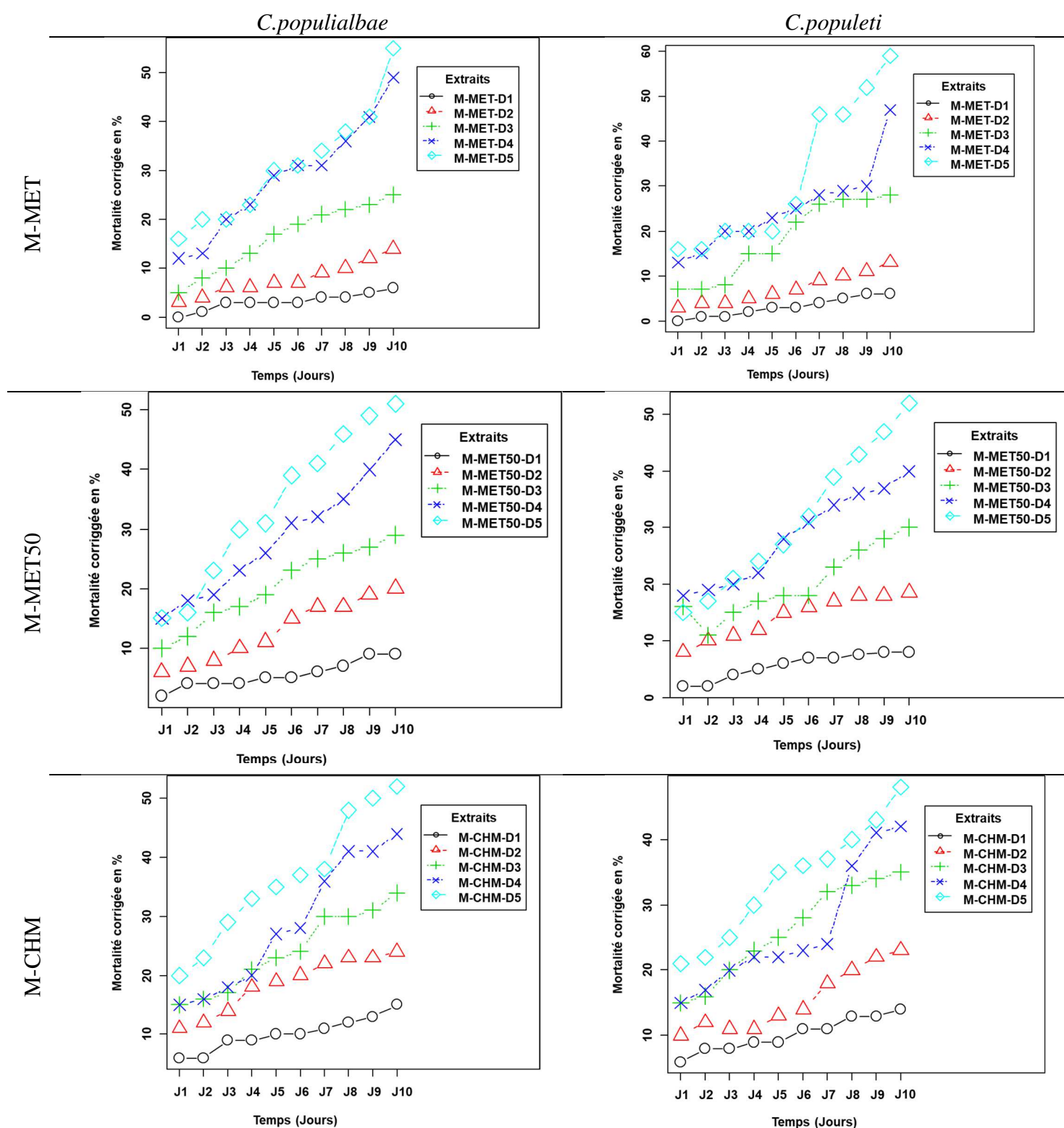


#### **III.4.3.2.5. Estimation du taux de mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis***

Les extraits M-MET, M-MET 50 et M-CHM, aux concentrations D1 de 12,5, D2 de 25 et D3 de 40  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , indiquent une mortalité corrigée comprise entre 6 et 35 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

L'extrait M-MET, à la concentration D4 de 50  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , a affiché une mortalité corrigée de plus de 55 %, après 10 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces. L'effet des extraits M-MET 50 et M-CHM, à la même concentration, a signalé une mortalité corrigée de moins de 45 %, après 10 jours, pour les deux espèces.

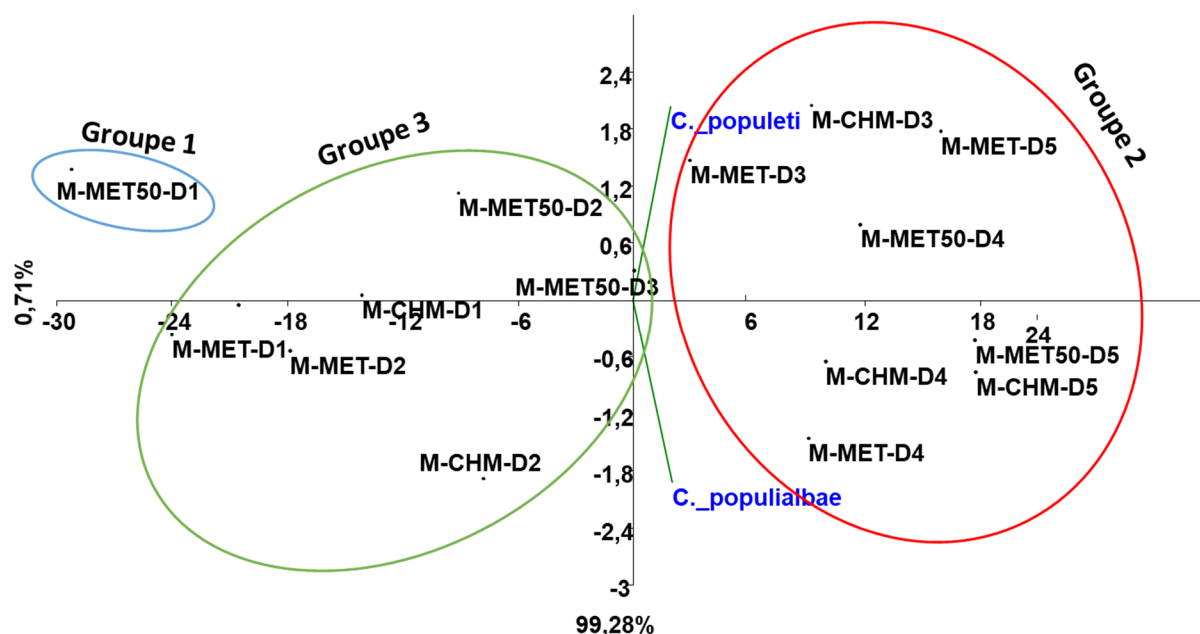
L'effet des extraits M-MET, M-MET 50 et M-CHM, à la concentration D5 de 60  $\mu\text{L}/\text{mL}$ , a révélé une mortalité corrigée respective de plus de 55 %, après 10 jours, de 52 %, après 10 jours, et plus de 50, après 9 jours, pour les populations hétérogènes des deux espèces (Figure 95).



**Figure 95 :** Mortalité journalière des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* sous l'effet de l'activité biocide des extraits de *Melissa officinalis* dans les conditions naturelles dans la Réserve de chasse de Zéralda

### III.4.3.2.6. Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda

Les deux premiers axes factoriels détiennent la totalité de l'information avec respectivement 99,28% pour l'axe 1 et 0,71% pour l'axe 2. Les extraits de *M. officinalis* sont classifiés en 3 groupes sur la base d'une similitude de (-17) entre les coordonnées des différentes variables (Figure 112). La figure 96 a indiqué une corrélation entre les concentrations D3 des extraits M-MET et M-CHM, de D4 des extraits M-MET et M-CHM et M-MET 50 et de D5 des extraits M-CHM, M-MET 50 et M-MET et la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus*.



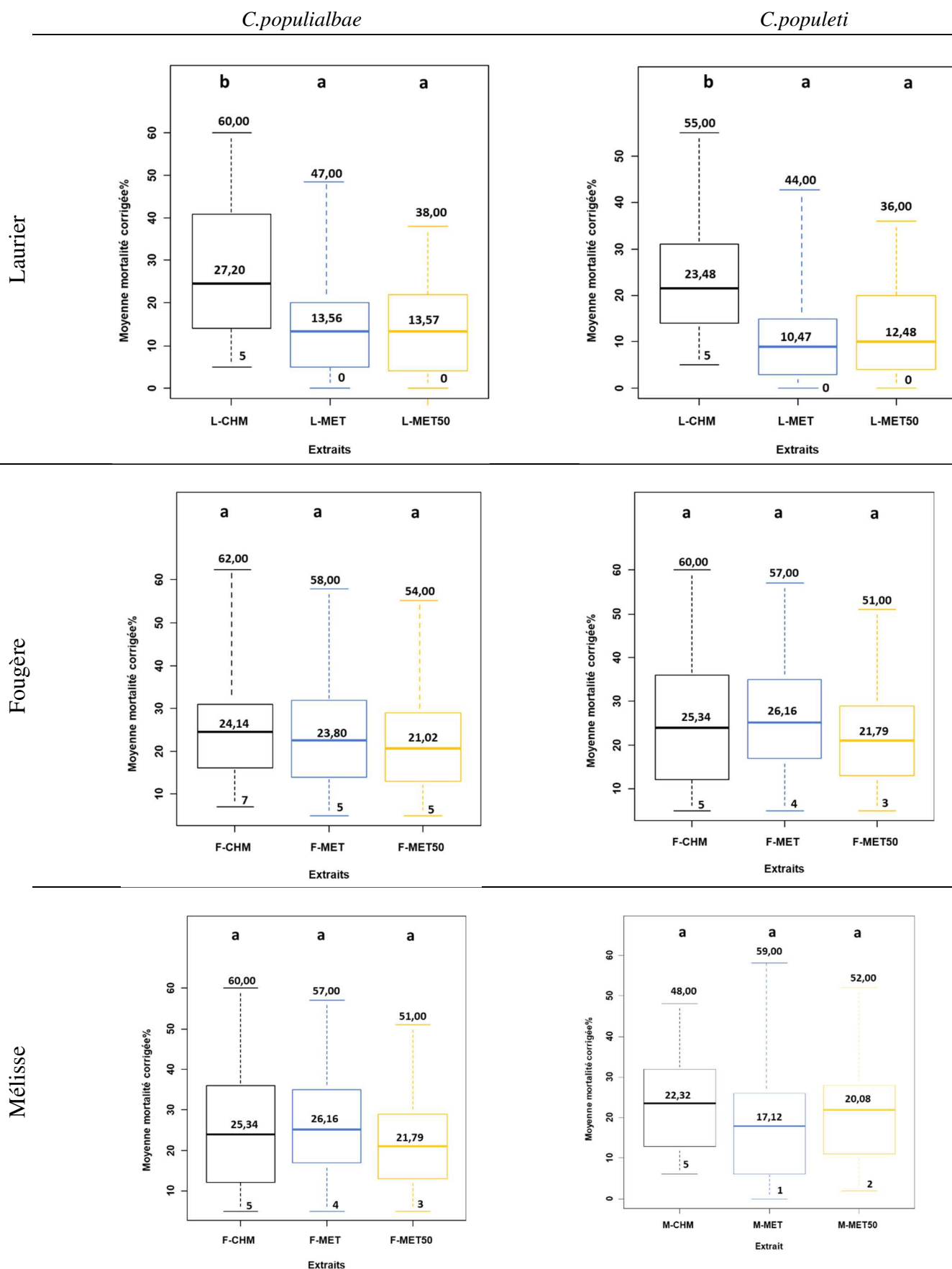
**Figure 96 :** Evaluation des concentrations des extraits de *Melissa officinalis* sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda via une A.C.P.

### III.4.3.2.7. Effets comparés des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la Réserve de chasse de Zéralda

L'activité insecticide des extraits des trois plantes sur les moyennes des taux de mortalité corrigée de *C. populialbae* et de *C. populeti* s'est manifestée par des effets toxiques très significatifs aux traitements appliqués. Les résultats du test ANOVA (Tableau 34) ont montré l'existence d'une différence significative entre les valeurs des moyennes de mortalité corrigée des populations hétérogènes de ces deux espèces pour les différents extraits appliqués

Deux groupes distincts (a et b) ont été confirmés pour l'extrait *Nerium oléander*, et un seul groupe pour les deux extraits *P. aquilinum* et *Melissa officinalis* grâce au test post Hoc de Tukey (HSD). Le groupe (a) de l'extrait *N. oleander* est représenté par les extraits L-MET50 (13,57 ; 12,48) et L-MET(13,56 ; 10,47) avec les taux faibles des moyennes des % de mortalité corrigée, et au groupe (b) du même extrait, appartient l'extrait L-CHM (27,20 ; 23,48) avec le plus fort taux des moyennes des % de mortalité corrigée.

Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* et *C. populeti* sont très sensibles à l'extrait L-CHM (figure 97). Le groupe (a) des deux extraits de plantes *Pteridium aquilinum* et *Melissa officinalis* regroupe les extraits F-CHM, F-MET et F-MET50 (entre 21,02 et 26,16) et M-CHM, M-MET et M-MET50 (entre 17,12 et 26,16). Les résultats ont confirmé que *C. populialbae* et *C. populeti* sont très sensibles aux extraits L-CHM (Figure 97).



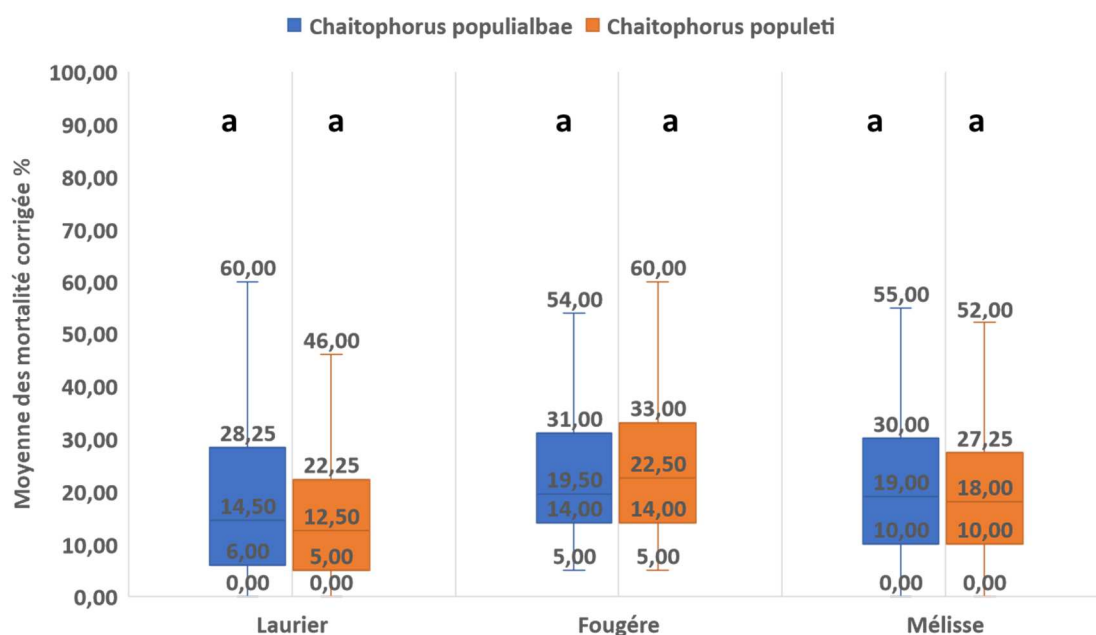
**Figure 97** : Effets comparés des extraits des plantes sur les populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la Réserve de chasse de Zéralda

### III.4.3.2.8. Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la réserve de chasse de Zéralda

**Tableau 32** : Analyse de la variance de la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda en relation avec les plantes

	Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyenne des carrés	F-ratio	P
<i>C. populialbae</i>	Plantes	84	2	41.99	0.147	0.863
	Residus	127479	447	285.19		
<i>C. populeti</i>	Plantes	717	2	358.7	1.272	0.281
	Residus	126109	447	282.1		

Les trois extraits de plantes étudiées ont été testés pour leur effet insecticide vis-à-vis des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus*. Les résultats obtenus mentionne que les extraits utilisés ont démontré leur efficacité sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* (Figure 98).



**Figure 98** : Effets comparés des plantes étudiées sur la mortalité corrigée des populations hétérogènes du genre *Chaitophorus* dans la Réserve de chasse de Zéralda

#### IV. Discussion

La présente thèse de doctorat a été réalisée aux laboratoires de Zoologie agricole de l'École Nationale Supérieure d'Agronomie d'El Harrach, (Algérie) et de chimie de l'Université de Lleida (Espagne) ainsi qu'au niveau des laboratoires de certaines stations d'études situées dans le sahel algérois.

Nous avons passé en revue la littérature scientifique existante en ce qui concerne les protocoles d'essais, les méthodes d'extraction, les pucerons du genre *Chaitophorus*, les compositions phytochimiques des plantes de *Nerium oleander* L, *Melissa oofficinalis* L. et *Pteridium aquilinum* L et les activités biocides des plantes sur des bioagresseurs comme en témoignent les résultats de nos recherches bibliographiques.

Les extractions ont été effectuées par méthodes enzymatiques, ultrasons, fluide supercritique et par dérivatisation des composés des plantes. Les analyses des constituants des extraits obtenus ont été réalisées par GC/MS dans le but d'approfondir les connaissances sur les compositions chimiques des feuilles des plantes sélectionnées en Algérie dans les conditions susmentionnées.

Ainsi, les meilleurs rendements d'extractions ont été enregistrés avec le solvant aqueux ( $53 \pm 2,00\%$ ) pour l'extrait du Laurier, et ceux avec les extraits bruts hydro-méthanoliques pour les extraits de Mélisse et de Fougère avec respectivement  $65,5 \pm 1,66\%$  et  $69 \pm 1,97\%$ . Les rendements d'extractions des extraits de plantes par des solvants polaires (le méthanol et l'eau) ont été plus importants par rapport à celui qui est le moins polaire (chloroforme). L'eau est connue pour être le solvant le plus universel, très polaire avec un fort pouvoir d'extraction (Penchev et al., 2010). En effet, en pénétrant profondément dans le substrat végétal, le solvant aqueux déstabilise les parois cellulaires au contact d'une quantité plus grande de solutés, favorisant ainsi l'extraction. Nos résultats ont été confortés par ceux obtenus par Garcia-Salas et al., (2010) et Lien et al., (2015) qui ont prouvé que le rendement d'extraction augmente significativement avec des solvants hydro-alcooliques à différentes proportions par rapport aux solvants organiques purs. Nos résultats ont été également confortés par ceux d'El-Sayed et al., (2013) et de Nakamura et al., (2017), sur les extraits des feuilles de *Gleditsia triacanthos* et de *Sasa quelpaertensis* Nakai qui révèlent des résultats des rendements élevés avec le méthanol aqueux qu'avec le chloroforme.

Les résultats des 3 méthodes (enzymatique, ultrasons et fluide supercritique) pour l'extraction des molécules actives ont révélé que les différents paramètres testés notamment la nature du solvant, la quantité de l'échantillon, la température et le temps d'extraction se sont révélés non décisifs dans l'extraction des composés chimiques. La dérivation a cependant l'avantage de présenter, outre des terpènes et acides gras, des acides phénoliques, des acides aminés et dérivés et des amines. Les résultats des analyses ont conduit à l'identification de 60, 60 et 56 composés chimiques par GC/MS respectivement pour les extraits de Mélisse, du Laurier rose et de la fougère aigle et pour lesquels les groupes chimiques des terpènes et des terpénoïdes, et des acides gras ont été majoritaires.

Dans l'extraction par fluide supercritique, notre extrait de mélisse est constitué de 20 composés chimiques dont l'acide Linoléique, le Trans-béta-ionone, l'Oxyde de Caryophyllène et le Phytol comme composés majoritaires. Il existe une nette différence dans la composition de notre extrait basée sur le chémotype, l'acide linoléique, avec celle obtenue par Rozzi et *al.*, (2002), sous diverses conditions de pression (137 bars, 275 bars et 413 bars), de températures (40°C et 60°C) et d'origines diverses, basées sur le Géranial (61,40%, 63%, 23%), par Garcia- Risco et *al.*, (2017), en Espagne, sous une température de 40°C et 140 Bars, basées sur les chémotypes carvacrol/citronellal/oxyde de caryophyllène, et par Bogdanovic et *al.*, (2016), en Serbie, sous une température de 40°C et une pression de 100 bars avec pour chémotype acide palmitique/acide linoléique/oxyde de caryophyllène/. Les taux élevés de chémotypes d'acides gras, se retrouvent dans les extraits de plantes de mélisse d'Algérie et de Serbie.

Les résultats de nos travaux d'extraction par fluide supercritique révèlent une similitude de la composition chimique de notre Mélisse avec celle de la Mélisse de Serbie. D'autres composés y sont présents en petites quantités telles que Germacrène, Ocimène, Citronellol, Oxyde de Caryophyllène, Néral acétate, Linalol, Geraniol (Penchev, 2010).

Des travaux d'extraction supercritique, ont prouvé que l'extrait de mélisse était plus riche en citral et caryophyllène (+ de 90%), que dans le cas de l'extraction hydrodistillation (Bounihi, 2016). Les composés principaux obtenus de l'huile essentielle de mélisse sont le citral, représenté par les deux stéréo-isomères Néral et Geraniol, et le Caryophyllène et le Citronellal (Fialová et *al.*, 2008). Vaverkova et *al.*, (2012), ont rapporté que le Nérol et le Citral sont des constituants majeurs. Cependant, l'huile essentielle de *Melissa officinalis* du Maroc est composée principalement



de Nérol, Citral et Isopulégol, accompagnés d'autres constituants à des teneurs relativement faibles comme le Caryophyllène et oxyde de Caryophyllène.

Les résultats relatifs aux compositions chimiques de notre extrait *N. oleander* basées sur les chémotypes, acides gras, D-Limonène et phytol, diffèrent par rapport à ceux obtenus, au Maroc, avec comme composés chimiques majoritaires nerine/ limonene/ 1.8-cinéol (Derwich, et *al.*, 2010), et en Arabie Saoudite, avec comme composés principaux Camphre/ Eugenol/ thymol (Alaoui, 2010).

Quant aux compositions chimiques de la fougère aigle, elles sont basées sur les chémotypes acides gras /phytol/ D-limonène. Les résultats des travaux d'études sur la fougère aigle, dans des conditions opératoires et méthodes d'analyses diverses, indiquent seulement pour cette espèce la présence de plusieurs groupes de composés chimiques que sont les stérols, polyterpènes, polyphénols, flavonoïdes, tanins catéchiques et des substances quinoniques (Nwiloh et *al.*, 2014 ; Adou et *al.*, 2016). Le profil chromatographique de notre extrait de fougère présente des similitudes avec celui de Halarewicz et Szumny (2010), en Pologne, dont le constituant principal est le benzaldéhyde alors que le limonène, le linalol, le terpinéol et le citral sont représentés en faibles quantités.

La qualité et la quantité des composés chimiques des plantes dépendent de nombreux facteurs dont notamment des conditions géographiques (origine...) et climatiques, de la nature et des composants du sol, du patrimoine génétique de la plante, de son organe, de son cycle végétatif, du calendrier et des techniques de récolte, et de la méthode d'extraction et de son déroulement (Djeddi, 2012).

Les plantes sont donc constamment influencées et soumises à des variations environnementales (Parent et *al.*, 2008), et en réponse aux conditions environnementales sous et supra optimales, les plantes manifestent également des variations au niveau de leur croissance et de leur développement (Antoun, 2013). Parent et *al.*, (2008), ajoutent que ces changements peuvent engendrer un stress qui modifie l'homéostasie cellulaire.

En effet des études ont montré que la période de la journée, la durée d'ensoleillement et les variations de température, le gel et les précipitations influencent l'activité physiologique et biochimique des plantes notamment leurs taux métaboliques, leur structures cellulaires et leur survie (Antoun, 2013).

