

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche scientifique  
Université SAAD DAHLEB-Blida 1



Faculté des sciences de la Nature et de la Vie SNV

Département De Biologie

***Mémoire de fin d'étude***

En vue d'obtention du diplôme de Master II en Science Biologique

**Option : Parasitologie**

**Thème :**

**Contribution à l'étude de la résistance des  
œufs d'*Aedes albopictus* (Skuse, 1894)  
à différents facteurs abiotiques**

**Le : 14/07/2018**

**Présenté par SAMET Imane**

**Devant le jury composé de :**

- |                |                                      |              |
|----------------|--------------------------------------|--------------|
| • A. ZERKAOUI  | Maître Assistante A / USBU Blida -1- | Présidente   |
| • F.Z. KARA    | Professeur / USBU Blida -1           | Examinatrice |
| • S.C. BOUBIDI | Maître de recherche/ IPA – Alger     | Promoteur    |

**Année universitaire : 2020-2021**

## Remerciements

Avant toute chose je remercie le bon Dieu le tout puissant de m'avoir accordé la force, la volonté, le courage, la patience et les moyens afin de pouvoir réaliser ce travail.

Je suis très honorée par Mme Zerkaoui Ahlem, Maitre Assistante à l'université Saad Dahleb de blida, qui a bien voulu présider ce jury. Je la prie d'accepter l'expression de mon respect et de ma profonde considération.

Je suis très reconnaissante envers Mme kara Fatma Zohra, Professeur à l'université Saad Dahleb de blida d'avoir accepté d'examiner notre manuscrit, mes sincères reconnaissances et remerciements et mes respectueuses grâces.

Mes remerciements les plus chaleureux vont au Dr Boubidi Saïd Chaouki, Maître de recherche en Entomologie Médicale au sein du laboratoire d'Eco-épidémiologie Parasitaire à l'institut Pasteur d'Algérie, annexe de Sidi Fredj pour avoir dirigé ce travail et pour l'excellent encadrement fourni, ses compétences scientifiques, son dévouement total pour la recherche. Je lui suis très reconnaissante pour sa disponibilité, sa bienveillance et son soutien permanent, et d'avoir prêté un intérêt constant. Je lui dois beaucoup pour le contenu du travail présenté, pour ses critiques constructives et son aide aux différentes entraves rencontrées. Je vous remercie Docteur tout particulièrement pour vos judicieux conseils avec écoute, amabilité et patience. Je vous remercie également pour la confiance que vous m'avez portée pendant ces mois. Merci pour le temps que vous m'avez consacré lors de la correction. Je vous remercie très sincèrement, pour tout cela et encore bien pour votre humanisme, votre bonté et votre gentillesse...Merci !

Un vif remerciement va à Mr Harrat Zoubir, Directeur de recherches, Chef du laboratoire D'Eco-Epidémiologie Parasitaire et Génétique des Population, à l'Institut Pasteur d'Algérie, pour m'avoir accueillie au sein de son laboratoire.

Mes remerciements s'adressent au Dr Amara Korba Raouf, maître de conférences à l'université Mohamed El Bachir El Ibrahimi, Bordj Bou Arreridj, pour avoir accepté de réaliser l'analyse statistique des résultats expérimentaux de notre travail.

Je remercie aussi l'ensemble du personnel du laboratoire P3 des arbovirus de l'Institut Pasteur d'Alger, pour leurs accueils chaleureux et leurs aides.

Je tiens également à témoigner toute ma reconnaissance à Mes chers parents Hakim et Safia qui m'ont toujours aidée, protégée afin que je puisse accomplir mes études.

Je voudrai remercier du fond du cœur mon cher frère Issam, qui m'a toujours encouragée au cours de mes études.

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, je dirai merci.