De ce qui précède, on pourrait retenir que la variabilité de la composition chimique de nos plantes dépendent surtout des conditions climatiques qui règnent en zone de montagne (Mélisse et Laurier rose à Chréa) et en zone de plaine (la fougère aigle), et des méthodes d'extraction utilisées et de leur déroulement.

Quant au potentiel biocide, les résultats ont montré que les extraits végétaux des trois plantes étaient toxiques, *in vivo*, en milieu semi naturel sur les femelles vivipares aptères des trois espèces du genre *Chaitophorus*, mais aussi sur les populations hétérogènes de *Chaitophorus populiabae* et *Chaitophorus populeti*, en milieu naturel. L'extrait méthanol (MET) et (CHM) se sont révélés plus efficace que les extraits (CHL) et (MET50).

Nos conclusions concordent avec ceux de Ben Jannet et *al.*, (2000) ; Haji, (2013) qui indiquent respectivement que les extraits éthanolique, aqueux, methanolique, cétonique et dichlorométhanolique présentent une activité insecticide contre plusieurs insectes tels que *Muscina stabulans*, *Phyllocnistis citrella*, *Spodoptera littoralis* et *Hyalopterus pruni* et une activité insecticide et larvicide contre *Aedes fluviatilis* (Culicidae).

Raveen et *al.*, (2014) rapportent dans leurs essais une activité larvicide de *Nerium oleander* sur les larves de stade 4 de *Culex pipiens*. Boulogne (2011) indique que la décoction et le broyat de la feuille de *Nerium oleander* ont montré une activité insecticide par ingestion sur les ouvrières majors d'*Acromyrmex octospinosus*. D'après Kerris et *al.*, (2008) la mortalité chez les chenilles de *Lymantria dispar* traitées par l'extrait à l'éthanol du laurier rose atteint 80%. Roni et *al.*, (2013), indiquent une activité adulticide contre *Anopheles stephensi*.

Rathi et Al- Zubaidi (2011) ont montré que le laurier rose possède des effets toxiques sur le développement des stades larvaires et nymphals pour les espèces de *Bemisia tabaci*. Les travaux de Fakooziba et *al.*, (2015) ont prouvé que l'extrait des feuilles de Laurier rose possède un effet larvicide contre *An. stephensi*

Les travaux sur *Melissa officinalis* indiquent que les extraits éthanoliques des parties aériennes de la mélisse du Kyrgyzstan présentent une activité aphicide contre le puceron du céréale *Schizaphis graminum* (Chermenskayaa et *al.*, 2010). Pavela (2004) relève que l'extrait methanolique de parties aériennes de mélisse, concentré à 10 %, possède une toxicité sur les stades

larvaires successifs de *Spodoptera littoralis*. Mahmoudi et al., (2017,) rapportent que *Melissa officinalis* a un potentiel insecticide efficace contre *T. urticae*

Quant à l'activité insecticide de *Pteridium aquilinum*, Mala et al., (2019), signalent que les extraits aqueux de fougère ont des propriétés insectifuges, insecticides et fongicides. Huang et al., (2010) affirment que les extraits méthanolique de 22 fougères possèdent une bioactivité évidente contre *A. albopictus* et *M. domestica*. Gerhardt et al., (2012) révèlent que l'extrait aqueux de feuilles de *P. aquilinum*, entraîne une mortalité de plus de 70% par contact sur puceron *Myzus persicae*. La macération diluée de fougère (88% est plus efficace que la macération pure (68%). Selvaraj et al., (2005) affirment que l'extrait de chloroforme et l'extrait éthanolique de la fougère ont montré des différences dans leurs réponses toxiques et perturbatrices de croissance (mortalité et sensibilité), sur *Helicoverpa armigera*.

La concentration 50µL/mL est bien plus efficace que les autres concentrations appliquées sur les mortalités corrigées des espèces de pucerons du genre *Chaitophorus*, en laboratoire, en milieux semi naturel et naturel. Les concentrations D4 de 50 µL/mL et D5 de 60 µL/mL des extraits MET, CHM des trois plantes, dans les conditions naturelles, dans la commune de Baba Hassen, ont été moyennement toxiques sur les mortalités corrigées pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

La concentration 60 µL/mL des extraits CHM et MET, dans les conditions naturelles, à l'intérieur de la Réserve de Chasse de Zéralda, a été également moyennement toxique sur les mortalités corrigées pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*. La Réserve renferme une grande richesse en faune du fait de l'hétérogénéité de sa végétation riparienne (Farhi, 2011). Selon Markó et Keresztes (2014), Wan et al., (2014), la présence d'une couverture au sol plus diversifiée favorise l'abondance des ennemis naturels dans le couvert végétal mais aussi dans les arbres. Bernard-Griffiths, (2012) et Biffi, (2017), rapportent qu'il existe une relation entre l'abondance ou la présence de certaines espèces et l'importance du couvert végétal. La Réserve recèle de très nombreux facteurs biotiques et abiotiques tels la température, l'humidité de l'air ou du sol, le vent et la pluie qui influenceraient donc fortement les dynamiques de population d'insectes (Wan et al., 2014). La pratique de la lutte biologique a montré la complexité de la constitution et du fonctionnement du milieu vivant (forêt, la végétation d'une parcelle, d'une serre...) (Markó et Keresztes, 2014).

Par ailleurs, nos résultats indiquent que l'extrait aqueux (AQ), en in vivo et en semi naturel et naturel, n'a pas donné de résultat décisif, sur les espèces concernées avec un taux de mortalité corrigée de moins 20%. Les extraits de plantes avec le méthanol (MET) et le mélange méthanol-chloroforme (CHM) ont été plus efficaces qu'avec l'extrait chloroforme (CHL). Ils révèlent également une relation directe entre les taux de mortalités corrigées des femelles vivipares aptères et des populations hétérogènes des espèces du genre *Chaitophorus*, et aux doses auxquelles elles ont été exposées, comme le confirme El banna (2006) dans ses travaux de recherche. En conséquence, Il y a une relation directe entre la mortalité et le temps d'exposition, où la mortalité augmente de la première heure jusqu'à 24 heures, en laboratoire, et jusqu'à 10 jours, en milieux semi naturel et naturel. Nos résultats concordent parfaitement avec ceux de Rahuman et al., (2009), ainsi que ceux de Kamaraj et al., (2009) qui rapportent que l'effet insecticide est en rapport avec la dose, le temps d'exposition et le type d'extrait.

Certains constituants phytochimique sont donc efficaces contre une grande variété d'organismes tels que les vers et les insectes (Chaiyasit et al., 2006; Liu et al., 2006). Ces composés moléculaires n'ont pas de cibles cellulaires spécifiques (Carson et Riley, 2002). Ils agissent directement sur la cuticule des insectes et acariens à corps mou (Bostanian et al., 2005). Cela est due à leurs actions neurotoxiques (El-Idrissi et al., 2014). Les molécules, telles que les monoterpènes, exercent des effets insecticides et réduisent ou perturbent la croissance de l'insecte à différents stades de leur vie (Regnault-Roger et Hamraoui, 1994), et peuvent pénétrer rapidement dans l'insecte et interférer avec ses fonctions physiologiques (Lee et al., 2003). La littérature scientifique indique également que les phénols, les alcools, les aldéhydes et les cétones ont la propriété de dissoudre les téguments protecteurs des insectes comme le Caryophyllène, verbenone, D-carvone, trans-béta-ionone, 2 (4H) -Benzofuranone,5,6,7,7a- tetrahydro-4,4,7a-trimethyl (Breitmaier 2006). Leurs efficacités varient en fonction du profil phytochimique des extraits des plantes, de la cible entomologique et du temps d'exposition (Regnault-Roger et al., 2012). L'action des extraits s'explique par l'existence de constituants lipophiles dans nos trois extraits végétaux tels l'Eugénol, Géraniol, D-Limonene, Linalool, Beta.-Pinene, O-Cymene, Grandisol, Citronellol, Nerol oxide, Catéchol, P-Cymène, Durène, Citronellal, Géraniol, Citral, Nérol, Néral, Caryophyllene , Caryophyllene oxide, O- Crésol, 1-Octyn-3-ol, Trans béta-Ionone Alpha-Pinène, qui ont pratiquement tous le pouvoir de passer à travers la paroi cellulaire et la membrane cytoplasmique et de rendre ainsi la

membrane perméable (Williams et Barry, 2004). La perméabilisation des membranes mitochondriales de l'extérieur jusqu'à l'intérieur conduit à la mort cellulaire (Armstrong, 2006).

Les travaux de Owabali et *al.*, (2009), révèlent que des constituants, riches en Citral, Néral, Géraniol, Géraniol, Nérol et le Citronellal, possèdent une activité insecticide par contact sur divers insectes. Les recherches de Paulo et *al.*, (2020), concluent, selon diverses sources d'études, que le D-limonène manifeste un effet insecticide en inhibant quelques paramètres de reproduction des bioagresseurs. Fiegein (2007), rapporte dans ses travaux, rapporte que l'Ortho-Crésol, appliqué par contact ou inhalation, dénature et précipite les protéines cellulaires des insectes. Regnault-Roger et *al.*, (2002) relèvent que l'Eugénol associé aux composés tels le Carvacrol, le Linalool, le thymol et le terpinéol, réduisent le pourcentage des émergents d'*Acanthoscelides obtectus*.

Karr et *al.*, 1990, signalent que le D-limonène a une toxicité aiguë pour les vers de terre *Eisenia foetida* Savigny, et pour différents insectes ravageurs des conifères. Obengofori et *al.*, 1997, ont démontré les propriétés insecticides de 1,8-Cinéole, Linalool, l'Eugénol,  $\alpha$ -Terpinéol et le Cymol sur plusieurs insectes *Tribolium confusum*, *Sitophilus zeamais*, *Prostephanus truncatus*, *Rhyzoperta dominica* et *Callosobruchus maculatus*. Ojimelukwe et Alder (1999) ont révélé que l' $\alpha$ -pinène a un effet insecticide vis-à-vis de ténébrion brun de la farine *Tribolium confusum* Enfin, l' $\alpha$ -pinène et  $\beta$ -pinène sont très toxiques vis-à-vis des deux moustiques *Culex pipiens* et *Aedes aegypti*, et le ravageur des conifères *Pityogenes bidentatus* (Mercier et *al.*, 2009).

Toutefois, l'effet synergiste éventuel des autres constituants des extraits végétaux n'est pas exclu. Les composés minoritaires pourraient agir de manière synergique, pour cela, la totalité de la composition chimique doit être prise en compte (Cosentino et *al.*, 1999).

---

## Conclusion

Dans la présente thèse de doctorat, nous pouvons souligner, sur la base des résultats obtenus et rapportés, que l'ensemble des objectifs susmentionnés ont été atteints.

L'identification de l'espèce de *Chaitophorus leucomelas*, par le biais de la biologie moléculaire, a été déterminée à l'Université de Valence, Espagne. L'identification de cette espèce a permis de révéler, sur la base du dendrogramme de son arbre généalogique l'existence d'une relation avec notre séquence génétique et celles de *Chaitophorus leucomelas* voucher NZMC aphid 31213 (KX620528.1), District de Pékin, Chine (Yang *et al.*, 2016), voucher NZMC (KX620526) et ZMIOZ 36353 (KX680320), de Chine (Zhu *et al.*, 2017), représentées par un seul clade.

Concernant les rendements, les meilleurs résultats de rendements d'extractions ont été enregistrés avec le solvant aqueux pour l'extrait du Laurier, et ceux avec les extraits bruts hydro-méthanoliques pour les extraits de Mélisse et de Fougère. L'eau est un solvant universel, à polarité croissante, avec un fort pouvoir d'extraction. Les meilleurs rendements ont été obtenus d'abord avec le solvant méthanol – eau (MET 50) suivis par ceux obtenus avec le solvant aqueux.

Les résultats de l'analyse des composés chimiques GC/MS ont conduit à l'identification de 60, 60 et 56 composés chimiques respectivement pour les extraits de Mélisse, du Laurier rose et de la fougère aigle. Les composés chimiques appartiennent à trois groupes chimiques majoritaires : les terpènes, les terpénoïdes et les acides gras. La composition chimique est différente et propre à chaque espèce végétale sélectionnée qui dépend de nombreux facteurs dont les conditions géographiques et climatiques, le sol et la nature de ses composants et des méthodes d'extraction et de leur déroulement sont des facteurs déterminants.

De nombreux composés chimiques tels que les phénols, les alcools, les aldéhydes et les cétones seraient à effet insecticide avec d'autres qui pourraient agir de manière synergique sur les femelles vivipares aptères et les populations hétérogènes des espèces du genre *Chaitophorus*.

La toxicité de l'extrait M-MET, à la concentration D2 de 25 µL/mL, a indiqué une mortalité corrigée de 100%, après 72 h d'exposition, pour les trois espèces de pucerons. La toxicité de F-MET, M-MET, M-CHM et M-CHL à la concentration D3 de 50 µL/mL, a montré une mortalité corrigée de 100%, après 24h d'exposition, celle de F-CHM et F-CHL, après 48 h

d'exposition et celle de F-MET 50, L-MET, L-MET 50, L-CHM, L-CHL et M-MET 50, après 72 h d'exposition, pour l'ensemble des femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons.

L'efficacité des extraits L-MET, L-MET, F-MET, F-CHM, M-CHM, à la concentration D3 de 50 µL/mL, avoisine une mortalité corrigée de 50 à 60%, durant 7 à 10 jours d'exposition, pour l'ensemble des femelles vivipares aptères des trois espèces de pucerons du genre *Chaitophorus*.

Les extraits M-MET, L-MET, L-CHM, F-MET et F-CHM, à la concentration D4 de 50 µL/mL, ont indiqué une mortalité corrigée comprise entre 50 % et 56%, durant 8 à 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

Les extraits F-MET, F-CHM, F-MET 50, L-MET, L-CHM, M-CHM, M-MET et M-MET 50, à la concentration D5 de 60 µL/mL, ont montré une mortalité corrigée comprise entre 50 et 62%, après 5 à 10 jours, pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

L'extrait aqueux (AQ), in vivo et en semi naturel n'a pas donné de résultat probant, soit une mortalité corrigée de moins de 20%, sur les espèces du genre *Chaitophorus*.

Les extraits de plantes avec le méthanol (MET) et le mélange méthanol-chloroforme (CHM) ont été plus efficaces qu'avec l'extrait chloroforme (CHL). Les extraits de plantes étudiées in vivo ont démontré une absence de différence entre eux quant à leur efficacité biocide. En milieu semi naturel, les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* ont été plus sensibles aux extraits de Mélisse comparativement aux extraits du Laurier et de la Fougère.

En milieu naturel, dans la commune de Baba Hassen et la Réserve de Chasse de Zéralda les extraits de plantes ont prouvé l'inexistence de différence quant à leur effet insecticide pour les populations hétérogènes des deux espèces du genre *Chaitophorus*.

Les concentrations D3 de 50 µL/mL, en milieu semi naturel, ont été moyennement toxiques sur les mortalités corrigées des femelles vivipares aptères des trois espèces, et la concentration D5 de 60 µL/mL, en milieu naturel, a été également moyennement toxique pour les populations hétérogènes de *C. populialbae* et de *C. populeti*.

La Réserve de Chasse de Zéralda et le site de la commune de Baba Hassen pourraient être considérés comme des habitats semi-naturels, et donc stables, pouvant héberger plus d'espèces auxiliaires que d'espèces de ravageurs. Des facteurs tels que l'alimentation

existante dans les habitats semi naturels, la température et humidité de l'air et du sol influenceraient fortement les dynamiques de population d'insectes du genre *Chaitophorus*. Nos résultats révèlent une relation directe entre les taux de mortalités corrigées des femelles vivipares et les populations hétérogènes des espèces de pucerons du genre *Chaitophorus* et aux concentrations et au temps auxquelles elles ont été exposées. Enfin, les résultats obtenus ont permis d'approfondir les connaissances sur les compositions chimiques des feuilles des plantes de *Nerium oleander* L., de *Melissa officinalis* L. et de *Pteridium aquilinum*. Ces plantes pourraient être utilisées comme alternatives aux pesticides chimiques de synthèse.

L'une des tâches à résoudre est la détermination des conditions opératoires optimales permettant d'isoler les composés cibles dans les extractions.

Plusieurs paramètres dont la température s'avère être un facteur de contrôle extrêmement important de l'abondance et de la distribution des organismes en agissant sur leur taux de croissance et sur leur cycle de vie, car il se pourrait qu'on observe des fluctuations durant une longue période et de nouvelles pullulations dans les habitats semi naturels stables. Il faudrait donc rechercher et identifier des parasitoïdes des pucerons sur les plantes hôtes, afin d'étudier l'impact de ces derniers sur les populations de pucerons et définir une lutte biologique associant l'utilisation d'extraits estimé à 60% et les auxiliaires.



---

## Référence bibliographique

1. **Achat S. 2013.** Polyphénols de l'alimentation : extraction, pouvoir antioxydant et interactions avec des ions métalliques. Thèse en co-tutelle, Université A. Mira-Bejaia Faculté des Sciences de la Nature et de la vie Département des Sciences Alimentaires/ Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse, 211 p.
2. **Adio A.M., Paul C., Kloth P., Konig W.A. 2004.** Sesquiterpenes of the liverwort *Scapania undulate*. *Phytochem*, 65 : 199-206.
3. **Adou L.M.D., Koné M.W., Ipou Ipou J. et N'Guessan K.E. 2016.** Ethnobotanique et analyse phytochimique qualitative de *Pteridium aquilinum* (L.) Kühn (Dennstaedtiaceae), une Ptéridophyte utilisée comme plante médicinale en Côte d'Ivoire. *International Journal of*
4. **Adou. L.M.D. et Ipou Ipou. J. 2007.** *Pteridium aquilinum*, une ptéridophyte envahissante des cultures pérennes du sud de la Côte d'Ivoire : quelques notes ethnobotaniques. *Tropicultura* 25(4) : 232- 234.
5. **Alaoui M. 2010.** Activité analgésique et anti-inflammatoire de *Melissa officinalis* d'Arabie. *Annale pharmaceutiques françaises* 50:212-219.
6. **Angioni A., Barra A., Coroneo V., Dessi S. et Cabras P. 2006.** Chemical composition, seasonal variability, and antifungal activity of *Lavandula stoechas* L. ssp. *stoechas* essential oils from stem/leaves and flowers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 01 Jun, 54(12):4364-4370.
7. **Antoun M. 2013.** Effet de la température sur le développement chez *Arabidopsis thaliana*. Thèse de doctorat. Univ. Québec, Montréal, 67p.
8. **Aouissi J., Benabdallah S., Chabaâne, Z.L. et Cudennec C. 2016.** Evaluation of potential evapotranspiration assessment methods for hydrological modelling with SWAT-Application in data-scarce rural Tunisia. *Agricultural Water Management* (174), 39-51.
9. **Armstrong J.S. 2006.** Mitochondrial membrane permeabilization: the sine qua non for cell death. *Bioessays*, 28(3):253-260.
10. **Artacho P., Figueroa C.C., Cortes P.A., Simon J-C. et Nespolo R.F. 2011.** Short-term consequences of reproductive mode variation of the genetic architecture of energy metabolism and life-history traits in the pea aphid. *Journal of Insect Physiology*. 57 : 986-994.

11. **Aubineau M., Bermond A., Bongler J. et Roger-Estrad J. 2002.** Larousse agricole, Larousse VUEF. Canada, 379p.
12. **Augaustin S. 1991.** Relation *Melasoma* (Coleoptera, Chrysomelidae), Peuplier de la section LEUCE (Salicaceae), Etude de quelques facteurs physico-chimiques impliqués dans l'alimentation et le développement de ces insectes. Thèse. Bio. Ann., Univers, Orléans, 179 p.
13. **Azmir J., Zaidul I.S.M., Rahman M.M., Sharif K.M., Mohamed A., Sahena F., Jahurul M.H.A., GhafoorK. Norulaini N.A.N. et Omar A.K.M. 2013.** Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117 (4), 426–436.
14. **Babulka P. 2005.** La Mélisse (*Melissa officinalis* L.). *Phytothérapie*, 3 : 114-111.
15. **Badiaga M. 2012.** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* Smith une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Thèse de docteur d'université, Mali.197p.
16. **Bagnouls F. et Gaussen H. 1953.** Saison sèche et indice xérothermique. *Bull. Soc. Hist. Nat. de Toulouse*, 88 : 193 à 240.
17. **Bagnouls F. et Gaussen H. 1953.** Saison sèche et indice xérothermique. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de Toulouse*, vol. 88, p. 193-240.
18. **Ball J., Carle J. et Del Lungo A. 2005.** Contribution des peupliers et des saules à la valorisation durable des forêts et au développement rural. *Unasyuva*, 221(56):3–9.
19. **Banon S., Ochoa J., Alarcon J. A. et Sanchez-blanco M. J. 2006.** Hardening of oleander seedlings by deficit irrigation and low air humidity. *Environmental and Experimental Botany*, 56 : 36-43.
20. **Banque Mondiale. 2010.** Rapport sur le développement dans le monde- Développement et changement climatique. The International Bank for Reconstruction and Development / The World Bank, 412 p.
21. **Barbosa R.R., Fontenele-neto. J.D. et Soto-blanco B. 2008.** Toxicity in goats caused by oleander (*Nerium oleander*). *Research in Veterinary Science*, 85(2): 279-281.
22. **Barriault S. 2019.** Bioécologie du prédateur aphidiphage leucopis glyphinivora tanasijtshuk (Diptera: chamaemyiidae) en vue de son utilisation en lutte biologique. Université du québec à montréal. 118p
23. **Battandier J.C. et Trabut L.C. 1905.** Flore Analytique et Synoptique de l'Algérie et de la Tunisie, 460 p.

- 
24. **Bazinet A. 2016.** *Melissa officinalis*, Plante médicinale. <https://dryadeherbo.com/2016/07/25/pourquoi-la-limonade-est-rafraichissante/melissa-officinalis/>.
25. **Béji B., Bouktila D., Mezghani Khemakhem M., Bouhachem S., Makni M. et Makni H. 2015.** Structure of the Black Bean Aphid *Aphis fabae* (Hemiptera: Aphididae) Complex, Inferred from DNA Barcoding. *African Entomology*, 23(2) : 321-328.
26. **Belhoucine L., Harrak M.J. et Bouhraoua R.T. 2012.** Les champignons associés à *Platypus cylindrus* (Coleoptera, Platypodidae) dans une subéraie nord ouest d'Algérie: cas des champignons nuisibles, *Revue IOBC/WPRS Bulletin*, 76 : 109-116.
27. **Belouahem-Abed D. 2012.** Étude écologique des peuplements forestiers des zones humides dans les régions de Skikda, Annaba et El-Tarf (Nord-Est algérien). Thèse de doctorat, Université d'Annaba, 252 p.
28. **Beloued A. 2005.** Plantes médicinales d'Algérie. Edition Office des Publications Universitaires, 244 p.
29. **Ben Hamza H. et Laib A. 2020.** Etude de L'activité insecticide de Nerium oleander L contre Aphis fabae (Scopoli ,1763,Hemiptera ,Aphididae).these de doctorat. Université Bordj Bou Arrerej. 164p.
30. **Ben Jannet H., Skhiri H.F., Mighri Z., Simmonds M.S.J. et Blaney W.M. 2000.** Responses of *Spodoptera littoralis* larvae to Tunisian plant extracts and to neo-clerodane diterpenoids isolated from *Ajuga pseudoiva* leaves. *Fitoterapia*, 71:105–112.
31. **Benabdelkader T. 2012.** Biodiversité, bioactivité et biosynthèse des composés terpéniques volatils des lavandes ailées, *Lavandula stoechas* sensu lato, un complexe d'espèces méditerranéennes d'intérêt pharmacologique. Biologie végétale. Thèse de Doctorat, Ecole Normale Supérieure de Kouba-Alger, 238 p.
32. **Benjamin A. et Manickam V.S 2007.** Medicinal pteridophytes from the Western Ghats. *Indian journal of traditional knowledge*, 6(4):611-618.
33. **Bernard-Griffiths N. 2012.** Etude des facteurs déterminant l'installation et le développement des insectes ravageurs en cultures légumières de plein champ pour le référencement de moyens agronomiques de lutte. *Bio Studies*, 108 p.
34. **Bessafa B. 1991.** Recherches sur l'amélioration des techniques de multiplication végétative du peuplier blanc (*Populus alba* L.). Thèse/mémoire. Institut National Agronomique (INA), El Harrach, 179 p.
35. **Bhat S.V., Nagasampigi B.A. et Sivakumar M. 2005.** Chemistry of Natural Products. Ed 1: Narosa, Springer, p: 115-252.

- 36. Biffi M. 2017.** Influence des facteurs environnementaux et des interactions biotiques sur la sélection de l'habitat et le régime alimentaire du desman des Pyrénées, *Galemys pyrenaicus*. Thèse de Doctorat. Université de Toulouse, France. 270p. *Biological and Chemistry Sciences*, 10(4): 1783-1792.
- 37. Blackman R.L. et Eastop V.F. 2007.** Taxonomic issues. In: Aphids as crop pests, CAB International, Wallingford: 1-29.
- 38. Blackman R.L. et Eastop V.F. 2006.** Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs. Volume 1: host lists and keys. Volume 2: the aphids. Wiley et sons, Ed, Chichester, 1025-1439 p.
- 39. Bocevska M. et Sovova H. 2007.** Supercritical CO<sub>2</sub> extraction of essential oil from yarrow. *Journal of Supercritical Fluids*, 40(3):360-367.
- 40. Bogdanovic A., Tadic V., Arsic I., Milovanovic S., Petrovic S. et Skala D. 2016.** Supercritical and high-pressure subcritical fluid extraction from Lemon balm (*Melissa officinalis* L., Lamiaceae). *J Supercrit Fluids*, 107:234-242.
- 41. Bohlmann J. et Keeling C.I. 2008.** Terpenoid biomaterials. *Plant J.*, 54(4): 656-669.
- 42. Bonito G., Benucci G. M. N., Hameed K., Weighill D., Jones P., et Chen K.H. 2019.** Fungal-bacterial networks in the *Populus* rhizobiome are impacted by soil properties and host genotype. *Front. Microbiol.* 10:481. doi: 10.3389/fmicb.2019.00481
- 43. Bonnard A. 2018.** Présentation Alcaloïde. <https://slideplayer.fr/slide/1571697/>.
- 44. Bonnemain J.L. 2010.** Aphids as biological models and agricultural pests. *Comptes rendus biologies*, 333:461-463.
- 45. Bony N.F. 2013.** Stratégie analytique des tradimédicaments : établissement de profils chromatographiques des métabolites phytochimiques apolaires. Thèse de Doctorat. Université de Paris-Sud/Université Felix Houphouet-Boigny Abidjan-Cocody, 169 p.
- 46. Bostanian N.J., Lasnier J., Trudeau M. et Racette G. 2005.** Les auxiliaires échantillonnés dans des vignobles de Dunham et St-Alexandre, au Québec, p. 37-40. Dans Vincent, C., Lasnier, J., Bostanian, N. J. 2005 (eds). La viticulture au Québec, vol. 2., 51 p
- 47. Bouakkaz, H.N.H. 2017.** Contribution à l'étude de l'infection des arbres de chêne-liège (*Quercus suber* L) de la forêt de M'Sila (w : Oran) par les pathogènes fongiques du genre *Botryosphaeria*. These de doctorat. Université Tlemcen. 103p
- 48. Boudraa W. 2009.** Caractérisation chimique des principes molluscicides des feuilles de *Nerium oleander* L. Mémoire de Magister. Université de Constantine, Algérie. 135p.

49. **Boue H. 1980.** Reproduction et biologie des végétaux, Bryophytes, ptériophytes, spermaphytes, 2<sup>ème</sup> édition. Ed. Doin, Paris, 436 p.
50. **Boukhari I. 2016.** Contribution à l'étude de l'effet de la station sur les caractéristiques histo-morphologiques du peuplier noir « *Populus nigra*L. » dans la région de Tlemcen. Mémoire de master. Université de Tlemcen, Algérie. 103p.
51. **Boulaacheb N. 2018.** Etude de la végétation terrestre et aquatique du djebel Megriss (Nord Tellien, Algérie) Analyse floristique, phytosociologique et pastorale. These de doctorat. Université de Setif. 254p.
52. **Boulogne I. 2011.** Evaluation du potentiel insecticide et antifongique sur *Acromyrmex octospinosus* (Reich) d'une sélection de plantes à usages ethnopharmacologiques TRAMIL. Thèse de doctorat en Sciences de la vie. Antilles-Guyane.
53. **Bounihi A. 2016. Criblage phytochimique, Étude Toxicologique et Valorisation Pharmacologique de *Melissa officinalis* et de *Mentha rotundifolia* (Lamiacées).** Thèse de Doctorat. Faculté de Médecine et de Pharmacie R Rabat, Année : 2015 CSVS Centre d'Études Doctorales des Sciences de la Vie et de la Santé, 199 p.
54. **Bournine C. 2017.** La double symbiose mycorhizienne chez deux espèces forestières, *Taxus baccata* L. et *Populus nigra* L., situées dans la région de Tizi-Ouzou. These de doctorat. Université Mouloud Mammeri tizi-Ouzou. Algérie. 136p
55. **Breitmaier E. 2006.** Terpenes: Flavors, Fragrances, Pharmaca, Pheromones. Wiley-VCH, 214p.
56. **Brodeur J., Hajek A., Heimpel G.E., Sloggett J., Mackauer M., Pell J.K. et Volk W. 2017.** Predators, Parasitoids and pathogen1: In van Emden H.F., Harrington R.: *Aphids as crop pests* (2nEd.), CAB International, Wallingford, UK: 225-261.
57. **Bruneton J. 2009.** Pharmacognosie Phytochimie et Plantes Médicinales. Technique et Documentation, 4<sup>ème</sup> édition, 1269 p.
58. **Bruneton J. 2001.** Plantes toxiques : végétaux dangereux pour l'homme et les animaux. Technique et Documentation, Cachan/2<sup>ème</sup> édition, pp 129-136.
59. **Bryant J.P., Chapin F.S. et Klein D.R. 1983.** "Carbon Nutrient Balance of Boreal Plants in Relation to Vertebrate Herbivory." *Oikos*, 40(3): 357-368.
60. **Burn K. 2011.** *Ptéridium aquilinum*. Plant of the world online. <http://www.plantsoftheworldonline.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:17210060-1>.
61. **Carbiener D. et Trémolières M. 2003.** La Ripisylve du Rhin et ses connexions. Histoire, évolution naturelle et anthropique. In : Les forêts riveraines des cours d'eau.

- Écologie, fonctions et gestion / H. Piégay, G. Pautou, C. Ruffinoni, éditeurs. — Paris : IDF, pp. 240-271.
- 62. Carletto J., Lombaert E., Chavigny P., Brévault T., Lapchin L. et Vanlerberghe-Masutti F. 2009.** Ecological specialization of the aphid *Aphis gossypii* Glover on cultivated host plants. *Molecular Ecology*. V(18)10 :2198-2212. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2009.04190.x>.
- 63. Carré P. 1953.** Précis de technologie et de chimie industrielle. Ed. Ballière JB. et fils, 238p.
- 64. Carson C.F., Mee B. J. et Riley T.V. 2002.** Mechanism of action of *Melaleuca alternifolia* (tea tree) oil on *Staphylococcus aureus* determined by time-kill, lysis, leakage, and salt tolerance assays and electron microscopy. *Antimicrob Agents Chemother*, 46(6):1914-1920
- 65. Caudullo G., Welk E. et San-Miguel-Ayanz J. 2017.** Chorological maps for the main European woody species. *Data in Brief*, 12 : 662-666.
- 66. Cavaleiro C. 2001.** Oleos essenciais de *Juniperus* de Portugal. Thèse de Doctorat, Université de Coimbra, Portugal.352p
- 67. Chaiyasit D., Choochote W., Rattanachanpichai E., Chaithong U., Chaiwong P., Jitpakdi A., Tippawangkosol P., Riyong D. et Pitasawat B. 2006.** Essential oils as potential adulticides against two populations of *Aedes aegypti*, the laboratory and natural field strains, in Chiang Mai province, *Northern Thailand*. *Parasitol. Res.*, 99(6) :715-721.
- 68. Chardenon J., 1982.** Le peuplier, aujourd'hui et demain. Ed. I.D.F, Paris, 279 p.
- 69. Chemat F. 2014.** Eco-extraction du végétal: Procédés innovants et solvants alternatifs. Dunod, 322 : 1-26 et 91-117.
- 70. Chen Q., Dent M., Hurtado J., Stahnke J., McNulty A., Leuzinger K. et Lai H. 2016.** Transient protein expression by agroinfiltration in lettuce. *Methods In Molecular Biology*, 1385 : 55–67
- 71. Chenni M. 2016.** Etude comparative de la composition chimique et de l'activité biologique de l'huile essentielle des feuilles de basilic « *Ocimum basilicum* L. » extraite par hydro-distillation et par micro-ondes. Thèse de doctorat. Université d'Oran 1 Ahmed Ben Bella/Faculté des Sciences Exactes et Appliquées. Département de chimie, 160 p.

72. **Chermenskaya T.D., Stepanycheva E.A., Shchenikova A. et Chakaeva A.Sh. 2010.** Insectoacaricidal and deterrent activities of extracts of Kyrgyzstan plants against three agricultural pests. *Industrial Crops and Products*, 32(2):157-163.
73. **Chevallier A. 1996.** The encyclopedia of medicinal plants. Université de Michigan, 336p.
74. **Coley P.D., Bryant J.P. et Chapin F.S. 1985.** "Resource Availability and Plant Antiherbivore Defense." *Science*, 230(4728): 895-899.
75. **Collier R.H. et Finch S. 2007.** IPM case studies: Brassicas. *In*: van Emden H. F. & Harrington R. (eds.), *Aphids as Crop Pests*, Ed. CAB International (UK), 549 - 560.
76. **Collins C.M., Fellowes M.D.E., Sage R.B. et Leather S.R. 2001a.** Host selection and performance of the giant willow aphid, *Tuberolachnus salignus* Gmelin - implications for pest management. *Agricultural and Forest Entomology*, 3, 183-189.
77. **Combette P., Roudil D. et Despaux G. 2001.** Emulsion characterisation by focused ultrasonic waves. *Ultrasonics*, 39 (5) : 329-334.
78. **Corenblit D., Steiger J., Mazal L. et Till-Bottraud I. 2020.** « Relier la biogéomorphologie fluviale à l'écologie évolutive : un focus sur les arbres riverains pionniers », *Géomorphologie : relief, processus, environnement*, vol 26(1) :55-72. DOI: <https://doi.org/10.4000/geomorphologie.14127>
79. **Cosentino S., Tuberoso C.I.G., Pisano B., Satta M., Mascia V., Arzedi E. et Palmas F. 1999.** In Vitro Antimicrobial Activity and Chemical Composition of Sardinian Thymus Essential Oils. *Letters in Applied Microbiology*, 29, 130-135.
80. **Daget Ph. et David P. 1982.** Essai de comparaison de diverses approches climatiques de la Méditerranéité . *Ecologia Mediterranea*, 8(1-2) : 33-48. **Dajoz R. 1998.** Les insectes et la forêt - rôle et diversité des insectes dans le milieu forestier. *Technique et Documentation*, 594 p.
82. **Dane Y., Mouhouche F., Canela-Garayoa R. et Delpini-Rius A. 2015.** Phytochemical Analysis of Methanolic Extracts of *Artemisia absinthium* L., 1753 (Asteraceae), *Junirerus phoenica* L., and *Tetraclionis articulata* (Vahl) Mast, 1892 (Cupressaceae) and evaluation of their biological activity for stored grain protection. *Arab. J. Sci. Eng.*: 1-12
83. **Danielski L., Campos L.M.A.S., Bresciani L.F.V., Hense H., Yunes R. A. et Ferreira S.R.S. 2007.** Marigold (*Calendula officinalis* L.) oleoresin: Solubility in SC-CO<sub>2</sub> and composition profile. *Chemical Engineering and Processing*, 46(2):99-106.

- 84. Dardeau F., 2014.** Modulation de la manipulation du peuplier par le puceron lanigère, *Phloeomyzus passerinii* (Sign.), via la résistance de l'hôte et de l'environnement. Thèse de doctorat en Physiologie et biologie des organismes, populations et interactions. Biologie forestière. Université d'Orléans/Laboratoire de biologie des ligneux et des grandes cultures, Orléans, 177 p.
- 85. De Poorter G., Bernard A., Broeckaert F., De Cock A., Hermans C., Saegerman C. et Houins G. 2014.** The Belgian PCB/Dioxin Incident: Analysis of the Food Chain Contamination and Health Risk Evaluation, *Environmental Research*, 88: 1-18
- 86. Dedryver C.A., Le Ralec A. et Fabre F. 2010.** Les relations conflictuelles entre les pucerons et les hommes : une revue sur leurs dégâts et les stratégies de lutte. *Comptes Rendus Biologies*, 333 (6-7) : 539-553.
- 87. Dehane B. 1997.** Contribution à l'étude de l'arthropodofaune des peupliers dans la région de Tlemcen. Mém. Ing. Forest. Univ. Tlemcen, 142 p
- 88. Dellile L. 2007.** Les plantes médicinales d'Algérie. Edition Berti Alger, 240 p.
- 89. Derwich E., Benziane Z. et Boukir A. 2010.** Chemical composition of leaf essential oil of *Juniperus phoenicea* and evaluation of its antibacterial activity. *International Journal of Agriculture and Biology*. 12(2), 199-204.
- 90. Derwich E., Benziane Z. et Boukir A. 2010.,** GC/MS analysis and antibacterial activity of the essential oil of *Mentha pulegium* Grown in Morocco. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 6(3): 191-198.
- 91. Désormeaux C. 2017.** Evaluation environnementale du potentiel du peuplier. Thèse de doctorat. Université de toulous 81 p.
- 92. DGF. 2007.** Rapport sur la politique forestière et stratégique d'aménagement et de développement durable des ressources forestières et alfiatières. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural/ Direction Générale des Forêts, 81 p.
- 93. Dickmann D.I. et Kuzovkina J. 2008.** Polars and Willows of the World, with Emphasis on Silviculturally Important Species. Department of Forestry Michigan State University East Lansing, International Poplar Commission Thematic Papers, Forestry Department Food and Agriculture Organization of the United Nations. Working Paper IPC/9-2 FAO, Rome, 134 p.
- 94. Dinan L., Harmatha J. et Lafont R. 2001.** Chromatographic procedures for the isolation of plant steroids. *Journal of Chromatography A*, 935(1-2): 105-23.
- 95. Dixon A.F.G. 2012.** Aphid ecology an optimization approach. Springer Science & Business Media, 309 p.



- 96. Djazouli Z.D. et Merah O. 2014.** Leaves composition of poplar in natural plantation affects *Chaitophorus leucomelas* and *Phyllocnistis unipunctella* dynamic populations. *Bothalia*. 44 (5) :98-112. (hal-02629595).
- 97. Djebbar D. 2011.** Contribution à l'étude biométrique des pores chez peuplier blanc « *Populus alba* L ». Approche numérique, Mém. Ing. Forest. Univ. Tlemcen, 46 p.
- 98. Djeddi S. 2012.** Les huiles essentielles «Des mystérieux métabolites secondaires ». Presses Académique francophone, ISBN: 978-3-8381-9, 57p
- 99. Domínguez H., Núnñez M.J., Lema J.M. 1995.** Enzyme-assisted hexane extraction of soya bean oil, *Food Chemistry*, 54 (2): 223-231.
- 100. Douglas A.E. et van Emden H.F. 2007.** Nutrition and symbiosis. In: Aphids as crop pests (eds van Emden HF, Harrington R), CAB International, Wallingford, pp. 115-134.
- 101. Dransfield R.D. et Brightwell R., 2015.** Colour in aphids - Aposematic, cryptic or both? *Antenna. Bulletin of the Royal Entomological Society*, 39(2): 60-71.
- 102. Drekić M., Poljaković-Pajnik L., Pekeč S., Kovacevic B., Katanic M., Pilipović A. et Marković M.2018.** Suzbijanje biljne vaši (*Chaitophorus leucomelas* Koch) na crnim topolama / Suppression of aphid (*Chaitophorus leucomelas* Koch) on black poplars. Topola No 201/202.
- 103. Dudareva N., Pichersky E. et Gershenzon J. 2004.** Biochemistry of Plant Volatiles. *Plant Physiol*, 135(4): 1893–1902.
- 104. Dumas Y. 2002.** Que savons-nous de la Fougère aigle ? *Biologie et Écologie. Rev. For. Fr. LIV – 4* :357-374.
- 105. Durand A. 2017.** Diversité et caractérisation fonctionnelle des communautés microbiennes inféodées au peuplier et issues d'une friche industrielle enrichie en mercure. *Ecosystèmes. Université Bourgogne Franche-Comté, Français*. (NNT : 2017UBFCD037)
- 106. Durand T.C. 2009.** Approche protéomique des stress abiotiques chez *Populus tremula* x *P. alba*. Association pour la Science et la Transmission de l'Esprit Critique. Thèse de doctorat en Physiologie végétale, Ecole doctorale Sciences et technologies/Laboratoire de biologie des ligneux et des grandes cultures, Orléans, 198 p.
- 107. Eckenwalder J.E. 1996.** Systematics and evolution of *Populus*, In: Stettler RF, Bradshaw HD Jr, Heilman PE, Hinkley TM, editors. *Biology of Populus and its Implications for Management and Conservation. Part I, Chapter 1*. NRC Research Press, National Research Council of Canada, Ottawa, Canada: 7–32.

- 
- 108. Ehrlich P.R. et Raven P.H. 1964.** Butterflies and plants: a study in coevolution. *Evolution*, 18: 586-608.
- 109. El Haouzali H. 2009.** Deroulage du peuplier : effets cultivars et stations sur la qualité des produits dérivés. Thèse de doctorat en Procédés de fabrication, Paris, École Nationale Supérieure d'Arts et Métiers (ENSAM). Sciences de l'ingénieur [physics]. Arts et Métiers ParisTech, 169 p.
- 110. El idrissi M., Elhourri M., Amechrouq A. et Boughdad A. 2014.** Étude de l'activité insecticide de l'huile essentielle de *Dysphania ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) sur *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae) [Study of the insecticidal activity of the essential oil of *Dysphania ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) on *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae)]. *J. Mater. Environ. Sci.* 5(4) :989-994.
- 111. El Sayed S.M., Mahmoud H.S. et Nabo M.M.H. 2013.** Medical and Scientific Bases of Wet Cupping Therapy (Al-hijamah): in Light of Modern Medicine and Prophetic Medicine. *Alternative & Integrative Medicine*, 2 (5): 1-16.
- 112. Elazab S.T., Soliman A.F. et Nishikawa Y. 2020.** Effect of some plant extracts from Egyptian herbal plants against *Toxoplasma gondii* tachyzoites in vitro. *Journal of Veterinary Medical Science*. Vol. 83, No. 1 pp. 100-107. <https://doi.org/10.1292/jvms.20-0458>.
- 113. Elbanna S.M. 2006.** Larvicidal Effects of *Eucalyptus* Extract on the Larvae of *Culex pipiens* Mosquito. *International journal of agriculture & biology*, 8 (6):1560–8530.
- 114. El-Dawy K., El-Sayed A.S.A., El-Hefnawy S.A. et El-Kahky N.M. 2019.** Biochemical and Metabolic Implications of Tricarboxylic Acids and their transporters. *J Pure Appl Microbiol.* 13(2): 757-766. <https://dx.doi.org/10.22207/JPAM.13.2.1>.
- 115. Emberger L. 1952.** Sur le quotient pluviométrique. C.R. Academie Science: Paris; pp 2508–2510.
- 116. Erickson D.M., Wood E.A., Oliver K.M., Billick I. et Abbot P. 2012.** The effect of ants on the population dynamics of a protective symbiont of aphids, *Hamiltonella* defense. *Annals of the Entomological Society of America*, 105: 447-453.
- 117. Fakchich A. et Elachouri M. 2021.** An overview on ethnobotanico-pharmacological studies carried out in Morocco, from 1991 to 2015: Systematic review (part 1), *Journal of Ethnopharmacology*. Volume 267.
- 118. Fakoorziba M.R., Moemenbellah-Fard M.F., Azizi K. et Mokhtari F. 2015.** Mosquitocidal efficacy of medicinal plant, *Nerium oleander* (Apocynaceae), leaf and flower extracts against malaria vector, *Anopheles stephensi* Liston (Diptera: Culicidae)

- larvae. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*. V5(1):33-37.  
[https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(14\)60623-X](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(14)60623-X).
- 119. FAO, 2008.** Les peupliers, les saules et le bien-être des populations. Commission internationale du peuplier 23<sup>ème</sup> Session Beijing, Chine, 27 – 30 octobre 2008. Synthèse des rapports d'activité nationaux/Activités liées à la culture et à l'utilisation du peuplier et du saule de 2004 à 2007 Octobre 2008. Service de la mise en valeur des ressources forestières Division de la gestion des forêts Département des forêts, 71 p.
- 120. FAO, 2012.** Améliorer la vie grâce aux peupliers et aux saules. Synthèse des rapports d'activité nationaux. Activités liées à la culture et à l'utilisation du peuplier et du saule de 2008 à 2011. 24<sup>ème</sup> Session de la Commission internationale du peuplier, Dehradun, Inde, 30 octobre-2 novembre 2012, Document de travail IPC/12. Division de l'évaluation, de la gestion et de la conservation des forêts, FAO, Rome, 56 p.
- 121. FAO. 2015.** Global Forest Resources Assessment 2015. How are the world's forests changing? Second edition. Rome, 44 p.
- 122. Farhi K. 2011.** Connaissance et gestion des populations captives faisan commun (*Phasianus colchicus*, linné 1758) Contribution a la sélection d'une lignée de repeuplement. Thèse de Doctorat. Université de Biskra, Algérie. 200p.
- 123. Favret C. 2016.** Aphid Species File Version 5.0/5.0. Available from <http://aphid.speciesfile.org>
- 124. Fialová S., Tekel'ová D., Mrlianová M. et Grančai D. 2008.** The Determination of Phenolics Compounds and Antioxidant Activity of Mints and Balms Cultivated in Slovakia, *Acta Facult. Pharm. Univ. Comeniana*, 55 :96-102.
- 125. Fiegein H. 2007.** Cresols and xylenols in Ullmann's encyclopedia of industrial chemistry. Wiley-VCH, Weinheim, Germany.
- 126. Finney D.J. 1952.** Probit Analysis. Cambridge, England, Ed.Cambridge University Press.
- 127. Firn R.D. et Jones C.G. 1995.** Plants may talk, but can they hear? *Trends Ecol. Evol.* 10, 371.
- 128. Footitt R.G, Lowery D.T., Maw H.E.L. et Smirle M.J. 2009.** Identification, distribution, and molecular characterization of the apple aphids *Aphis pomi* and *Aphis spiraecola* (Hemiptera: Aphididae: Aphidinae). *The Canadian Entomologist*, 141 (5): 478-495
- 129. Foussadier R. 2003.** Les systèmes racinaires des arbres de la ripisylve : effets des contraintes physiques et exemples. In : Les forêts riveraines des cours d'eau, écologie,

- fonctions et gestion, Piégay H., Pautou G., Ruffinoni C., eds, Paris: Institut pour le Développement Forestier, 124-133.
- 130. Fraenkel G.S. 1959.** The raison d'être of secondary plant substances. *Science*, 129: 1234-1237
- 131. Garavillon-Tournayre M. 2017.** Etude de la variabilité génétique des réponses écophysiological et moléculaire associées au transport d'eau dans la feuille de peuplier noir en carence hydrique. These de doctorat. Université Clermont Auvergne
- 132. Garcia-Risco M.R., Mouhid L., Salas-Perez L., Lopez-Padilla A., Santoyo S., Jaime L.,**
- 133. Garcia-Salas P., Morales-Soto A., Segura Carretero A. et Fernández-Gutiérrez A. 2010.** Phenolic-Compound-Extraction Systems for Fruit and Vegetable Samples. *Molecules*, 15(12):8813-8826.
- 134. Gaudio N., 2010.** Interactions pour la lumière au sein d'un écosystème forestier entre les arbres adultes, les jeunes arbres et la végétation du sous-bois. Thèse. Cemagref de Nogent-sur-Vernisson, Université d'Orléans, 194 p.
- 135. Gaussen H., Leroy J-F. et Ozenda P. 1982 :** Précis de Botanique Tome 2 Végétaux Supérieurs. Ed. Masson, Paris, 579 p.
- 136. Gelebart B. 2016.** Optimisation de l'extraction, en réacteur "batch", de biomasse énergétique à l'aide d'émulsions ultrasoniques de solvants verts. Faculté de génie Département de génie chimique et biotechnologique. Sherbrooke (Québec) Canada. Mémoire de maîtrise, 111 p.
- 137. Gerhardt I., Terezinha Lopes Putzke M. et Braga Lovatto P. 2012.** Atividade Inseticida De Extratos Botânicos De Três Espécies Silvestres Do Rio Grande Do Sul, Brasil, Sobre *Myzus Persicae* (Hemiptera: Aphididae) E *Ascia Monuste Orseis* (Lepidoptera: Pieridae). *Capa*, 24 (2).
- 138. GIEC. 2007.** Bilan 2007 des changements climatiques. Contribution des Groupes de travail I, II et III au quatrième Rapport d'évaluation du Groupe d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat [Équipe de rédaction principale, Pachauri, R.K. et Reisinger, A. (publié sous la direction de~)]. GIEC, Genève, Suisse, 103 pages.
- 139. Gil Chavez G.J., Villa J.A., Ayala-Zavala J.F, Heredia J.B., Sepulveda D., Yahia E.M. et Gonzalez-Aguilar G.A. 2013.** Technologies for Extraction and Production of Bioactive Compounds to be used as Nutraceuticals and Food Ingredients: An Overview. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 12:5-19.