# Table des matières

Remerciements

Table des illustrations : Listes des figures

Listes des abréviations

Résumés

Introduction générale

<b>I.</b>	<b>Généralités sur <i>Aedes albopictus</i> :</b>	<b>17</b>
<b>I.1</b>	<b>La position taxonomique :</b>	<b>17</b>
<b>I.2</b>	<b>Répartition géographique d'<i>Aedes albopictus</i> :</b>	<b>18</b>
<i>I.2.1</i>	Dans le monde :	18
<i>I.2.2</i>	En Algérie :	19
<b>I.3</b>	<b>Importance médicale d'<i>Aedes albopictus</i> :</b>	<b>20</b>
<i>I.3.1</i>	Nuisance.....	20
<i>I.3.2</i>	<i>Aedes albopictus</i> vecteur de nombreux arbovirus :	21
<b>I.4</b>	<b>Cycle biologique d'<i>Aedes albopictus</i> :</b>	<b>23</b>
<i>I.4.1</i>	Stade œuf :	24
<i>I.4.2</i>	Le stade larvaire :	25
<i>I.4.3</i>	Le stade nymphal :	26
<i>I.4.4</i>	Le stade adulte :	27
<b>I.5</b>	<b>L'écologie d'<i>Aedes albopictus</i> :</b>	<b>29</b>
<i>I.5.1</i>	Gites de reproduction :	29
<i>I.5.2</i>	Dynamique saisonnière :	30
<i>I.5.3</i>	Préférences trophiques :	31
<b>I.6</b>	<b>Les œufs d'<i>Ae. albopictus</i> : une arme de "dispersion" massive ?</b>	<b>32</b>
<i>I.6.1</i>	Structure et résistance de l'œuf d' <i>Aedes sp</i> :	32
<i>I.6.2</i>	Résistance de l'œuf :	34
<i>I.6.3</i>	Phénomène de la diapause :	38
<b>II</b>	<b>Matériels et Méthodes :</b>	<b>41</b>
<b>II.1</b>	<b>Lieu d'étude :</b>	<b>41</b>
<b>II.2</b>	<b>Matériels utilisés :</b>	<b>41</b>
<b>II.2.1</b>	<b>Matériel biologique :</b>	<b>41</b>

II.2.2	Matériel non-biologique : .....	41
II.2.3	Technique d'élevage en Insectarium : .....	42
II.3	Les différents tests réalisés : .....	<b>45</b>
	<b>II.3.1 Expérience 1 : Etude de l'effet de l'exposition aux températures extrêmes sur la viabilité des œufs.....</b>	<b>45</b>
	1) Exposition à – 20°C.....	<b>46</b>
	2) Exposition à – 80°C.....	<b>46</b>
	3) Exposition à – 200°C.....	<b>46</b>
	4) Exposition à 50°C.....	<b>46</b>
	5) Exposition à 100°C.....	<b>46</b>
	<b>II.3.2 Expérience 2 :Etude de l'effet de l'exposition à certains produits chimiques sur la viabilité des œufs.....</b>	<b>47</b>
	1) Exposition à l'eau de Javel.....	<b>48</b>
	2) Exposition à l'eau de Javel dilué (12°CHL).....	<b>48</b>
	3) Exposition à l'eau de Javel concentré (32°CHL).....	<b>48</b>
	4) Exposition aux insecticides .....	<b>48</b>
	5) Exposition à la deltaméthrine diluée (0.25 g/l).....	<b>48</b>
	6) Exposition à la deltaméthrine concentrée (25 g/l).....	<b>48</b>
	7) Exposition au téméphos (EC 500) diluée (2,5 g/l).....	<b>48</b>
	8) Exposition au téméphos (EC 500) concentré (500 g/l).....	<b>48</b>
II.3.3	Taux d'éclosion : .....	49
II.3.4	Analyse statistique : .....	49
<b>III</b>	<b>Résultats : .....</b>	<b>50</b>
III.1	Expérience 1 : Exposition aux températures extrêmes : .....	50
III.2	Expérience 2 : Exposition aux produits chimiques : .....	56
<b>IV</b>	<b>Discussion : .....</b>	<b>68</b>
<b>V</b>	<b>Conclusion et Perspectives : .....</b>	<b>75</b>
	<b>Références bibliographiques</b>	
	<b>Annexes</b>	