140. **Godin C. et Boivin G. 2002.** Guide d'identification des pucerons dans les cultures maraîchères au Québec. AAC-CRDH/PRISME, 31 p.
141. **Goggin F.L. 2007.** Plant–aphid interactions: molecular and ecological perspectives. *Current Opinion in Plant Biology*, 10:399-408.
142. **Gould, G.G., Gareth C. J., Rifleman P. Perez A.2007.** Variation in Eastern Cottonwood (*Populus deltoides* Bartr.) Phloem Sap Content Caused by Leaf Development May Affect Feeding Site Selection Behavior of the Aphid, *Chaitophorous populicola* Thomas (Homoptera: Aphididae). *Environmental Entomology*, 36(5) :1212-1225.
143. **Grigonis D., Venskutonis R., Sivik B., Sandahl M. 2005.** Comparison of different extraction techniques for isolation of antioxidants from sweet grass (*Hierochlo, odorata*). *Journal of Supercritical Fluids*, 33(3):223-233.
144. **Gruenwald J., Brendler T. et Jaenicke C. 2007.** Physician's Desk Reference (PDR) for herbal medicines – 4<sup>ème</sup> édition, Montval. Thompson, 1026 p.
145. **Guillemin S. 2006.** Extraction aqueuse d'huile de colza assistée par hydrolyse enzymatique : optimisation de la réaction, caractérisation de l'émulsion et étude des procédés de destabilisation. Thèse de l'Institut National Polytechnique de Lorraine, 188 p.
146. **Gurboyl M., Bayramoglu G., Mertoglu Elmas I., Korkut O., Ozden S. et Kocer B. 2017.** Dilute acid hydrolysis of i-214 poplar clone wood grown in turkey: experimental optimisation study. *Journal of Oxidation Communications* 40, No 2, 839–852.
147. **Guzman M.G., Halstead S.B., Artsob H., Buchy P., Farrar J., Gubler D.J., Hunsperger E., Kroeger A., Margolis H.S., Martinez E., Nathan M.B., Pelegriño J.L., Simmons C., Yoksan S. et Peeling R.W. 2010.** Dengue: a continuing global threat. *Nature Reviews Microbiology*, 8: 7-16.
148. **Hadacek F., Bachmann G., Engelmeier D. et Chobot V. 2011.** Hormesis and a Chemical Raison d'être for Secondary Plant Metabolites. *Dose-Response*, 9(1):79-116
149. **Haji Younis G. 2013.** The Effect of some extracts on the stone fruit aphid "Hyalopterus Pruni" in Duhok Region. *Int. J. Pure Appl. Sci. Technol*, 18(2), 39–44.
150. **Halarewicz A. et Szumny A. 2010.** Analysis of Essential Oils in Leaf Extracts From Bracken Fern, *Pteridium Aquilinum* (L.) Kuhn. Sub. *Aquilinum*. *EJPAU*, 13(4):20.
151. **Hales, F D., A. C C Wilson, M. A Sloane, J.-C. Simon, J.-F. le Gallic, et P. Sunnucks. 2002.** « Lack of detectable genetic recombination on the X chromosome during the parthenogenetic production of female and male aphids ». *Genetical research*, 79 (3): 203-209.

- 
- 152. Hance T., Baaren J.V., Vernon P. et Boivin G., 2007.** Impact of extreme temperatures on parasitoids in a climate change perspective. *Ann. Rev. Ent.*52: 107-126.
- 153. Handa S.S., Singh Khanuja S.P., Longo G. et Rakesh D.D. 2008.** Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants. ICS-UNIDO-United Nations Industrial Development Organization and the International Centre for Science and High Technology, Trieste, Italy, 259 p.
- 154. Harborne J.B. et Herbert B. 1995.** Phytochemical Dictionary: A Handbook of Bioactive Compounds from Plants. Bristol: Taylor & Francis, 992 p.
- 155. Harfouche A., Nadjahi A., Ellatifi H. et Daly-Hassen M. 2005.** Revue Forestière Française. ENGREF Nancy, France, 57 (1) : 15-32.
- 156. Harfouche A., Nadjahi A., Ellatifi M. et Daly-Hassen H. 2005.** Les ressources génétiques forestières nord-africaines et leur conservation, *Rev. Forest.* LVII. 10:16-20.
- 157. Hayon J.C. 2007.** Les plantes qui nous parlent. Traditions et thérapeutique Editions Ouest France, pp 22-23.
- 158. Hegnauer Von R. 1966.** Chemotaxonomie der pflanzen., Übersicht über die Verbreitung und die systematische Bedeutung der pflanzenstoffe, Monocolytedonea. Birkhäuser Verlag Basel und Stuttgart, 98 p.
- 159. Henderson C.F., et Tilton E. W., 1955.** Tests with acaricides against the brow wheat mite, *J. Econ. Entomol.*, 48:157-161.
- 160. Hesse M. 2002.** Alkaloids: Natures Curse of Blessing?. Ed: WILEY-VCH; p: 1-12.
- 161. Hortobágyi B., Corenblit D., Steiger J. et Peiry J.C. 2018.** Niche construction within riparian corridors. Part I: Exploring biogeomorphic feedback windows of three pioneer riparian species (Allier River, France), *Geomorphology*, Volume (305): 94-111, doi.org/10.1016/j.geomorph.2017.08.048.
- 162. Huang S-q., ZHANG Z-x., LI Y-z., LI Y-x. et XU H-h. 2010.** Anti-Insect Activity of the Methanol Extracts of Fern and Gymnosperm. *Agricultural Sciences in China*, 9 (2): 249-256.
- 163. Huberty et Denno. 2004.** Plant Water Stress and Its Consequences for Herbivorous Insects: A New Synthesis, *Ecology* (85): 1383-1398.
- 164. Hughes L. 2000.** Biological consequences of global warming: is the signal already apparent? *Trends in Ecology & Evolution* 15, 56-61.
- 165. Huguenin V. 2010.** Influence des pratiques agricoles, de la structure du verger et de son environnement immédiat, sur la mouche du fruit. s.l. : Université de Lille, 66 p. Mémoire

- de master 2 : Gestion de la biodiversité et des écosystèmes continentaux et côtiers :  
Université de Lille
- 166. IFS (Innovation Fluides Supercritiques). 2019.** L'extraction par CO<sub>2</sub> : une technologie douce qui respecte le végétal in Pierre Franchomme Lab, Extraits CO<sub>2</sub> : des huiles essentielles plus riches, [www.eponim.com](http://www.eponim.com).
- 167. Innocenti M., Gallori S., Giaccherini C., Ieri F., Vincieri F.F. et Mulinacci N. 2005.** Evaluation of the phenolic content in the aerial parts of different varieties of *Cichorium intybus* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 6497–6502.
- 168. INRA. 2018.** Le puceron ? tout un monde. Equipe Ecologie et Génétique des Insectes de l'UMR IGEPP du centre INRA de Rennes, Encyclop'Aphid : l'encyclopédie des pucerons
- 169. INRF. 2011.** Note synthétique sur les ressources génétiques forestières et les peuplements porte graines. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural/Institut National de Recherche Forestière, 20 p.
- 170. IPCC. 2007.** Climate Change. The physical science basis : working group I contribution to the fourth assessment report of the IPCC, Cambridge University Press, Cambridge, UK
- 171. Ishikawa A., Hongo S. et Miura T., 2008.** Morphological and Histological examination of polyphonic wing formation in the pea Aphids *Acyrtosiphon pisum* (Memiptera: Hexapoda). *Zoomorphology*, 2008, 127: 121-133.
- 172. Kamaraj C., Bagavan A., Rahuman AA.; Zahir AA.; Elango G. et Pandiyan G. 2009.** Larvicidal potential of medicinal plant extracts against *Anopheles subpictus* Grassi and *Culex tritaeniorhynchus* Giles (Diptera: Culicidae). *Parasitol. Res.* 104(5):1163–1171.
- 173. Karley A.J., Douglas A.E. et Parker W.E. 2002.** Amino acid composition and nutritional quality of potato leaf phloem sap for aphids. *J. Exp. Bot.* 205: 3009–3018.
- 174. Karr L.L., Drewes C.D. et Coats J.R. 1990.** Toxic effects of d-limonene in the earthworm *Eisenia fetida* (Savigny). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 36(2):175–186
- 175. Katembo K.J. 2010.** Contribution à l'étude phytosociologique du groupement à *Pteridium Aquilinum* (L.) Kuhn (1879) dans le milieu de Kasugho. Université de conservation de la Nature et de Développement de Kasugho - Licence en Biologie/Ecologie et Gestion des Ressources Végétales, 39 p.
- 176. Keddar N. et Belayachi K. 2018.** Etude de l'effet insecticide des extraits polyphénols et caroténoïdes de *Nerium oleander* sur *Aphis spiraecola*. Mémoire Master 2. Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem/ Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, 51 p.

177. **Kerris T., Djebili Y., Amoura S., Bouguerra S. et Rouibah M. 2008.** Essai d'utilisation du laurier-rose *Nerium oleander* L. en lutte biologique contre le *Lymantia dispar*. 2<sup>ème</sup> Conférence Internationale sur la Biodiversité des Invertébrés en Milieu Agricole et Forestier, INA. Alger, 6 pp.
178. **Kieffer P., Schroder P., Dommes J., Hoffmann L., Renaut J. et Hausman J.F. 2009.** Proteomics and enzymatic response of poplar to cadmium stress. *Journal of Proteomics*, 72 : 379-396.
179. **Kim E.H., Kim H.K., Choi D.H. et Ahn Y.J. 2003.** Acaricidal activity of clove bud oil compounds against *Tyrophagus putrescentiae* (Acari: Acaridae). *Appl Entomol Zool.* 38 (2):261–266.
180. **Kim N., Kim K., Choi B.Y., Lee D., Shin Y.S., Bang K.H., Cha S.W., Lee J.W., Choi H.K., Jang D.S. et Lee D. 2011.** Metabolomic approach for age discrimination of *Panax ginseng* using UPLC-Q-ToF MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59: 10435
181. **Kindozandji O.K., Douro Kpindou K., Amevoin A.N., Nondichao A.I., Glitho A. et Tamó M. 2020.** Evaluation au laboratoire de l'efficacité de la combinaison de l'huile de neem et du Champignon entomopathogène *Beauveria bassiana* vis-à-vis de *Maruca vitrata* (Fabricius)
182. **Klimov V. et Proshkin B.V. 2018.** Opulation and phenetic structure of laurel poplar *Populus laurifolia* Ledeb. in the Tom river basin. СИБИРСКИЙ ЛЕСНОЙ ЖУРНАЛ. No 5. С. 62–75.
183. **Knapp M., Eric E. et Rapisarda C. 2020.** Insect and Mite Pests, *Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops*, 10.1007/978-3-030-22304-5, (101-146).
184. **Krief S. 2004.** La pharmacopée des chimpanzés. *Pour la science*, 325.
185. **Kumar S., Nei M., Dudley J. et Tamura K. 2008.** MEGA: A biologist-centric software for evolutionary analysis of DNA and protein sequences, *Briefings in Bioinformatics*, 9(4): 299–306, <https://doi.org/10.1093/bib/bbn017>
186. **Labdaoui M.Z.E. 2019.** Aménagement de la protection phytosanitaire contre les pucerons des agrumes dans le nord ouest algérien en faveur d'une lutte biologique durable. Thèse Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle. Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, 106 p.
187. **Labiod M., Haddad A., Bouhraoua R.T. et Anouar K.M. 2007.** Devenir du peuplier blanc dans le Nord-Ouest algérien Diagnostic sanitaire de quelques peuplements sur la région de Tlemcen. *Forêt méditerranéenne*, 28(3) : 255-261.



- 188. Lagunez Rivera L. 2006.** Etude de l'extraction de métabolites secondaires de différentes matières végétales en réacteur chauffe par induction thermomagnétique directe. Thèse de doctorat. Institut national polytechnique de Toulouse spécialité : Sciences des Agroressources/Laboratoire de Chimie Agro - Industrielle - UMR 1010 INRA/INPT, 321 p
- 189. Lapierre C., Pollet B., Petit-Conil M., Toval G., Romero J., Pilate G., Leplé J-C., Boerjan W., Ferret V., De Nadai V. et Jouanin L. 1999.** Structural alterations of lignins in transgenic poplars with depressed cinnamyl alcohol dehydrogenase or caffeic acid O-methyltransferase activity have opposite impact on the efficiency of industrial kraft pulping. *Plant Physiology*, 119: 153–163.
- 190. Latif S. et Anwar F. 2009.** Effect of Aqueous Enzymatic Processes on Sunflower Oil Quality. *J Am Oil Chem Soc*, 86:393–400.
- 191. Le Trionnaire G., Hardiet J., Jaubert-Possamai S., Simon J-C. et Tagu D. 2008.** Shifting from clonal to sexual reproduction in aphids: physiological and developmental aspects. *Biol.Cell.*, 100: 441-45
- 192. Lebbal S. et Laamari M. 2016.** Population dynamics of aphids (Aphididae) on orange (*Citrus sinensis* 'Thomson Navel') and mandarin (*Citrus reticulata* 'Blanco'). *Acta Agriculturae Slovenica*, 107 (1): 137-145.
- 193. Leblanc A. et Brodeur J. 2018.** Estimating parasitoid impact on aphid populations in the field. *Biological Control*. V(119): 33-42. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.01.002>.
- 194. Lee, S., Peterson C. J. et Coats, J.R. 2003.** Fumigation toxicity of monoterpenoids to several stored product insects. *J. Stored., Prod. Res.* 39:77–85.
- 195. Legendre C.R., Demeure M.J., Whitsett T.G., Gooden G.C., Bussey K.J. et Jung, S. 2016.** Pathway implications of aberrant global methylation in adrenocortical cancer. *PLoS One* 11:0150629. doi: 10.1371/journal.pone.0150629.
- 196. Legrand G. 2015.** Contribution à la caractérisation du métabolisme des acides chlorogéniques chez la chicorée : approches biochimique et moléculaire. Thèse de doctorat en Ingénierie des fonctions biologiques. Université de Lille 1, Sciences et Technologies. École doctorale Sciences de la matière, du rayonnement et de l'environnement (Villeneuve d'Ascq, Nord)/Institut régional de recherche Charles Viollette, 322 p.
- 197. Lelong F. 2008.** Les belles et les bêtes : Précis illustré de toxicologie botanique à usage vétérinaire, Thèse de Doctorat Vétérinaire, Faculté de Médecine, Nantes, 327 p.

198. **Letreuch-Belarouci N. 1991.** Les reboisements en Algérie et leurs perspectives d'avenir. Ed. O.P.U., Alger Vol.1, 618 p
199. **Levieux J. 1987.** La défense des forêts contre les insectes. Approches actuelles et perspectives. *Annals of Forests Science*, 44 (3): 277 – 302.
200. **Lewonczuk W. 2004.** Intoxication des animaux par le laurier-rose (*Nerium oleander* L.) Etude de cas cliniques. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Université Paul Sabatier (Toulouse), 74 p.
201. **Lien E.J., Ren S., Bui H.H. et Wang R. 2015.** Quantitative structure-activity relationship analysis of phenolic antioxidants. *Free Radic Biol Me*, 26(3-4):285-294.
202. **Lindon J.C. et Nicholson J.K. 2008.** Spectroscopic and statistical techniques for information recovery in metabonomics and metabolomics. *Annual Review of Analytical Chemistry*, 1:45-69.
203. **Liu A-H., Li L., Xu M., Lin Y.-H., Guo H.-Z. et Guo D.-A. 2006.** Simultaneous quantification of six major phenolic acids in the roots of *Salvia miltiorrhiza* and four related traditional Chinese medicinal preparations by HPLC-DAD method, *J. of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41: 48 – 56.
204. **Lobato-Vila I., Cibrián-Tovar D., Barrera-Ruíz U.M., Equihua-Martínez A., Estrada-Venegas E.G., Buffington M.L. et Pujade-Villar J. 2019.** "Review of the Synergus Hartig Species (Hymenoptera: Cynipidae: Synergini) Associated with Tuberosus and Other Tumor-Like Galls on Oaks from the New World with the Description of Three New Species from Mexico," *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 121(2), 193-255.
205. **Lopez V., Martin S., Gomez-Serranillos M. P., Carretero M. E., Jager K. et Calvo M.I. 2009.** Neuroprotective and neurological properties of *Melissa officinalis*. *Neurochemical Research*, 34 : 1955-1961.
206. **Louhi-Haou S. 2014.** Ecologie des ptérodophytes en numidie (nord-est de l'Algérie). Thèse de doctorat, université Annaba (Algérie), 189 p.
207. **Lucas E. et Fournier M. 2018.** Utilisation de cystes d'Artemiasp.en tomates de serre pour l'optimisation de la lutte biologique contre les aleurodes par *Dicyphus hesperus*, *Innov action*. 15(3) 1-24.
208. **Mader M., Le Paslier M.C., Bounon R., Bérard A., Rampant P.F., Fladung M., Leplé J.C., et Kersten B. 2016.** Whole-genome draft assembly of *Populus tremula* x *P. alba* clone INRA 717-1B4. *Silvae Genetica* V(65): Issue 2. DOI: <https://doi.org/10.1515/sg-2016-0019> .

209. **Magro M., Hill C., Gomez M.C. et Hemptinne J.M. 2017.** Is assessment of oviposition sites using conspecific larval cues a general mechanism in aphidophagous ladybirds (Coccinellidae)? *Journal of applied entomology*. Volume 141, Issue 3. Pages 235-240. <https://doi.org/10.1111/jen.12342>
210. **Mahmoudi R., Amini K., Hosseinirad H., Valizadeh S., Kabudari A. et Aali E. 2017.** Phytochemistry and insecticidal effect of different parts of *Melissa officinalis* on *Tetranychus urticae*. *Research journal of pharmacognosy*. V 4(4): 49-56.
211. **Maier A.G., Cooke B.M., Cowman A.F. et Tilley L. 2009.** Malaria parasite proteins that remodel the host erythrocyte. *Nat. Rev. Microbiol.* 7, 341–354
212. **Maire M. 1961.** Flore de l'Afrique du nord. Ed. Paul Lachevallier, Paris T. VII, 362p.
213. **Mala C., Kekeunou S., Djoukou N., Denis Z., Bassala J.P.O et Nukenine E. 2019.** Biopesticide Potentialities of Eagle Fern (*Pteridium aquilinum*) and Ricin (*Ricinus communis*) in the Protection of Vegetables Crops. *Journal of Experimental Agriculture International*. 35 (6): 1-14. DOI <https://doi.org/10.9734/jeai/2019/v35i630222>
214. **Malleotus D. 2016.** Le peuplier blanc (*Populus alba*), [https://viagallica.com/v/peuplier\\_blan.htm](https://viagallica.com/v/peuplier_blan.htm).
215. **Mangambu M., 2013.** Taxonomie, biogéographie et écologie des Ptéridophytes de l'écosystème forestier des montagnes du Parc National de Kahuzi-Biega à l'Est de la R.D. Congo. Thèse de doctorat, Université d'Anvers/Belgique, 463 p.
216. **Mangambu Mokoso J.d.D., van Diggelen R., Mwanga Mwanga J.C., Ntahobavuka H., Malaisse F. et Robbrecht E. 2012.** Etude ethnoptéridologique évaluation des risques d'extinction et stratégies de conservation aux alentours du Parc National de Kahuzi Biega (RD Congo). *Geo-Eco-Trop*, 36 : 137-158.
217. **Mangeot-Peter L. 2020.** Étude des facteurs biotiques et abiotiques influant sur la structuration et la composition du microbiote racinaire du Peuplier. Sciences du Vivant [q-bio]. These de Doctorat. Université de Lorraine. France. 247p.
218. **Markó V. et Keresztes B. 2014.** Flowers for better pest control? Ground cover plants enhance apple orchard spiders (Araneae), but not necessarily their impact on pests. *Biocontrol Sci Technol.*, 24:574–596.
219. **Marquis R.J. et Lill R. J 2010.** Impact of plant architecture versus leaf quality on attack by leafyiting carterpillars on five oak species. *Oecologia* (163): 203-213.
220. **Marrs R.H. et Watt A.S. 2006.** Biological Flora of the British Isles: *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn. *Journal of Ecology*, 94(6): 1272 – 1321.

221. **Martin A.I. 2016.** Conception d'un dispositif microfluidique résistant à la pression pour la caractérisation de l'hydrodynamique de mélanges en conditions proches du domaine supercritique : étude du binaire partiellement miscible CO<sup>2</sup>-ethanol. Thèse de doctorat de l'université de Toulouse/Institut National Polytechnique de Toulouse (INP), Discipline ou spécialité : Génie des Procédés et de l'Environnement, 243 p.
222. **MATEV L. 2013.** Étude sur la vulnérabilité et l'adaptation de la wilaya d'Alger au changement climatique et aux risques naturels, Rapport final de la Phase 1, CMI/EGIS/IAU/BRGM, 514 p.
223. **Mazid M., Khan T.A. et Mohammad F. 2011.** Role of secondary metabolites in defense mechanisms of plants. *Agri. Reviews*, 32(3) : 172 – 182.
224. **Meddour R. 2010.** Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie. Exemple des groupements forestiers et préforestiers de la Kabylie djurdjuréenne. Thèse de Doctorat d'Etat, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou/Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, 397 p.
225. **Meddour R. 2012.** Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie : Exemple des groupements forestiers et préforestiers de la kabylie djurdjurenne. Presses académiques francophones, Tome 1, 360 p.
226. **Mekki M. 2011.** Distinction between weed control and invasive alien plant management approaches: case study of *Solanum elaeagnifolium* management in North african countries. Proceedings of the International symposium on system intensification towards food and environmental security, organized by the Crop and Weed Science Society and Bidhan Chandra Krishi Viswavidyalaya, 16-18.
227. **Menad W. 2012.** - Risques de crue et de ruissellement superficiel en métropole méditerranéenne : cas de la partie ouest du Grand Alger. Thèse de l'Université Paris-Diderot, 325 p.
228. **Mercier B., Prost J. et Prost M. 2009.** The essential oil of turpentine and its major volatile fraction ( $\alpha$ - and  $\beta$ -pinenes): A review. *International Journal of Occupational Medicine and Environmental Health*, 22(4):331-42.
229. **Mesa-Arango A.C., Montiel –Ramos J., Zapata B., Duran C., Betancur -Galvis L. et Stashenko E. 2009.** Citral and carvone chemotypes from the essential oils of Colombian *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown: composition, cytotoxicity and antifungal activity. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104: 878-884.
230. **Monclus R., Villar M., Barbaroux C., Bastien C., Fichot R., Delmotte F.M., Delay D., Petit J.M., Brechet C., Dreyer E. et Brignolas F. 2009.** Productivity, water-use

- efficiency and tolerance to moderate water deficit correlate in 33 poplar genotypes from a *Populus deltoides* x *Populus trichocarpa* F-1 progeny. *Tree Physiology* 29 (11):1329-1339. doi:10.1093/treephys/tpp075.
- 231. Moran N.A. 1992.** The evolution of aphid life cycles. *Annual Review of Entomology*, 37:321-348.
- 232. Muanda F.N. 2010.** Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de Doctorat, Université Paul Verlaine-Metz, 237 p.
- 233. Mundina M., Vila R., Tomi F. et Thomas X. 2001.** Composition and chemical polymorphism of the essential oil from *Piper lanceofolium*. *Biochemical Systematics and Ecology*, 29(7):739-748.
- 234. Nadio N. A., Koba K., Poutouli W., Akantetou P., Laba B., Bokobana M. E., Raynaud C. et Sanda K. 2013.** Activités insecticides de l'huile essentielle de *Cymbopogon schoenanthus* (L.) Spreng. sur les larves de stade II de *Dysdercus voelkeri* Schmidt (Heteroptera: Pyrrhocoridae). *J. Soc. Ouest-Afr. Chim.*, 35 : 8 – 14.
- 235. Nakamura M., Verboon J.M. et Parkhurst S.M. 2017.** Prepatterning by RhoGEFs governs Rho GTPase spatiotemporal dynamics during wound repair. *J. Cell Biol.*, 216(12): 3959--3969.
- 236. Ngamo L.S.T. et Hance T. 2007.** Diversité des ravageurs des denrées et méthodes alternatives de lutte en milieu tropical. *Journal Tropicultura*, 25(4): 215-220.
- 237. Nieto-Nafría J. M. et Mier-Durante M. P. 1998.** Hemiptera, Aphididae I. In: Fauna Iberica, Volume 11. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC. Madrid, Spain. 424 p.
- 238. Niranjana K. et Hanmoungjai P. 2004.** Enzyme-Aided Aqueous Extraction In book: Nutritionally Enhanced Edible Oil Processing. ; ACS publishing, 14:254-266.
- 239. Nivi Deena A. 2017.** Molecular and Histological Study of *Sphaerulina musiva*-*Populus* spp. Interaction. These de doctorat. North Dakota State University.196p
- 240. Nouaceur Z., Laignel B., Turki I. 2013.** Changements climatiques au Maghreb : vers des conditions plus humides et plus chaudes sur le littoral algérien ? *Physio-Géo*, 7: 307-323.
- 241. Nufio C.R. et Papaj D.R. 2001.** Host marking behavior in phytophagous insects and parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 99(3): 273–293.
- 242. Nwiloh B.I., Monago C.C. et Uwakwe A.A. 2014.** Chemical composition of essential oil from the fiddleheads of *Pteridium aquilinum* L. Kuhn found in Ogoni. *Journal of Medicinal Plants Research*, 8:77-80.

243. **Nwiloh B.I., Monago C.C. et Uwakwe A.A. 2014.** Chemical composition of essential oil from the fiddleheads of *Pteridium aquilinum* L. Kuhn found in Ogoni. *Journal of Medicinal Plants Research*, 8:77-80.
244. **Nwiloh, B.I., Monago, C.C. et Uwakwe. A.A. 2014.** Chemical composition of essential oil from the fiddleheads of *Pteridium aquilinum* L. Kuhn found in Ogoni. *Journal of Medicinal Plants Research*, 8 :77-80.
245. **Obeng-Ofori D., CH. Reichmuth., J. Bekele. et A. Hassanali. 1997.** Biological activity of 1,8 cineole, a major component of essential oil of *Ocimum kenyense* (Ayobangira) against stored product beetles. *Journal of Applied Entomology*, 121(1-5) : 237-243 oils. *Crop Prot.*, 13(8):624–628.
246. **Ojimelukwe P.C. et Adler C. 1999.** Potential of zimaldehyde, 4-allylanisol, linalool, terpineol and other phytochemicals for the control of confused beetle (*Tribolium confusum* J.D.V.) (Col: Tenebrionidae). *J. Pest. Sc.* 72: 81-86.
247. **Oliver S.A.B., Vittorio O.C., Cirilloe G. et Cyrille B. 2016.** Enhancing the therapeutic effects of polyphenols with macromolecules. formal of the royal society of chemistry. *Origanum majorana*) plant extracts. *Plant Foods Hum Nutr.*, 72(1):96–97.
248. **Owabali M.S., Oladimeji M.O., Lajide S., Singh G., Marimuthu P. et Isidorov V.A. 2009.** Bioefficacité de trois huiles essentielles contre *sitophilus zeamais* (Motschulsky) et *callosobruchus maculatus* (Fabricius). *Elec .J. Env. Agricult. Food Chem.*, 14 : 828-835.
249. **Parent C., Capelli N. et DaT j. 2008.** Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes Reactive oxygen species, stress and cell death in plants. *Comptes Rendus Biologies*, V 331(4): 255-261p.Paris: Tec et Doc, p. 337.
250. **Paulo R., Souza C.S., Nunes N.R., Freitas J.R.B., Eduardo J.P., André R.F., Eloi A., da Silva F.W., Schreiner E.C. et Muniz H. 2020.** Sub- and supercritical D-limonene technology as a green process to recover glass fibres from glass fibre-reinforced polyester composites, *Journal of Cleaner Production*, 10.1016/j.jclepro.2020.119984, (119984).
251. **Pavela R. 2004.** Insecticidal activity of certain medicinal plants. *Fitoterapia*, 75: 745-749.
252. **Peccoud J., Simon J.C., von dohlen C., Cœur d'acier A., Plantegenest M., Vanlerberghe-Massuti F. et Jousselin E. 2010.** Evolutionary history of aphid- plant

- associations and their role in aphid diversification. *Comptes Rendus Biologiques*, 333: 474-487.
- 253. Penchev P., Angelov G., Condoret J.S. et Camy S. 2010.** Extraction of botanicals with supercritical carbon dioxide: kinetics of lemon balm extraction at different operational conditions. *J Intern Sci Publ Mater Met Hods Technol.*, 4(2):80–90.
- 254. Penchev P.I. 2010.** Étude des procédés d'extraction et de purification de produits bioactifs à partir de plantes par couplage de techniques séparatives à basses et hautes pressions. Thèse de doctorat : Génie des Procédés et de l'Environnement. Université de Toulouse, 239 p.
- 255. Perez-Vazquez F.J., Flores-Ramirez R., Ochoa-Martinez A.C. Orta-Garcia S. T., Hernandez-Castro B., Carrizalez-Yañez L. et Pérez-Maldonado I.N. 2015.** Concentrations of persistent organic pollutants (POPs) and heavy metals in soil from San Luis Potosi, México. *Environmental monitoring and assessment*, 187:4119.
- 256. Pétrier C., Gondrexon N. et Boldo P. 2008.** Ultrasons et sonochimie. Dans *Techniques de l'ingénieur - Chimie verte : optimisation des modes de séparation, d'activation et de synthèse*, af6310v1 : 1-14.
- 257. Pettersson J., Tjallingii W.F. et Hardie J. 2007.** Host -plant selection: Aphids as Crop Pests, Ed. CAB International (UK): 87-113.
- 258. Piffaretti J. 2012.** Différenciation génétique et écologique des populations du puceron *Brachycaudus helichrysi* (Hemiptera : Aphididae) : mise en évidence de deux espèces sœurs aux cycles de vie contrastés. Thèse de doctorat. Ecole Doctorale: Systèmes Intégrés en Biologie, Agronomie, Géosciences, Hydro-sciences, Environnement, 255 p.
- 259. Pintera A. 1987.** Taxonomic revision of the species of genus Chaitophorus KOCH in Palaearctis (Homoptera: Aphidoidea). *Deutsche Entomologische Zeitschrift*. V(34), Issue4-5 1987 Pages 219-340.
- 260. Pointeau S. 2011.** Interactions peuplier - puceron lanigère (*Phloeomyzus passerinii* (Sign.)) et processus à l'origine de l'émergence et de l'expansion des pullulations. Thèse de doctorat en Biologie forestière. Ecole doctorale Sciences et technologies (Orléans)/Laboratoire de biologie des ligneux et des grandes cultures. Université d'Orléans, 264 p.
- 261. Poirié M. et Coustau C. 2011.** The evolutionary ecology of aphids' immunity. *Invertebrate Survival Journal*, 8: 247–255.

262. **Powell G., Tosh C.R. et Hardie J. 2006.** Host plant selection by aphids: Behavioral, evolutionary, and applied perspectives. *Annual Review of Entomology. Annual Review of Entomology*, 51(1):309-330.
263. **Prelli R. 2001.** Les fougères et plantes alliées de France et d'Europe occidentale. Paris, *Belin*. 432 p.
264. **Quezel P. et Santa S. 1962.** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed. CNRS, Paris, 2 tomes, 1170 p.
265. **Quisenberry S.S. et Ni X. 2007.** Aphids as Crop Pests. CAB International, Publishing, London, 717 p.
266. **Rahuman A.A., Bagavan A., Kamaraj C., Saravanan E., Zahir A.A. et Elango G. 2009.** Efficacy of larvicidal botanical extracts against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Parasitol Res*, 104:1365–1372.
267. **Ramirez de Molina A., Reglero G. et Fornari T. 2017.** Biological activities of Asteraceae (*Achillea millefolium* and *Calendula officinalis*) and lamiaceae (*Melissa officinalis* and (Lepidoptera: Crambidae). *REV. RAMRES - VOL.08 NUM.01*. 48-55.
268. **Randrianarivelo R. 2010.** Etude de l'activité antimicrobienne d'une plante endémique de Madagascar *Cinnamosma fragrans*, alternative aux antibiotiques en crevetticulture. Thèse de doctorat : Science de la vie. Biochimie (Biotechnologie - Microbiologie) /Université d'Antananarivo, 179 p.
269. **Rathi M.H. et Al- Zubaidi F.S. 2011.** Effect of crude phenolic extracts of *Nerium oleander* L. leaves on the biological performance of *Bemisia tabaci* (Genn.)(Homoptera: Aleyrodida). *Dyala Journal of Pure Science*, 7 (3):214-226.
270. **Rathmacher G., Niggeman M., Kohnen M., Zigenhagen B. et Bialozyt R. 2010.** Short distance gene flow in *Populus nigra* L. accounts for small-scale spatial genetic structures: implications for in situ conservation measures. *Conser Genet* 11: 1327-1338.
271. **Raveen R., Kamakshi K.T., Deepa M., Arivoli M. et Tennyson S. 2014.** Larvicidal activity of *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) flower extracts against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Int J Mosq Res.*, 1: 38–42.
272. **Regnault-Roger C, Philogène BJR, Vincent C. 2002.** Biopesticides d'origine végétale Ed.
273. **Regnault-Roger C. et Hamraoui A. 1994.** Reproductive inhibition of *Acantolides obtectus*
274. **Regnault-Roger C., Philogène B. J.R. et Vincent C. 2008.** Biopesticides d'origine végétale. 2ème Ed. Ed. Tec et doc, Lavoisier, Paris, ISBN : 978-2-7430-1081-2, 548p



275. **Regnault-Roger C., Vincent C. et Arnason J.T. 2012.** Essential oils in insect control: low-risk products in a high-stakes world. *Annual Review of Entomology*, 57(1):405-424.
276. **Regnault-Roger C., Vincent C. et Arnason J.T. 2012.** Essential oils in insect control: low-risk products in a high-stakes world. *Annu. Rev. Entomol.* 57(1):405–442.
277. **Rennenberg H. et Peuke A.D. 2005.** Improved phytoremediation of contaminated soils by changes in sulfur metabolism. In: Saito K, De Kok LJ, Stulen I, Hawkesford MJ et al (eds) Sulfur Transport and Assimilation in Plants in the Post Genomic Era. *Backhuys Publishers*, Leiden : 201–208.
278. **Reverchon E. et De Marco I. 2006.** Supercritical fluid extraction and fractionation of natural matter. *J. of Supercritical Fluids*, 38: 146 – 166.
279. **Rezic I., Krstic D. et Bokic L.j. 2008.** Ultrasonic extraction of resins from an historic textile, *Ultrasonics Sonochemistry*, 15: 21–24.
280. **Richter H.G. et Dallwitz M.J. 2000.** Onwards. Commercial timbers: descriptions, illustrations, identification, and information retrieval.
281. **Robert A. et Tebonou M. 2020.** Le peuplier, un arbre qui cache la forêt ?. Forêt et paysage. 14-64. <https://doi.org/10.4000/paysage.9121>.
282. **Robert C. et Prelli R. 2004.** « Fougères et plantes alliées de Groix in Histoire naturelle de l'île de Groix, Penn Ar Bed n°190-191, Bretagne Vivante – SEPNB »: 64-69.
283. **Rodrigues S., Breheret J.G., Macaire J.J., Greulich S. et Villar M., 2007.** In-channel woody vegetation controls on sedimentary processes and the sedimentary record within alluvial environments: a modern example of an anabranch of the River Loire, France. *Sedimentology*, 54 : 223-242.
284. **Rohdich F., Bacher A. et Eisenreich W. 2005.** Isoprenoid biosynthetic pathways as anti-infective drug targets. *Biochem Soc Trans* (2005) 33 (4): 785–791. <https://doi.org/10.1042/BST0330785>.
285. **Roiron P., Ali A. A., Guendon J.-L., Carcaillet C. et Terral J.-F. 2004.** Preuve de l'indigénat de *Populus alba* L. dans le Bassin méditerranéen occidental. *Comptes Rendus Biologies*, 327(2):125-132.
286. **Ronat N. 2001.** La mélisse (*Melissa officinalis* L.). Thèse de Doctorat en pharmacie Université Joseph Fourier/ Faculté de pharmacie de Grenoble, 99 p.
287. **Roni M., Murugan K., Panneerselvam C., Subramaniam J. et Hwang J.-S. 2013.** Evaluation of leaf aqueous extract and synthesized silver nanoparticles using *Nerium oleander* against *Anopheles stephensi* (Diptera: Culicidae). *Parasitol Res.*, 112(3):981-990.

- 288. Rosemond C. 2010.** Plants database *Nerium oleander*, Oleander plant. United States, Department of Agriculture. [https://www.discoverlife.org/mp/20p?see=I\\_RCR1263&res=640&mobile=1](https://www.discoverlife.org/mp/20p?see=I_RCR1263&res=640&mobile=1)
- 289. Rozzi N.L., Phippen W., Simon J.E. et Singh R.K. 2002.** Supercritical Fluid Extraction of Essential Oil Components from Lemon-Scented Botanicals. *Lebensmittel Wissenschaft und Technologie*, 35:319–324.
- 290. Rozzi N.L., Phippen W., Simon J.E. et Singh R.K. 2002.** Supercritical fluid extraction of essential oil components from lemon-scented botanicals. *Lebensmittel Wissenschaft*
- 291. Ruffinoni C., Trémolières M. & Sanchez –Perez J-M. 2003.** Végétation alluviale et flux de nutriments:des liens interactifs. In : Les forêts riveraines des cours d'eau. Écologie, fonctions et gestion. Ed. Paris: IDF Institut pour le Développement Forestier: 134-154.
- 292. Sahraoui L. 2018.** Les coccinelles algériennes (Coleoptera, Coccinellidae) : analyse faunistique et structure des communautés. Thèse de doctorat. Ecologie, Biodiversité et Evolution, l'Université Toulouse III -Paul Sabatier.185p.
- 293. Sanda K., Koba K., Poutouli W., Idrissou N. & Agossou A.B. 2006.** Pesticidal properties of *Cymbopogon schoenatus* against the Diamondback moth *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Hyponomeutidae). *J Discov Innov.*, 19:220–225.
- 294. Sapir-Mir A.M., Belausov E., Tal-Meshulam S. et Frydman A. 2008.** Peroxisomal localization of Arabidopsis isopentenyl diphosphate isomerases suggests that part of the plant isoprenoid mevalonic acid pathway is compartmentalized to peroxisomes. *Plant Physiol.* 148(3), 1219-1228.
- 295. Sauge M.H., Grechi I. et Poëssel. 2010.** Nitrogen fertilization effects on *Myzus persicae* aphid dynamics on peach: vegetative growth allocation or chemical defence? *Entomol. Exp. Appl.*136: 123-133.Ow L.F., Griffin K.L., Whitehead D., Walcroft A.S. et Turnbull M.H. 2008. Thermal acclimation of leaf respiration but not photosynthesis in *Populus deltoides* × *nigra*. *New Phytologist* 178: 123–134.
- 296. Say** (Coleoptera) bruchid of kidney beans (*P. vulgaris* L.) by some aromatic essential
- 297. Sayah T. 2003** - Bio-Écologie de l'entomofaune du chêne vert (*Quercus ilex*) dans les yeuseraies de Bordj Ghedir (Bordj Bou Arréridj). Thèse Magister. Université de Constantine, 101 p.
- 298. Sbay H. et Taroq M. 2003.** The culture of the poplar in Morocco. International Conference on the future of poplar culture. 13-15 november 2003, Rome Italy.
- 299. Segneanu A-E., Sziple F., Vlazan P., Sfarloaga P., Grozesku I. et Gherman D.V. 2013.** Biomass Extraction Methods In book: Biomass Now - Sustainable Growth and Use.

300. Selvaraj P., John de Britto A. et Sahayaraj K. 2005. Phytoecdysone of *Pteridium aquilinum* (L) Kuhn (Dennstaedtiaceae) and its pesticidal property on two major pests. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 38 (2). <https://doi.org/10.1080/0323540040007517>.
301. Setzera W.N. et Haber W.A. 2007. Leaf Essential Oil Composition of Five Species of *Beilschmiedia* from Monteverde, Costa Rica. *Natural Product Communications, pharmacology, and chemical ecology of natural products*, 2(1): 79-83.
302. Shakeel-u- R., Latief R., Khursheed A., Bhat M. Khuroo A., Shawl A.S. et Chandra S. 2017. Comparative analysis of the aroma chemicals of *Melissa officinalis* using hydrodistillation and HS-SPME techniques. *Arabian Journal of Chemistry*, 10(2):2485-2490, <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2013.09.015>.
303. Shalaby, A.S., El-Gengaihi S. et Khattab M. 1995. Oil of *Melissa officinalis* L. as affected by storage and herb drying. *Journal of Essential Oil Research*, 7:667–669.
304. Shi J., Yi C., Xue S.J., Jiang Y. et Mac Y.D.L. 2009. Effects of modifiers on the profile of lycopene extracted from tomato skins by supercritical CO<sup>2</sup>. *Journal of Food Engineering*, 93: 431–436.
305. Simon J.-C., Jaubert S., Risper C. et Tagu D. 2007. La vie sexuées et asexuée des pucerons. *Biofutur*, 279: 53-56.
306. Simon S., Bouvier J.-C., Debras J.-F. et Sauphanor B. 2010. Biodiversity and pest management in orchard systems. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 30:139-152
307. Singh B., Singh V.-N., Phukan S.-J., Sinha B.-K. et Borthakur S.-K. 2012. Contribution to the Pteridophytic flora of India: Nokrek Biosphere Reserve, Meghalaya. *Journal of Threatened Taxa*, 3 (12): 2277–2294.
308. Sinkovič L., Demšar L., Znidarcic D. et Vidrih R. 2014. Phenolic profiles in leaves of chicory cultivars (*Cichorium intybus* L.) as influenced by organic and mineral fertilizers. *Food Chemistry*, 166C: 507-513.
309. Sood P., Choudhary A. et Prabhakar C.S. 2019. Granuloviruses in Insect Pest Management. In: Khan M., Ahmad W. (eds) *Microbes for Sustainable Insect Pest Management. Sustainability in Plant and Crop Protection*. Springer, Cham. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-23045-6\\_10](https://doi.org/10.1007/978-3-030-23045-6_10).
310. Stanton B.J. 2009. The domestication and conservation of *Populus* genetic resources. *Poplars and willows in the world: meeting the needs of society and the environment*,

- FAO/IPC (Food and Agricultural Organization of the United Nations/ FAO Forestry Division Working Paper IPC/9-4a, Rome, Italy, 92 p.
- 311. Stella J.C., Battles J.J., McBride J.R. et Orr B.K. 2010.** Riparian seedling mortality from simulated water table recession, and the design of sustainable flow regimes on regulated rivers. *Restor Ecol*, 18 :284–294.
- 312. Stewart P. 1968.** « Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique quelques réflexions. », Bull Soc Hist Nat Afri. du Nord Alger, vol. 59, n<sup>os</sup> 1-4, 1969, p. 23-36.
- 313. Stroyan, H.L.G. 1977.** *Homoptera: Aphidoidea (Part) - Chaitophoridae and Callaphidae*. Handbooks for the identification of British insects. 2(4a) *Royal Entomological Society of London*.
- 314. Sullivan D. J., 2005.** Aphids (Hemiptera: Aphididae). In: Capinera J. L. (ed.), *Encyclopedia of Entomology*, Springer (Netherlands), 127 - 146.
- 315. Tariq M., Denis J.W., John T.R. et Joanna T.S. 2011.** Aphids in a changing world: testing the plant stress, plant vigour and pulsed stress hypotheses. *Agric. For. Entomol* 12: 107-112
- 316. Taylor A.F.S. 2002.** Fungal diversity in ectomycorrhizal communities: sampling effort and species detection. *Plant and Soil*, 244:19–28 *Technol.* 35(4):319–324.
- 317. Teuscher E., Anton R. et Lobstein A. 2005.** Les plantes aromatiques : Epices, aromates, condiments et huiles essentielles. *Technique et Documentation*, 544 : 300-303.
- 318. Thitithanakul S. 2012.** Effect of nitrogen supply before bud break on early development of the young hybrid poplar. *Ecophysiologie Végétale*, Thèse Doctorat, Université Blaise Pascal, Clermont-Ferrand/ (INRA, Clermont-Ferrand (France). UMR 0547 Physique et Physiologie Intégratives de l'Arbre Fruitier et Forestier, 173 p.
- 319. Thoby C. 2009.** La mélisse officinale, *Melissa officinalis* L. Thèse d'exercice : Pharmacie, Université de Nantes, n°18 - 136 p.
- 320. Tholl D. 2006.** Terpene synthases and the regulation, diversity and biological roles of terpene metabolism. *Current Opinion in Plant Biology*, 9(3):297-304.
- 321. Thompson J.D., Higgins D.G. et Gibson T.J. 1994.** Improved sensitivity of profile searches through the use of sequence weights and gap excision, *Bioinformatics*, V10(1):19–29, <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/10.1.19>.
- 322. Tilman D., Reich P.B., Knops J., Wedin D., Mielke T. et Lehman C. 2001.** Diversity and productivity in a long-term grassland experiment. *Science*, 294: 843-845.

323. **Tixier M.F., Okassa M. et Kreiter S. 2012.** An integrative morphological and molecular diagnostic for *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae). *Zoologica Scripta*. V (41)1: 68-78
324. **Toth J., Mrlinova M., Tekelova D. et Korenova M. 2003.** Rosmarinic acid – an important phenolic active compound of lemon balm (*Melissa officinalis* L.). *ACTA Facultatis Pharmaceuticae Universitatis Comenianae*, 50 : 139-146.
325. **Tsuji H. et Kawada K. 1987.** Development and degeneration of winged and indirect flight muscles in the pea aphid (*Acyrtosiphon pisum* (Harris)). *Jpn. J. Appl. Entomol. Zool.*, 1987, 31: 247-252.
326. **Turpeau E., Hullé M. et Chaubet B. 2013.** Encyclop Aphid. <https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons>.
327. **Turpeau E., Hullé M. et Chaubet B., 2016.** Qu'est-ce qu'un puceron ? Stades de développement. Encyclop'ahid, INRA. Available at: <https://www6.inra.fr/Encyclopedie-pucerons/Qu'est-ce-qu'un-puceron/Morphologie/Stades-de-developpement>.
328. **Tuskan G.A., Difazio S., Jansson S., Bohlmann J., Grigoriev I., Hellsten U., Putnam N., Ralph S., Rombauts S., Salamov A., Schein J., Sterck L., Aerts A., Bhalerao R. R., Bhalerao R.P., Blaudez D., Boerjan W., Brun A., Brunner A., Busov V., Campbell M., Carlson J., Chalot M., Chapman J., Chen G-L., Cooper D., Coutinho P.M., Couturier J., Covert S., Cronk Q., Cunningham R., Davis J., Degroeve S., Déjardin A., Depamphilis C., Detter J., Dirks B., Dubchak I., Duplessis S., Ehlting J., Ellis B., Gendler K., Goodstein D., Gribskov M., Grimwood J., Groover A., Gunter L., Hamberger B., Heinze B., Helariutta Y., Henrissat B., Holligan D., Holt R., Huang W., Islam-Faridi N., Jones S., Jones-Rhoades M., Jorgensen R., Joshi C., Kangasjärvi J., Karlsson J., Kelleher C., Kirkpatrick R., Kirst M., Kohler A., Kalluri U., Larimer F., Leebens-Mack J., Lepié J-C., Locascio P., Lou Y., Lucas S., Martin F., Montanini B., Napoli C., Nelson D.R., Nelson C., Nieminen K., Nilsson O., Pereda V., Peter G., Philippe R., Pilate G., Poliakov A., Razumovskaya J., Richardson P., Rinaldi C., Ritland K., Rouzé P., Ryaboy D., Schmutz J., Schrader J., Segerman B., Shin H., Siddiqui A., Sterky F., Terry A., Tsai C-J., Uberbacher E., Unneberg P., Vahala J., Wall K., Wessler S., Yang G., Yin T., Douglas C., Marra M., Sandberg G., Van de Peer Y. et Rokhsar D. 2006.** The genome of black cottonwood, *Populus trichocarpa* (Torr. & Gray). *Science*, 313 (5793): 1596-1604.

- 329. Ulgen C., Birinci Yıldırım A. et Uçar Turker A. 2017.** Effect of Magnetic Field Treatments on Seed Germination of *Melissa officinalis* L International Journal of Secondary Metabolite, (1) : 43-49 . DOI: 10.21448/ijsm.356283
- 330. Van den Berg T., Freundl E. et Czygan F.-C. 1997.** *Melissa officinalis* subsp. altissima: characteristics of a possible adulteration of lemon balm. *Pharmazie*, 52(10): 802-808.
- 331. Van Der Burg W.J. 2004.** *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn, Fiche de Protobase. In Grubben G.J.H. & Denton O.A. (Eds.). Prota (Plant Resources of Tropical Africa/Ressources végétales de l’Afrique Tropicale), Wageningen (Pays Bas).
- 332. Van Driesche R.G. et Bellows T.S.Jr. 1996.** Biology of Arthropod Parasitoids and Predators. In Biological Control, Chapter 15: 309-336. Springer, Boston, MA., 560 p.
- 333. Van Emden H.F. et Harrington R., 2007.** Aphids as Crop Pests. CABI, 717 p.
- 334. van Lenteren J.C. & Colazza S., 2006.** IOBC Newsletter 80. International Organization for Biological Control of Noxious Animals and Plants (IOBC), 31 p.
- 335. Vaverkova S., Mistrikova I. et Farkas P. 2012.** Qualitative properties of *Melissa officinalis* after the application of Rastim 30 DKV. *Botanica Serbica*, 36(2): 81-84.
- 336. Veillet S. 2010.** Enrichissement nutritionnel de l’huile d’olive : Entre Tradition et Innovation - Chapitre 4 : Enrichissement exogène de l’huile d’olive par ultrasons. Thèse de Doctorat en Sciences, Université d’Avignon et des Pays de Vaucluse, France, 130 p.
- 337. Vernin G, Boniface C, Metzger J, Guiglione C, Hammoud A, Suon K-N, Fraise D., Parkanyi C. 1988.** GC-MS-SPECMA bank analysis of *Juniperus communis* needles and berries. *Phytochemistry*, 27 (4): 1061-1064.
- 338. Villar M. 2011.** Conservation des ressources génétiques du peuplier noir dans son habitat : bases biologiques, génétiques et écologiques. *Revue Forestière Française LXI* -5: 457
- 339. Villar M. et Forestier G. 2017.** La France à la sauvegarde du Peuplier noir : état actuel du programme de conservation et de valorisation des ressources génétiques. *Rev forestière française*.195-204.
- 340. Vollrath F. 1998.** Dwarf males. *Trends in Ecology Evolution*, 13(4): 159–163.
- 341. Wan N.F., Ji X.Y., Gu X.J., Jiang J.X., Wu J.H. et Li B. 2014.** Ecological engineering of ground cover vegetation promotes biocontrol services in peach orchards. *Ecol. Eng.*, 64:62–65.
- 342. Wang L. et Weller C. 2006.** Recent advances in extraction of nutraceuticals from plants. *Trends in Food Science & Technology*: 1-13.

343. Wang M., Zhang L., Zhang Z., Li M., Wang D., Zhang X., Z., Xi., Keefover-Ring K., Smart L.B., DiFazio S.P., Olson M.S., Yin T., Liu J. et Ma T. 2019. Phylogenomics of the genus *Populus* reveals extensive interspecific gene flow and balancing selection. *The New Phytologist*, 225(3): 1370-1382.
344. Wattier C. 2013. Pucerons et paroi végétale : implication directe ou indirecte de pectine méthylestérases dans la résistance d'*Arabidopsis thaliana* ?. Thèse de doctorat en Biologie cellulaire et moléculaire, École doctorale Sciences, technologie et santé (Amiens)/Biologie des Plantes et Innovation (Amiens) et de Écologie et dynamique des systèmes anthropisés. Université de Picardie Jules Verne. 171 p.
345. Whitaker M.R.L., Katayama N. et Ohgushi T. 2014. Plant rhizobia interaction alter aphid honeydew composition. *Arthropod-plant Interactions*, 8:213-220.
346. Wichtl M. et Anton R. 2003. Plantes thérapeutiques : Tradition, pratique officinale, science et thérapeutique. Editions Technique et Documentation, 2<sup>ème</sup> Ed., 691 p.
347. Wieczorek K. 2010. Aphids (Hemiptera, Aphididae). *BioRisk*, 4(1), 435–474.
348. Williams A.C., Barry B.W., 2004. Penetration enhancers. *Adv. Drug Deliv. Rev.* 56, 603.
349. Williams I.S. et Dixon A.F.G. 2007. Life cycles and polymorphism. In: Aphids as crop pests, CAB International, Wallingford, pp. 69-86.
350. Winfield M.O., Chungui Lu.; Ian D.W. et Keith J E., 2010. «Plant responses to cold: transcriptome analysis of wheat». *Plant Biotechnol*, 1 (8) : 749-771.
351. Wintenberger C.L., Rodrigues S., Philippe J. et Villar M. 2017. « Survie des semis de ligneux pionniers dans les lits fluviaux : approche in et ex situ des facteurs de contrôle abiotiques et biologiques des espèces *Populus nigra* et *Salix alba* », *Géomorphologie : relief, processus, environnement*, vol (23) : 233-252. DOI : <https://doi.org/10.4000/geomorphologie.11789>.
352. Yoon S.H., Kim L.H., Kim S.H. et Kwon T.W. 1991. Effects of enzyme treatments and ultrasonification on extraction yields of lipids of protein from soybean by aqueous process. *Korean J Food Sci Technol*, 23: 673–676.
353. Zintzaras E., Margaritopoulos J.T. et Tsitsipis J.A. 1999. Statistical tree classification of aphids based on morphological characteristics. *Computers and Electronics in Agriculture*, 24:165–175.
354. Zvereva E.L., Lanta V. et Kozlov M.V. 2010. Effects of sap-feeding insect herbivores on growth and reproduction of woody plants: a meta-analysis of experimental studies. *Oecologia*, 163(4) : 949-960.



**Laboratoire de la Santé des  
Végétaux**

Adresse client

**ZAID Ratiba**

Courriel :

Pour

Copie



**Unité entomologie et  
plantes invasives**

CBGP, 755 avenue du  
campus Agropolis CS 30016  
34988 Montferrier-sur-Lez cedex

Tél.: 04 67 02 25 78

Courriel : [raphaelle.moultet@anses.fr](mailto:raphaelle.moultet@anses.fr)

*Date d'édition 18/01/17*

**RAPPORT D'ANALYSE N°1601214-16**

Date de réception des échantillons : 09/11/16	Dates d'analyse : 10/11/16 au 18/01/17
Méthode d'analyse: Identification morphologique	

Notre référence	Votre référence	Organisme (Ordre/Famille/Genre/ Espèce)	stade détecté et nombre
160121 4	T1	Hemiptera / Aphididae / <i>Chaitophorus sp.</i>	3 adultes et 6 larves
160121 5	T2	Hemiptera / Aphididae / <i>Chaitophorus populeti</i> (Panzer, 1804)	4 adultes et 5 larves
160121 6	T3	Hemiptera / Aphididae / <i>Chaitophorus populialbae</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	5 adultes et 10 larves

Responsable Technique Raphaëlle MOUTTET

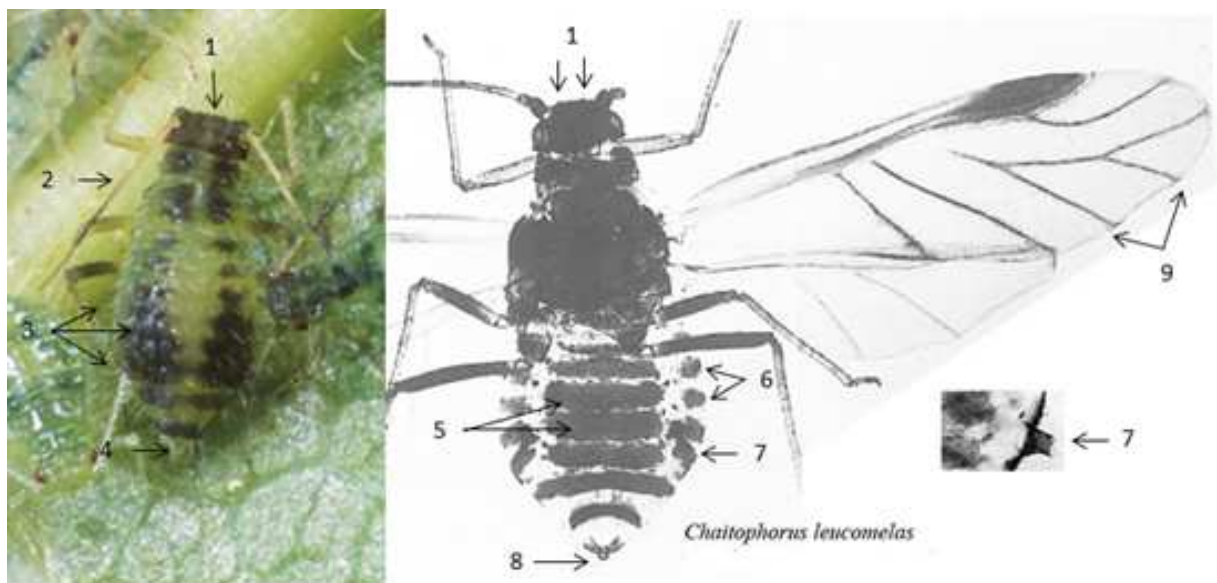
Le présent rapport ne concerne que les objets soumis à l'analyse.  
La reproduction de ce rapport d'essai n'est autorisée que  
sous sa forme intégrale.

Code : EN VI 09  
Version: 04  
Date application : 30/04/2015

Page 1 sur 1

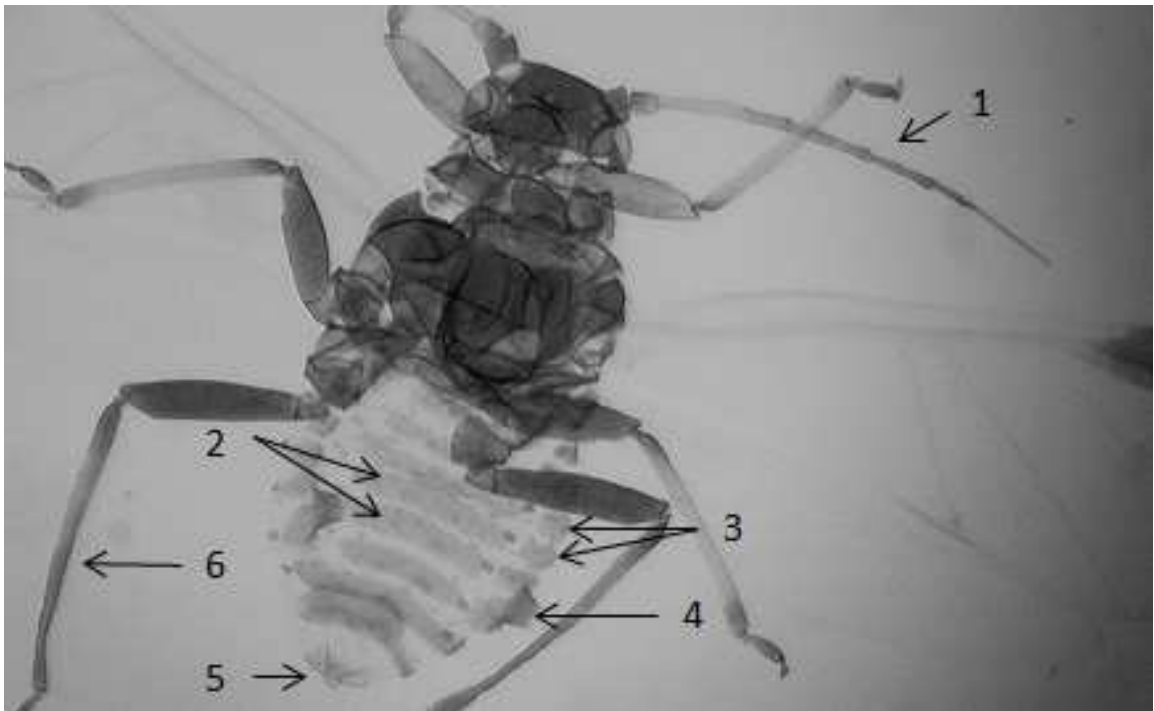


<i>Chaitophorus leucomelas</i>	
Taille :1,2 à 2,4 mm	
Aptère	Ailé
Avec de nombreuses soies	Front plat, hérissé de nombreuses soies (1)
Front plat, hérissé de nombreuses soies (1)	Antennes inférieures à la longueur du corps (5)
Antennes égales à la moitié du corps (2)	Tête et thorax sombres
Abdomen vert avec de nombreuses soies longues et des bandes sombres interrompues dans la partie centrale (3)	Abdomen avec de larges bandes sombres (6) et des sclérites marginaux très pigmentés
Cornicules courtes et pigmentées	Cornicules courtes, cylindriques et foncées (7)
Cauda en bouton (4)	Cauda en bouton (8)
	Ailes enfumées (9)
	Front plat, hérissé de nombreuses soies (1)
	Antennes inférieures à la longueur du corps (5)
	Tête et thorax sombres
	Abdomen avec de larges bandes sombres (6) et des sclérites marginaux très pigmentés
	Cornicules courtes, cylindriques et foncées (7)
	Cauda en bouton (8)
	Ailes enfumées (9)

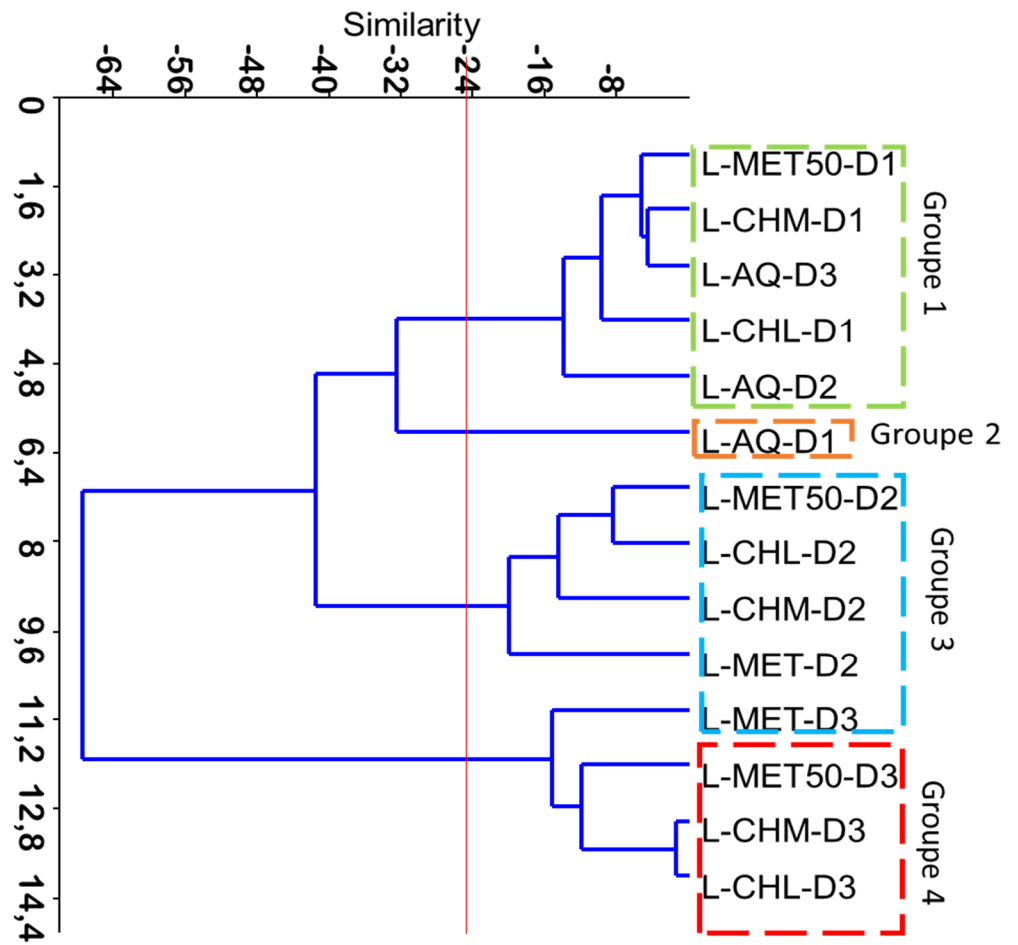


**Figures 99** : Observation morphologique de *Chaitophorus leucomelas*

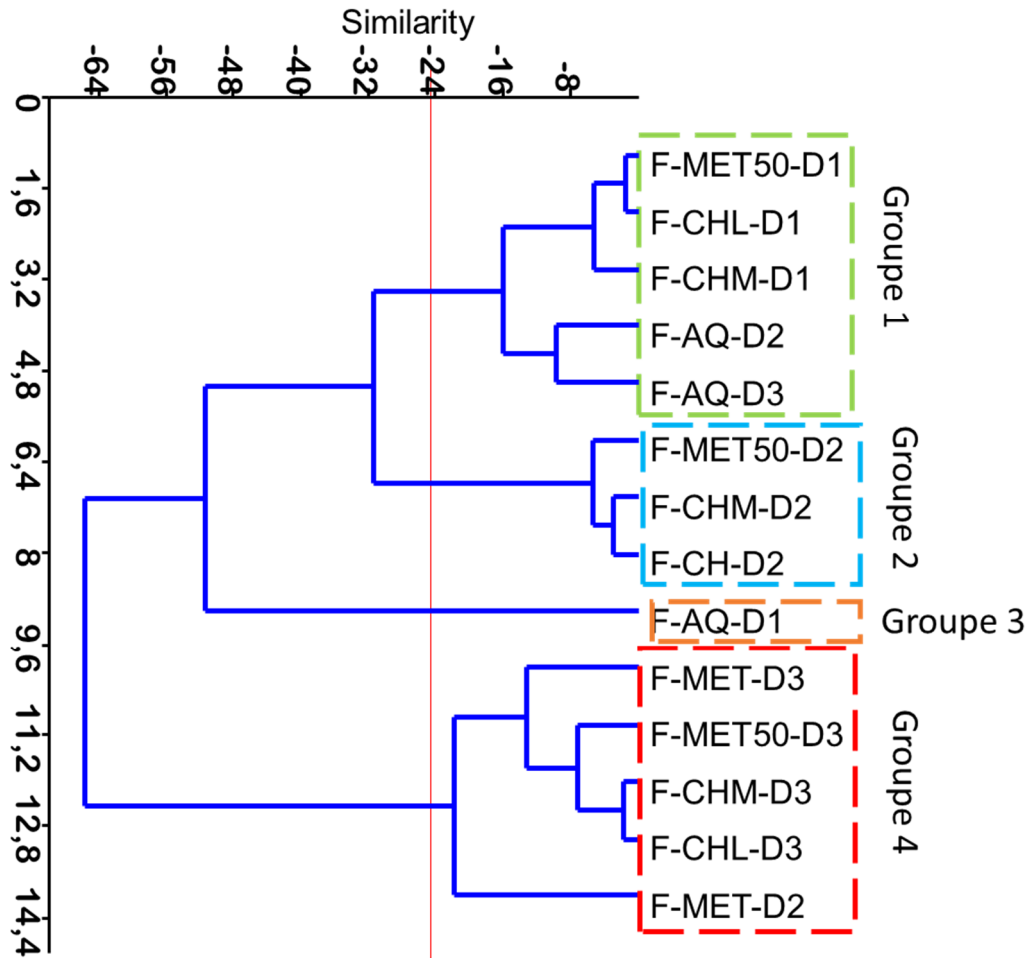
<i>Chaitophorus populeti</i>	
Taille : 2,0 à 2,3 mm	
Aptère	Ailé
Vert ou marron avec une tache claire sur l'abdomen, présence de nombreuses soies	Front plat, hérissé de nombreuses soies
Front plat, hérissé de nombreuses soies	Antennes inférieures à la longueur du corps (1)
Antennes égales à la moitié du corps	Tête et thorax sombres
Abdomen avec de nombreuses soies longues	Abdomen avec de larges bandes dorsales sombres (2) et des sclérites marginaux très pigmentés (3), présence sur le ventre de 5 bandes sclérifiées
Cornicules courtes	Cornicules courtes, cylindriques et foncées (4)
Cauda en bouton	Cauda en bouton et légèrement pigmentée (5)
	Tibia III noir avec des rhinaries (6)



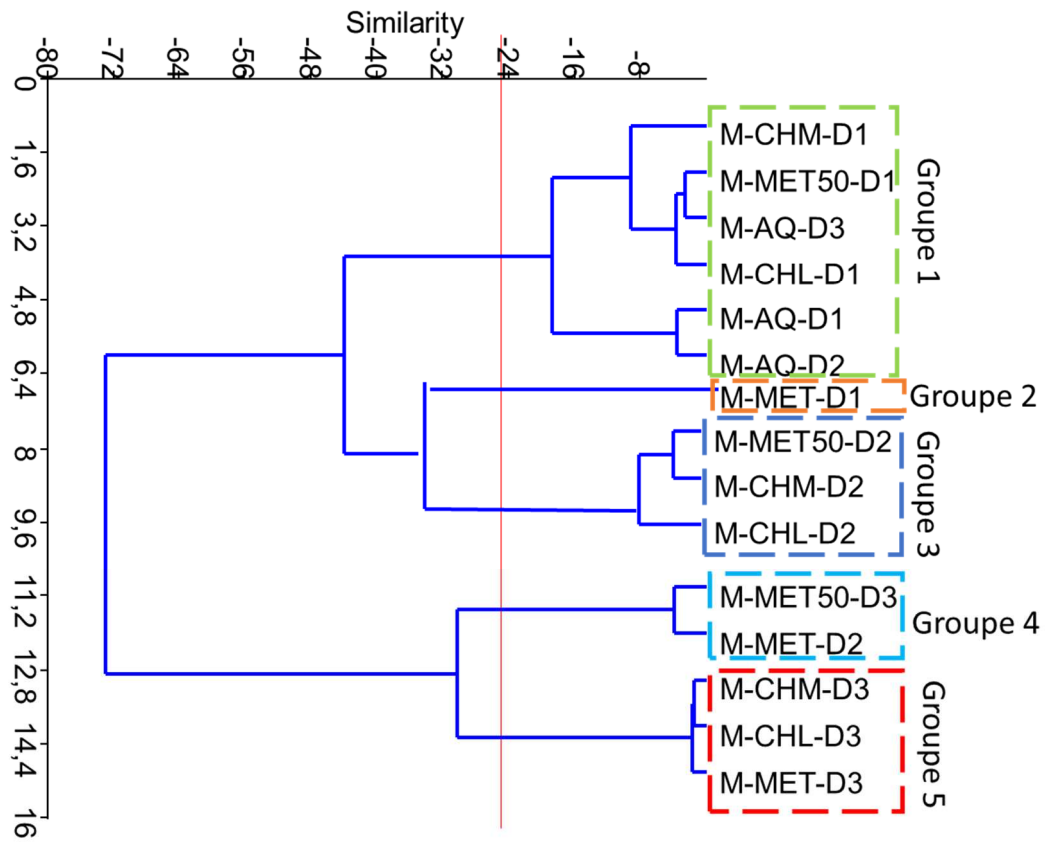
**Figures 100** : Observation morphologique de *Chaitophorus populeti*



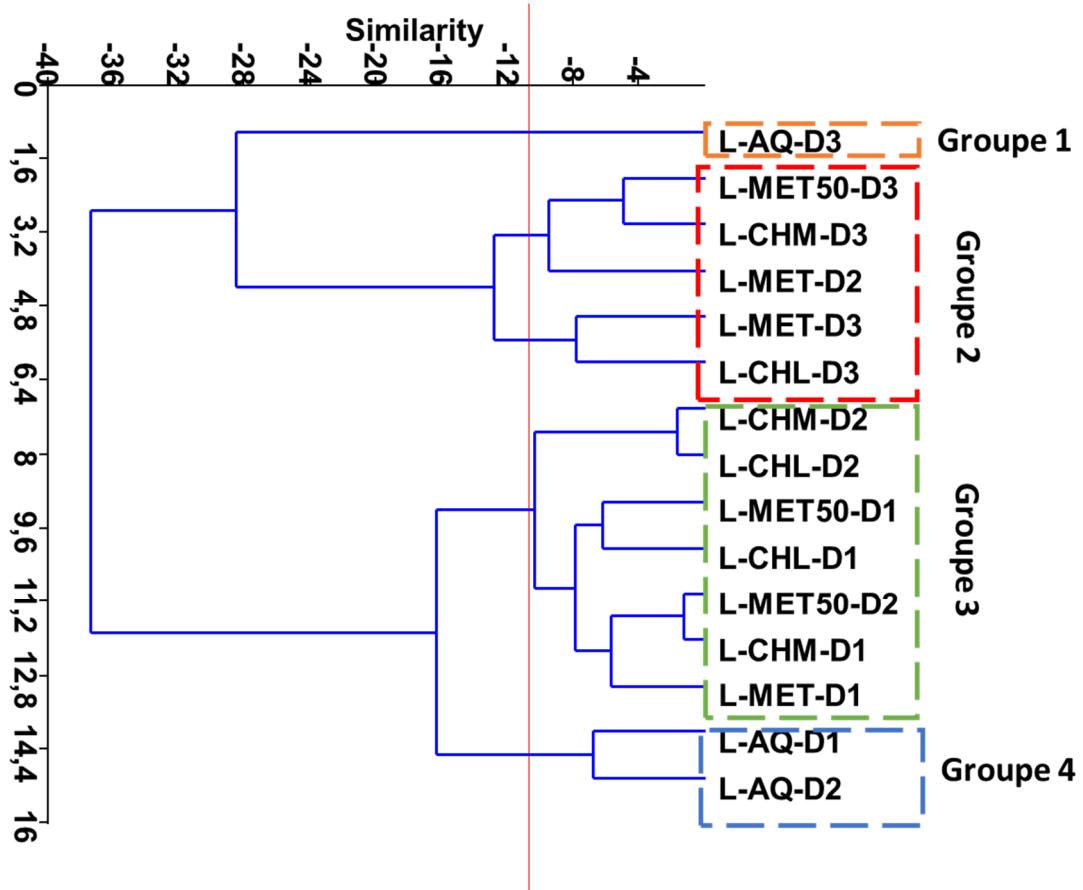
**Figures 101** : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Nerium oleander*



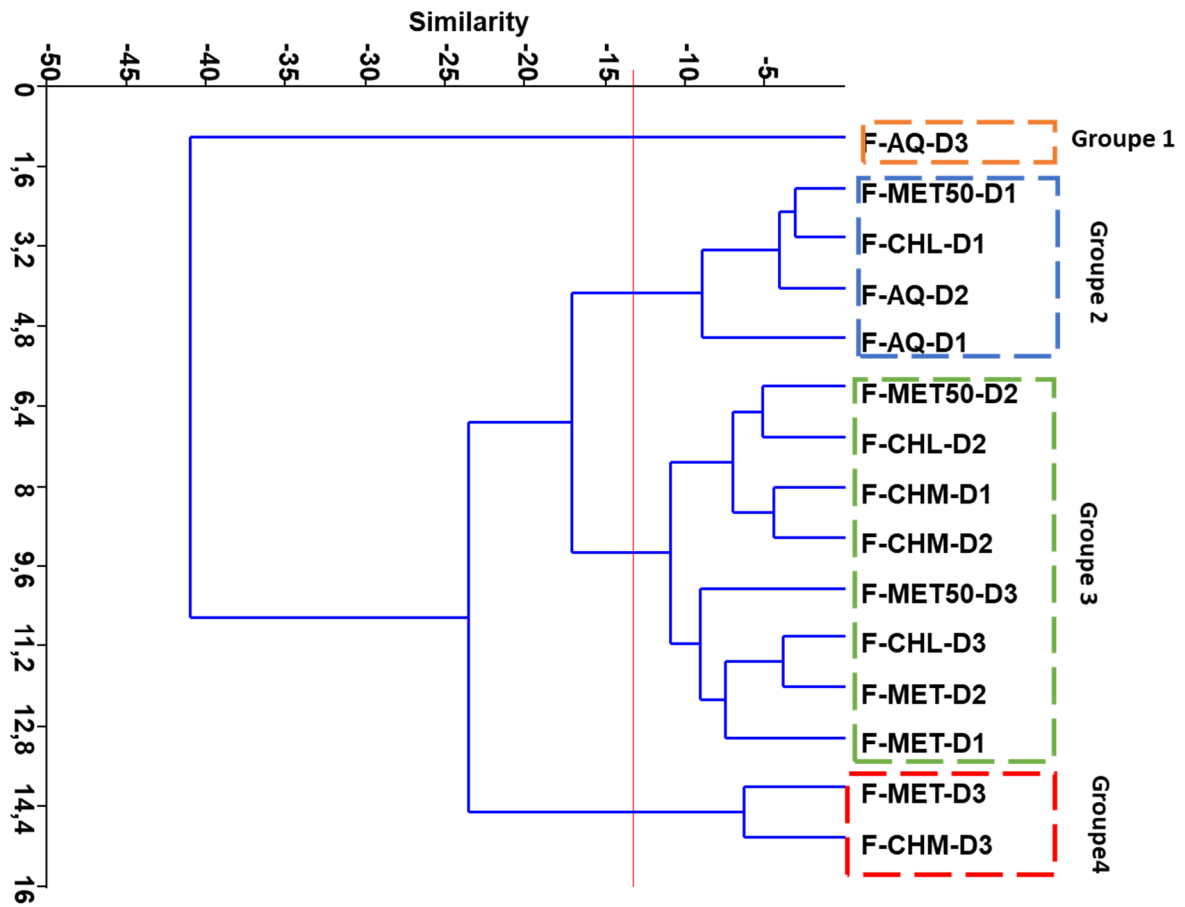
**Figures 102** : Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Pteridium aquilinum*



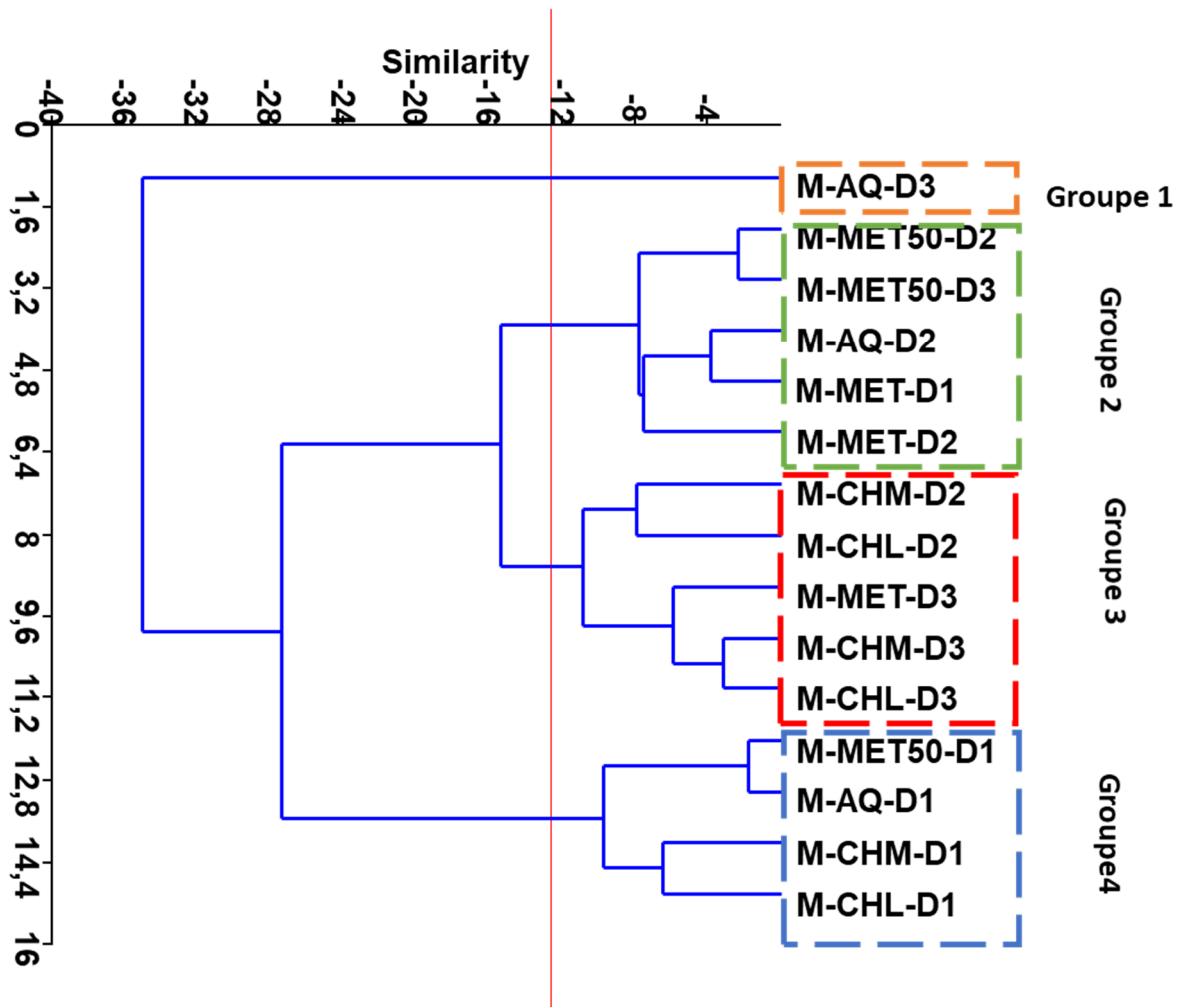
**Figures 103 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Melissa officinalis*



**Figures 104 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Nerium oleander* en milieu semi-naturelle

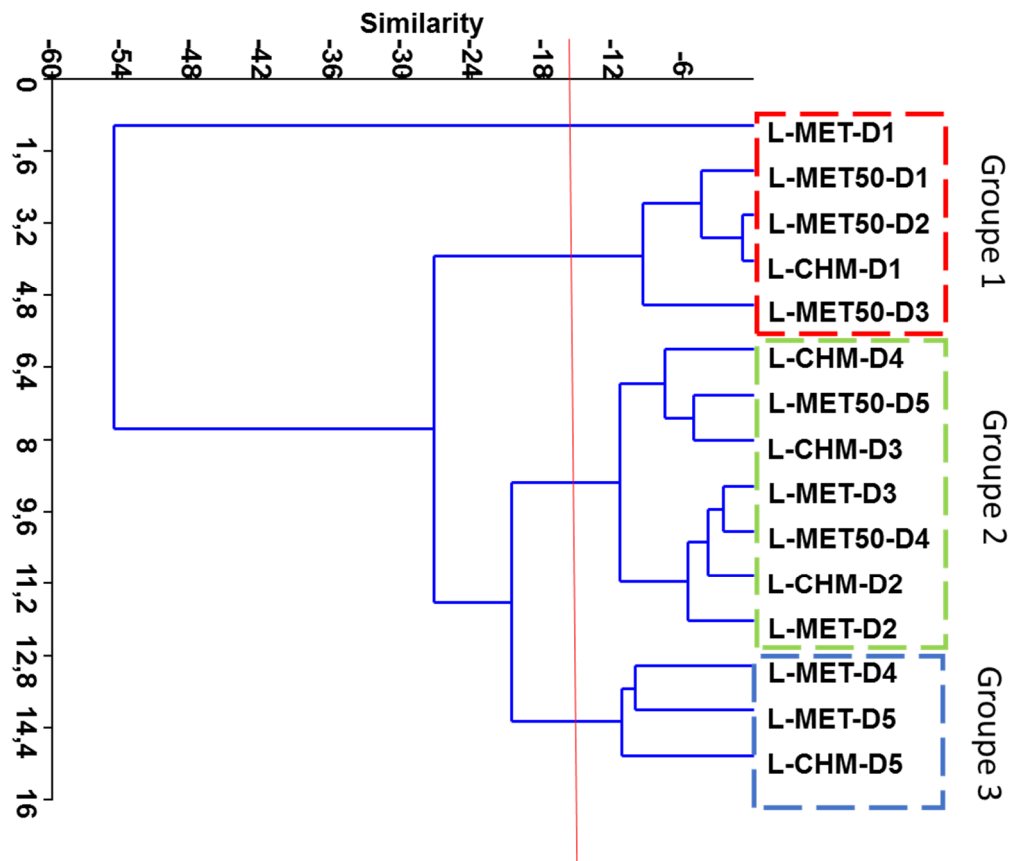


**Figures 105 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Pteridium aquilinum* en milieu semi-naturelle

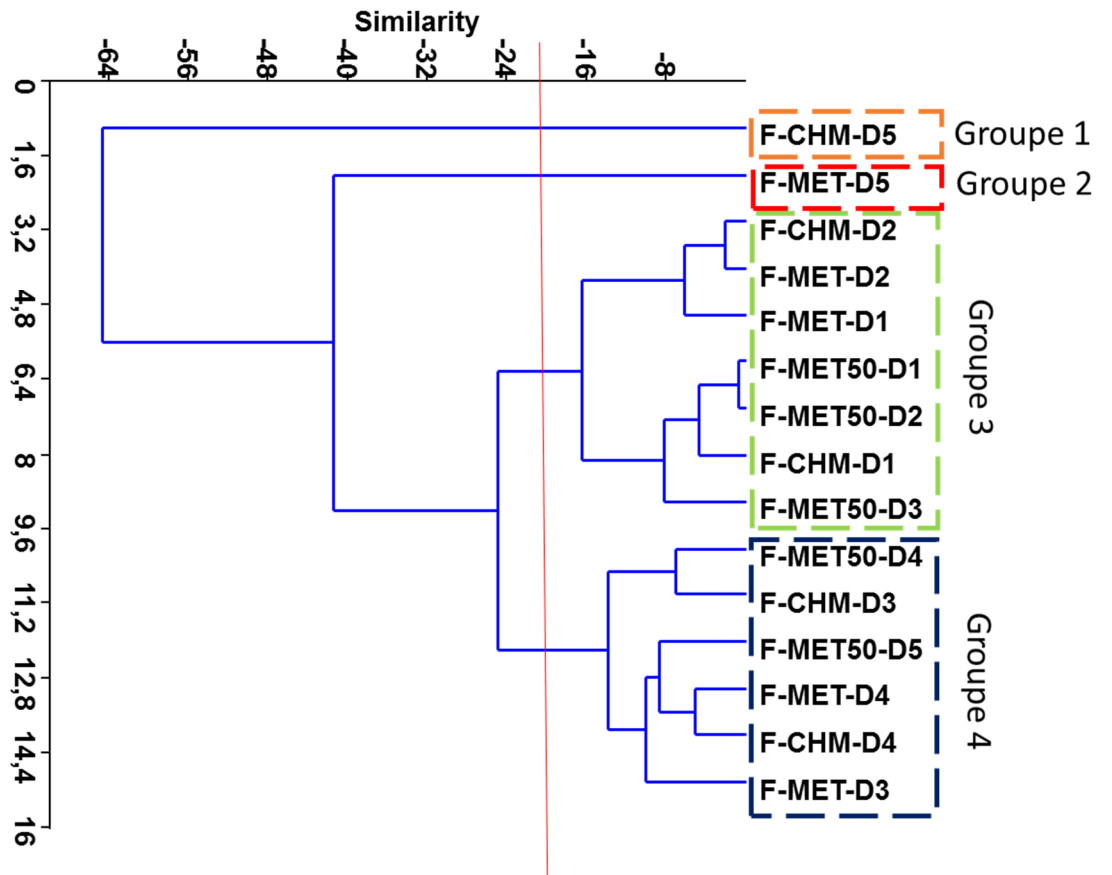


**Figures 106 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des femelles vivipares aptères de *Chaitophorus* selon les extraits appliqués de *Melissa officinalis* en milieu semi-naturelle

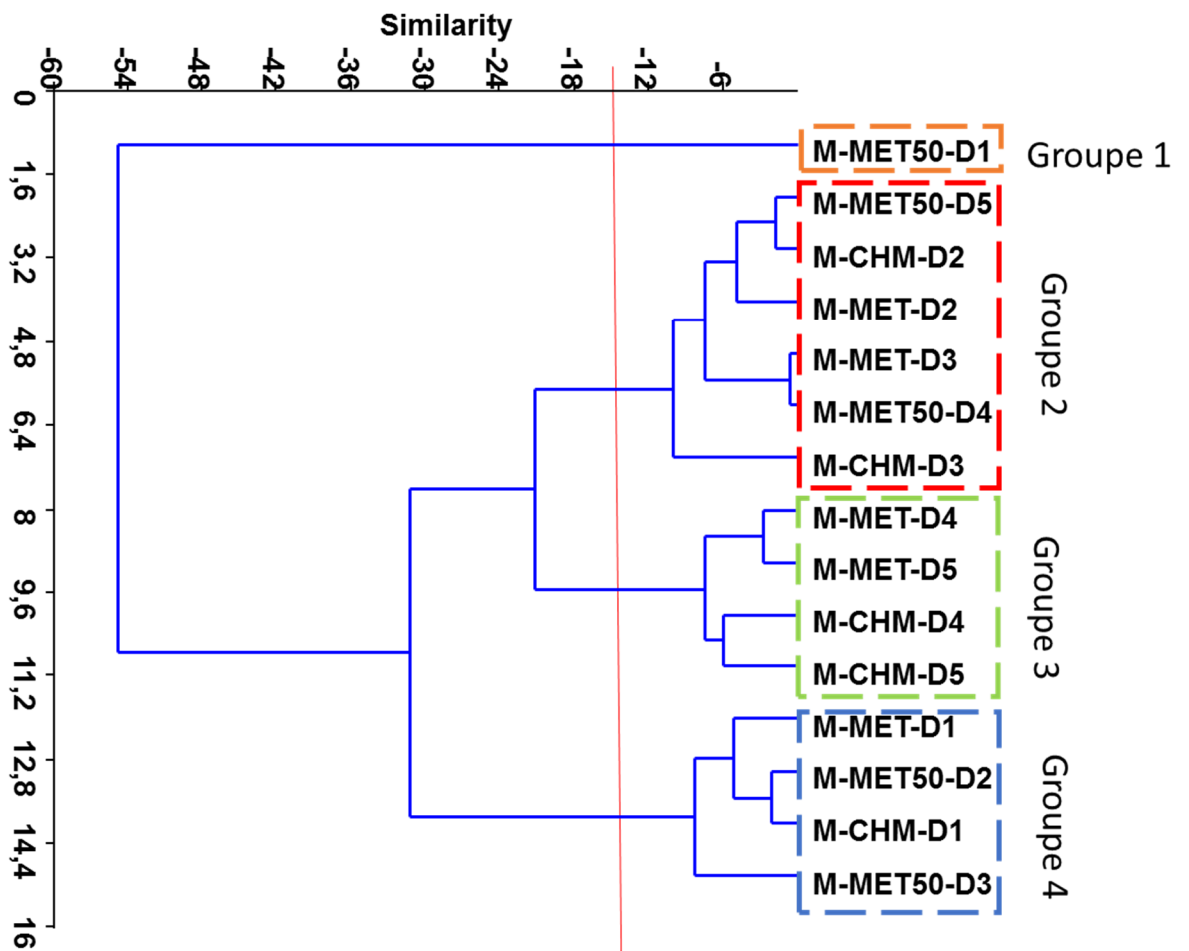




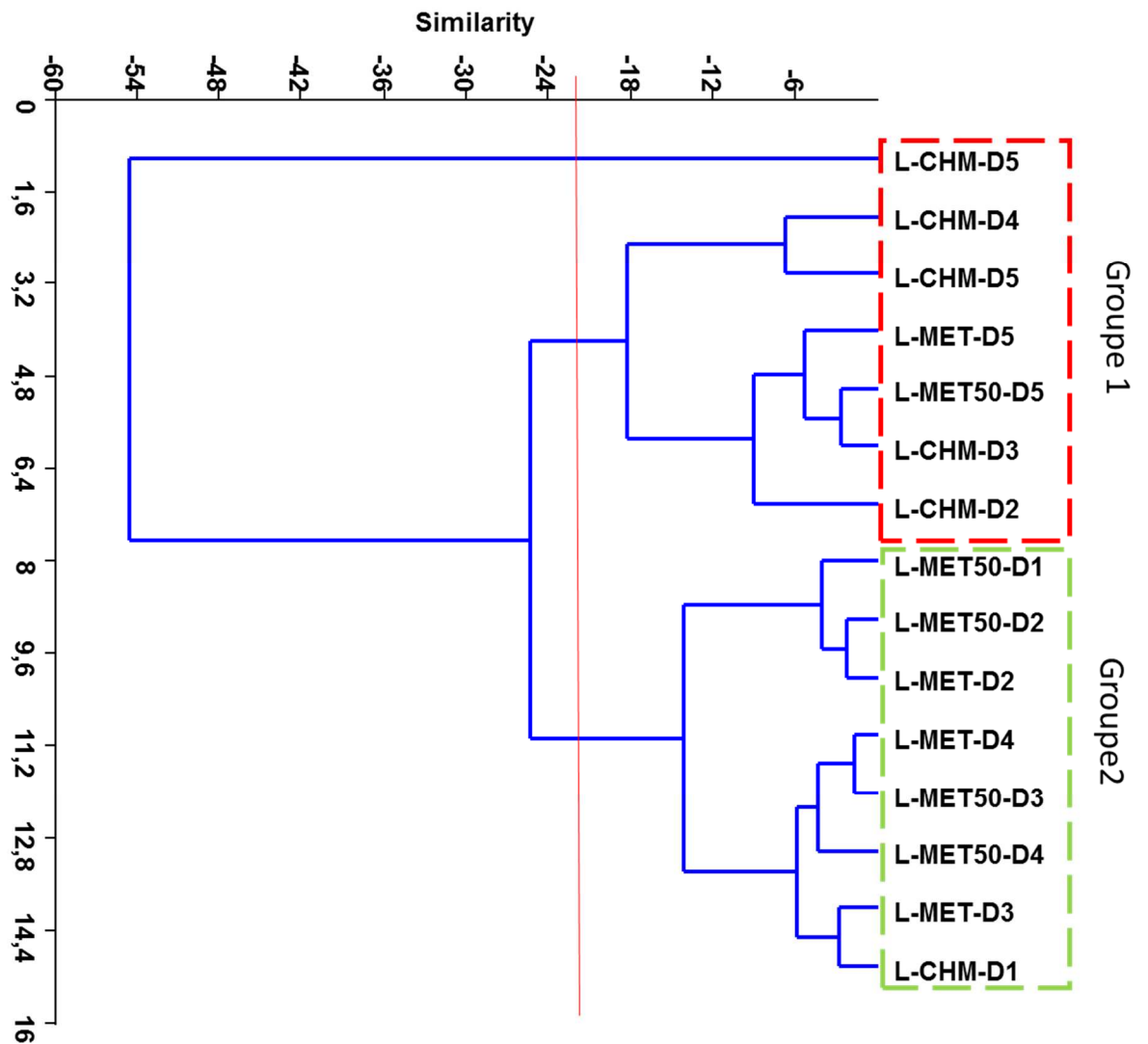
**Figures 107 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Nerium oleander* dans la commune de Baba-Hassen



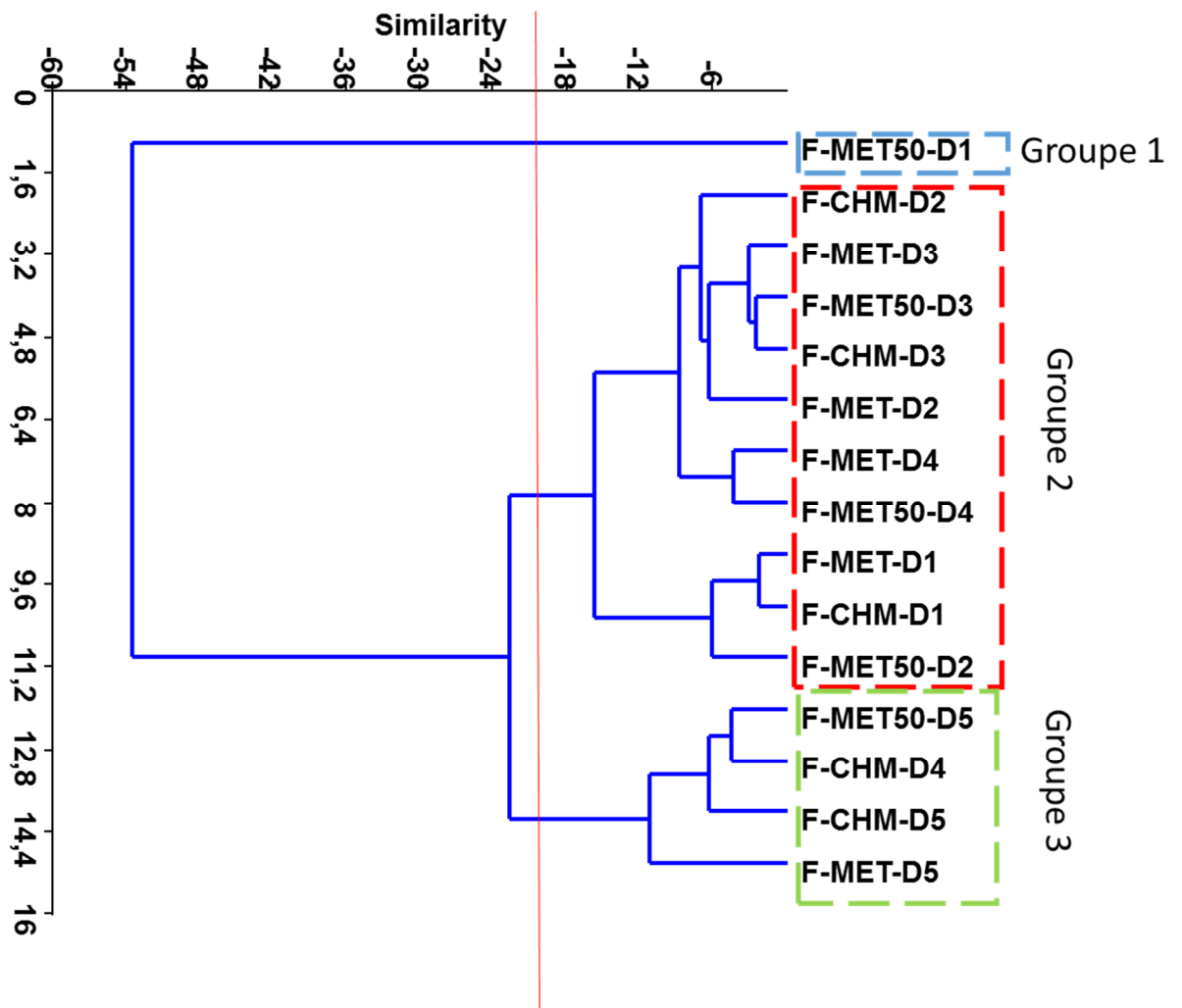
**Figures 108 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Pteridium aquilinum* dans la commune de Baba-Hassen



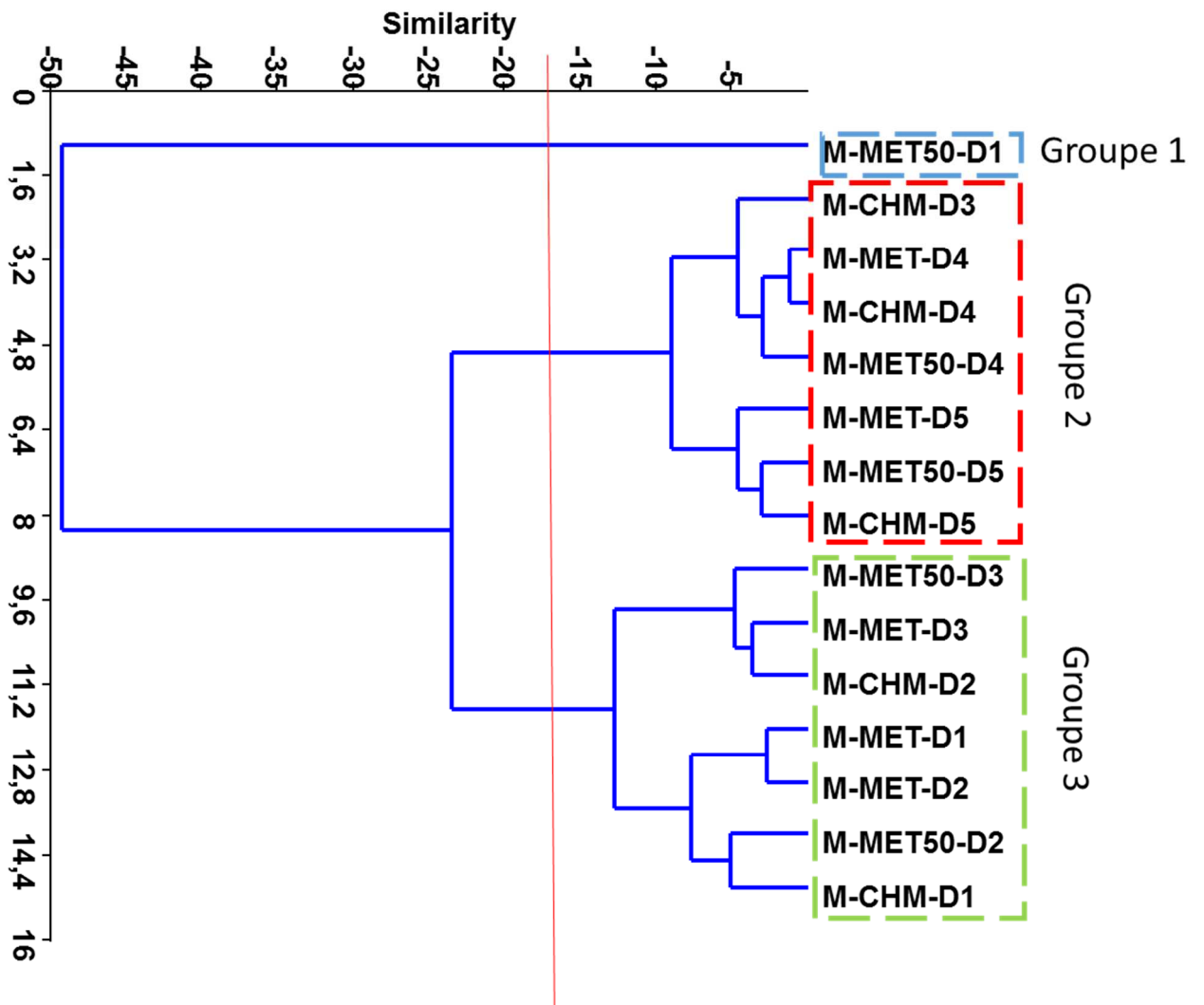
**Figures 109 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Melissa officinalis* dans la commune de Baba-Hassen



**Figures 110 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Nerium oleander* dans la réserve de chasse de Zéralda



**Figures 111 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Pteridium aquilinum* dans la réserve de chasse de Zéralda



**Figures 112 :** Classification ascendante hiérarchique du taux de mortalité des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* selon les extraits appliqués de *Melissa officinalis* dans la réserve de chasse de Zéralda

**Tableau 33** : Analyse de la variance des moyennes des taux mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la commune de Baba Hassen en fonction des extraits des trois plantes

	Espèces	Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyenne des carrés	F-ratio	P
Laurier	<i>C. populialbae</i>	Extraits	2560	2	1280.2	0.0072	0.00723
		Residus	36907	147	251.1		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	3313	2	1656.3	7.172	0.00107
		Residus	33949	147	230.9		
Fougère	<i>C. populialbae</i>	Extraits	3370	2	1685.1	5.987	0.00317
		Residus	41379	147	281.5		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	2560	2	1280.2	5.099	0.00723
		Residus	36907	147	251.1		
Mélisse	<i>C. populialbae</i>	Extraits	3749	2	1874.6	7.17	0.00107
		Residus	38434	147	261.5		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	7585	2	3792	13.34	0.0000047
		Residus	41795	147	284		

**Tableau 34** : Analyse de la variance des moyennes des taux mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti* dans la Reserve de chasse de Zéralda en fonction des extraits des trois plantes

	Espèces	Facteurs	Somme des carrés	DDL	Moyenne des carrés	F-ratio	P
Laurier	<i>C. populialbae</i>	Extraits	6195	2	3097.4	18.75	0.000558
		Residus	24283	147	165.2		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	4903	2	2451.3	21.11	0.0000871
		Residus	17067	147	116.1		
Fougère	<i>C. populialbae</i>	Extraits	293	2	146.5	0.985	0.376
		Residus	21857	147	148.7		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	538	2	269.1	1.573	0.211
		Residus	25147	147	171.1		
Mélisse	<i>C. populialbae</i>	Extraits	981	2	490.3	2.956	0.0551
		Residus	24385	147	165.9		
	<i>C. populeti</i>	Extraits	680	2	340.2	2.17	0.118
		Residus	23046	147	156.8		



## Résumé

### **Etude et évaluation, en conditions semi contrôlées et naturelles de l'activité insecticide de trois extraits de plantes sur le genre *Chaitophorus* dans le sahel algérois**

Dans le cadre de la valorisation de la flore algérienne et de l'élaboration d'une méthode de lutte alternative aux insecticides organiques de synthèse, respectueuse des écosystèmes, nous avons réalisé un travail de recherche sur la composition phytochimique de trois plantes appartenant à trois familles différentes, la Mélisse, le Laurier rose et la Fougère aigle, et sur le potentiel insecticide des différents extraits des feuilles MET (Méthanol), CHL (Chloroforme), AQ (aqueux), CHM (Méthanol-chloroforme) et MET 50 (Méthanol – eau).

L'extraction des composées moléculaires a été faite selon quatre méthodes différentes (fluide supercritique, enzymatique, ultrason et dérivation) afin de connaître celle qui est en mesure d'extraire un large spectre de groupements chimiques. L'analyse de la composition chimique a été faite par GC/MS. Le potentiel insecticide des différents extraits préparés a été évalué à l'égard des femelles vivipares aptères adultes de *Chaitophorus populialbae*, *Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus leucomelas*, sur peupliers blanc et noir, en in vivo, en milieu semi naturel, et en milieu naturel sur site situé à Baba Hassen et à la Réserve de chasse de Zéralda, sur des populations naturelles hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti*.

L'identification de l'espèce de *Chaitophorus leucomelas*, par le biais de la biologie moléculaire, a été déterminé à l'Université de Valence, Espagne, et a révélé l'existence d'une relation avec notre séquence génétique et celles de *Chaitophorus leucomelas* voucher NZMC aphid 31213 (KX620528.1), District de Pékin, voucher NZMC (KX620526) et ZMIOZ 36353 (KX680320), de Chine.

Les meilleurs résultats en rendements d'extractions ont été enregistrés avec le solvant aqueux ( $53 \pm 2,00\%$ ) pour l'extrait du Laurier, et ceux avec les extraits bruts hydro-méthanoliques pour les extraits de mélisse et de fougère avec respectivement  $65,5 \pm 1,66\%$  et  $69 \pm 1,97\%$ . Les rendements d'extractions avec des solvants polaires ont été plus importants par rapport au moins polaire.

Les analyses ont conduit à l'identification de 60, 60 et 56 composés chimiques par GC/MS respectivement pour les extraits de mélisse, du laurier rose et de la fougère aigle. Les principaux composés appartiennent aux groupes chimiques des terpènes et des terpénoïdes, et des acides gras dont de nombreux composés tels des phénols, alcools, aldéhydes et cétones seraient à effet

insecticide. La dérivatisation a permis d'extraire un large spectre de groupements chimiques par rapport aux autres méthodes d'extraction.

Quant aux tests de toxicité, les extraits de plantes avec le méthanol (MET) et le mélange méthanol-chloroforme (CHM) ont été plus efficaces qu'avec l'extrait chloroforme (CHL). L'extrait aqueux (AQ), en in vivo et en semi naturel, n'a pas donné de résultat probant, soit une mortalité corrigée de moins de 20%, sur les espèces du genre *Chaitophorus*. En milieu semi naturel, les femelles vivipares aptères du genre *Chaitophorus* ont été plus sensibles aux extraits de mélisse comparativement aux extraits du laurier et de la fougère.

En milieu naturel, dans le site de la commune de Baba Hassen et la Réserve de chasse de Zéralda, les extraits de plantes ont prouvé l'inexistence de différence quant à leur effet insecticide pour les populations hétérogènes de *Chaitophorus populialbae* et *Chaitophorus populeti*. Les tests ont révélé une relation directe entre les taux de mortalités corrigées des femelles vivipares aptères et des populations hétérogènes des espèces du genre *Chaitophorus*, aux concentrations auxquelles elles ont été exposées, et le temps d'exposition, où la mortalité augmente de la première heure jusqu'à 24 heures, en laboratoire, et jusqu'à 10 jours, en milieux semi naturel et naturel.

Les résultats obtenus ont révélé un grand potentiel de l'activité insecticide des extraits des végétaux qui peuvent être une alternative aux pesticides chimiques de synthèse.

**Mots clés :** Extraits végétaux, *Chaitophorus*, Activité insecticide, Peuplier, Méthode d'extraction, GG/MS.

## Abstract

### **Study and evaluation, under semi-controlled and natural conditions, of the insecticidal activity of three plant extracts on the *Chaitophorus* genus in the Algiers Sahel.**

In the context of the valorization of the Algerian flora and the elaboration of an alternative method to synthetic organic insecticides, respectful of ecosystems, we carried out a research work on the phytochemical composition of three plants belonging to three different families, the lemon balm, pink Laurel and the Eagle Fern, and on the insecticidal potential of the various extracts of the leaves MET (Methanol), CHL (Chloroform), AQ (aqueous), CHM (Methanol-chloroform) and MET 50 (Methanol - water).

The extraction of the molecular compounds was done according to four different methods (supercritical fluid, enzymatic, ultrasound and derivatization) in order to know which, one is able to extract a large spectrum of chemical groups. The analysis of the chemical composition was done by GC/MS. The insecticidal potential of the different extracts prepared was evaluated against adult viviparous females of *Chaitophorus populialbae*, *Chaitophorus populeti* and *Chaitophorus leucomelas*, on white and black poplars, in vivo and in semi-natural environment, and in natural environment, on a site located at Baba Hassen and at the Zeralda Forest Preserves, on heterogeneous natural populations of *Chaitophorus populialbae* and *Chaitophorus populeti*.

The identification of the species of *Chaitophorus leucomelas*, by molecular biology, was determined at the University of Valencia, Spain, and revealed the existence of a relationship with our genetic sequence and those of *Chaitophorus leucomelas* voucher NZMC aphid 31213 (KX620528.1), Beijing District, voucher NZMC (KX620526) and ZMIOZ 36353 (KX680320), from China.

The best results in extraction yields were recorded with aqueous solvent ( $53 \pm 2.00\%$ ) for Laurel extract, and those with hydro-methanolic crude extracts for Lemon balm and Fern extracts with  $65.5 \pm 1.66\%$  and  $69 \pm 1.97\%$  respectively. The yields of extractions with polar solvents were higher compared to the less polar one.

The analyses led to the identification of 60, 60 and 56 chemical compounds by GC/MS for lemon balm, pink Laurel and eagle fern extracts respectively. The main compounds belong to the chemical groups of terpenes and terpenoïdes, and fatty acids, of which many compounds such as phenols, alcohols, aldehydes, and ketones are thought to have insecticidal effects. The

derivatization allowed the extraction of a wide spectrum of chemical groups compared to other extraction methods.

As for toxicity tests, plant extracts with methanol (MET) and methanol-chloroform mixture (CHM) were more efficient than with chloroform extract (CHL). The aqueous extract (AQ), in vivo and in semi-natural conditions, did not give convincing results, the corrected mortality was less than 20% on species of the genus *Chaitophorus*.

In semi-natural conditions, viviparous apterous females of the genus *Chaitophorus* were more sensitive to lemon balm extracts compared to laurel and fern extracts.

In natural environment, in the site of the communal area of Baba Hassen and at Zeralda Forest Preserves, plant extracts have shown that there is no statistical difference in their insecticidal effect for heterogeneous populations of *Chaitophorus populialbae* and *Chaitophorus populeti*. The tests revealed a direct relationship between the corrected mortality rates of viviparous apterous females and heterogeneous populations of the species of the genus *Chaitophorus*, at the concentrations to which they have been exposed, and the time of exposition, where mortality increases from the first hour up to 24 hours, in the laboratory, and up to 10 days, in semi-natural and natural environments.

The obtained results revealed a great potential of the insecticidal activity of the plant extracts that can be an alternative to the chemical pesticides of synthesis.

**Keywords:** Plant extracts, *Chaitophorus*, Insecticidal activity, Poplar, Extraction method, GG/MS.

## ملخص

دراسة وتقييم نشاط وفعالية ثلاثة مستخلصات نباتية على جنس *Chaitophorus* في ظل ظروف طبيعية وشبه طبيعية في منطقة ساحل الجزائر عاصمة

في إطار تثمين النبيت الجزائري وتطوير طريقة مكافحة بديلة للمبيدات الحشرية العضوية الاصطناعية تحترم النظم البيئية. قمنا باجراء بحث على التركيب الكيميائي النباتي لثلاثة نباتات تنتمي إلى ثلاث عائلات مختلفة: الترنجان المخزني (*Melissa Officinalis*)، الدفلى (*Nerium oleander*) والسرخس النسري (*Pteridium aquilinum*) وإمكانات وفعالية المبيدات الحشرية لمستخلصات الأوراق المختلفة: ميتانول (MET) كلوروفورم (CHL) مائي (AQ) ميتانول كلوروفورم (CHM) ميتانول -ماء (MET50)

تم استخلاص المركبات الجزيئية وفق أربع طرق مختلفة (المائع فوق الحرج، الموجات فوق الصوتية، الطرق الانزيمية، والاستخلاص) من أجل معرفة أي منها قادر على استخلاص طيف واسع من المجموعات الكيميائية. تم تحليل التركيب الكيميائي بواسطة الكروماتوغرافيا الغازية -مطياف الكتلة، تم تقييم إمكانات وفعالية المبيدات الحشرية لمختلف المستخلصات المحضرة وذلك على الإناث البالغة الولود وعلى العينات غير المتجانسة لثلاثة أنواع من جنس *Chaitophorus* : *Chaitophorus populiabae*, *Chaitophorus populeti* و *Chaitophorus leucomelas* في الحور الأسود و الأبيض وذلك على مستوى التجارب المخبرية الحية و في الظروف شبه الطبيعية و الطبيعية أيضا لموقع بابا سن و منطقة المحافظة على تكاثر الصيد بزردة وذلك على مجموعات طبيعية غير متجانسة من *Chaitophorus populeti* و *Chaitophorus populiabae*.

تم تحديد نوع *Chaitophorus leucomelas* ، من خلال البيولوجيا الجزيئية، في جامعة فالنسيا، إسبانيا، وكشف عن وجود علاقة مع تسلسلنا الجيني وتلك الخاصة بالعينة المرجعية لمنطقة بكين (KX620528.1) NZMC aphid 31213 ، و بالعينات المرجعية NZMC (KX620526) و (ZMIOZ 36353 (KX680320) ، من الصين.

تم تسجيل أفضل النتائج من بيث إنتاجية الاستخلاص باستخدام المذيب المائي ( $53 \pm 2.00\%$ ) لمستخلص الدفلى، وفي المستخلصات المائية الميثانولية الخام لمستخلص الترنجان المخزني والسرخس بنسبة  $65.5 \pm 1.66\%$  و  $69 \pm 1.97\%$  على التوالي. سجلنا أيضا ان انتاجية الاستخلاص بالمذيبات القطبية أكبر مقارنة بالمذيبات الأقل قطبية.

أفضت التجارب باستعمال الكروماتوغرافيا الغازية -مطياف الكتلة لمستخلصات الترنجان، الدفلى والسرخس النسري إلى تحديد 60 و 60 و 56 مركبًا كيميائيًا على التوالي. تنتمي المركبات الرئيسية إلى المجموعات الكيميائية من التربينات والتربينويدات ، والأحماض الدهنية التي تشمل العديد من المركبات مثل الفينولات والكحول والألدهيدات والكيوتونات المتميزة بتأثير مبيد للحشرات. سمحت تقنية الاستخلاص باستخراج مجموعة واسعة من المجموعات الكيميائية مقارنة بطرق الاستخراج الأخرى.

فيما يتعلق باختبارات السمية، كانت المستخلصات النباتية باستخدام الميثانول (MET) والميثانول كلوروفورم (CHM) أكثر فعالية من مستخلص الكلوروفورم (CHL). المستخلص المائي (AQ)، في التجارب المخبرية الحية، و في الظروف شبه الطبيعية، لم يعط أي نتيجة مقنعة، أي معدل وفيات مصحح أقل من 20٪، على العينات من جنس *Chaitophorus*. في البيئة شبه الطبيعية، كانت الإناث البالغة الولود من جنس *Chaitophorus* أكثر ساسية لمستخلصات الترناجان مقارنة بمستخلصات الدفلى والسرخس. اما في البيئة الطبيعية، في موقع بلدية بابا سن و منطقة المحافظة على تكاثر الصيد بزراة، أظهرت المستخلصات النباتية أنه لا يوجد فرق في تأثيرها المبيد للحشرات على العينات غير المتجانسة من *Chaitophorus populeti* و *Chaitophorus populiabae*. كشفت الاختبارات عن وجود علاقة مباشرة بين معدلات الوفيات المصححة للإناث البالغة الولود و العينات غير المتجانسة للأنواع من جنس *Chaitophorus*، مع التركيزات التي تعرضت لها، ووقت التعرض، حيث تزداد الوفيات من الساعة الأولى إلى 24 ساعة، في التجارب المخبرية الحية، و إلى 10 أيام، في البيئات شبه الطبيعية والطبيعية. النتائج التي تم الحصول عليها كشفت عن إمكانيات كبيرة للنشاط المبيد للحشرات من المستخلصات النباتية والتي يمكن أن تكون بديلاً للمبيدات الكيماوية الاصطناعية.

كلمات مفتاحية: المستخلصات النباتية، *Chaitophorus*، نشاط مبيد للحشرات، شجر الحور، طريقة الاستخلاص،

الكروماتوغرافيا الغازية - مطياف الكتلة