## Table des illustrations : Listes des figures

<b>Figure 1</b> : Distribution potentielle actuelle d' <i>Ae. albopictus</i> sur la base des conditions climatiques actuelles.....	19
<b>Figure 2</b> : Répartition d' <i>Aedes albopictus</i> en Algérie.....	20
<b>Figure 3</b> : Cycle de développement du moustique tigre .....	24
<b>Figure 4</b> : Vue macroscopique des œufs d' <i>Aedes albopictus</i> .....	25
<b>Figure 5</b> : Larve du moustique tigre d'Asie.....	26
<b>Figure 6</b> : Nymphe de moustique tigre .....	27
<b>Figure 7</b> : A) <i>Aedes albopictus</i> adulte B) Photographie du thorax avec la ligne longitudinale centrale d'écailles argentées C) Détails de la tête avec l'abdomen segmenté avec des écailles.....	28
<b>Figure 8</b> : Différents lieux propices au développement <i>Aedes albopictus</i> .....	30
<b>Figure 9</b> : Vue d'ensemble et des couches de la coquille d'un œuf d' <i>Aedes albopictus</i> . .....	33
<b>Figure 10</b> : Chronologie de la formation des couches de la coquille d'œuf d' <i>Aedes aegypti</i> .....	34
<b>Figure 11</b> : L'acquisition brutale de la résistance à la dessiccation dans l'embryogenèse d' <i>Aedes aegypti</i> est liée à la formation de cuticules séreuses.....	37
<b>Figure 12</b> : Le flux d'eau à travers la coquille d'œuf avant et après la formation de la cuticule séreuse chez trois genres de moustiques différents.....	38
<b>Figure 13</b> : Évolution du stade du cycle de vie de la diapause chez les moustiques la diapause est observée aux 3 stades du genre <i>Anopheles</i> . .....	39
<b>Figure 14</b> : Description schématique des phases du processus de diapause des œufs chez <i>Aedes albopictus</i> .....	40
<b>Figure 15</b> : Schéma de protocole expérimentale de l'élevage en masse d' <i>Aedes albopictus</i> .....	44
<b>Figure 16</b> : Schéma de protocole expérimentale des tests d'exposition des œufs <i>Aedes albopictus</i> aux différents facteurs physico-chimiques.....	46
<b>Figure 17</b> : Schéma de protocole expérimentale des tests d'exposition des œufs <i>Aedes albopictus</i> aux produits chimiques.....	48

<b>Figure 18</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>50</b>
<b>Figure 19</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>50</b>
<b>Figure 20</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>51</b>
<b>Figure 21</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -80°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>52</b>
<b>Figure 22</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -80°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>52</b>
<b>Figure 23</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -200°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>53</b>
<b>Figure 24</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -200°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>53</b>
<b>Figure 25</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>54</b>
<b>Figure 26</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>54</b>
<b>Figure 27</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>54</b>
<b>Figure 28</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>55</b>

<b>Figure 29</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>55</b>
<b>Figure 30</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>55</b>
<b>Figure 31</b> : Resultats des observation des œufs d' <i>Ae. albopictus</i> apres l'exposition à l'eau de javel à differents intervalles du temps et à differents concentrations.....	<b>57</b>
<b>Figure 32</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentré (32°CHL) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>57</b>
<b>Figure 33</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentré (32°CHL) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>57</b>
<b>Figure 34</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentré (32°CHL) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>58</b>
<b>Figure 35</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel dilué (12°CHL) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>59</b>
<b>Figure 36</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel dilué (12°CHL) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>59</b>
<b>Figure 37</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel dilué (12°CHL) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>60</b>
<b>Figure 38</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>62</b>
<b>Figure 39</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>62</b>

<b>Figure 40</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>62</b>
<b>Figure 41</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>63</b>
<b>Figure 42</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>63</b>
<b>Figure 43</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>60</b>
<b>Figure 44</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine dilué (0.25g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>64</b>
<b>Figure 45</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine dilué (0.25g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>64</b>
<b>Figure 46</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine dilué (0.25g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>65</b>
<b>Figure 47</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>66</b>
<b>Figure 48</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>66</b>
<b>Figure 49</b> : Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.....	<b>66</b>

## Liste des abréviations :

*Ae* : *Aedes*

*Cx* : *Culex*

*An* : *Anopheles*

EC : Concentré émulsionnable

°CHL : Degré Chlorométrique

MEB : la microscopie électronique à Balayage

MET : la microscopie électronique à Transmission

EX : Exochorion

EN : Endochorion

SC : la cuticule séreuse

OSC : la cuticule de la séreuse externe

mSC : la cuticule de la séreuse moyenne

iSC : la cuticule de la séreuse interne

R : réplica

## Résumé

*Aedes albopictus* ou moustique tigre représente un véritable danger à cause des nombreux arbovirus qu'il peut transmettre. Cette espèce est l'une des plus invasives au monde et elle continue sa propagation sur de nouveaux territoires, cela est dû au pouvoir de ses œufs à résister aux conditions hivernales (œufs diapausants) et à la dessiccation pendant les périodes favorables (œufs non diapausants). Dans la présente étude nous avons réalisé nos investigations sur des œufs non diapausants, sur lesquels nous avons réalisé des expositions à des facteurs abiotiques extrêmes afin de voir jusqu'où ces derniers sont résistants.

Deux types de facteurs extrêmes d'expositions ont été utilisés : 1) la température (-200°C, -20°C, -20°C, 50°C et 100°C) et 2) des produits chimiques (Eau de Javel (concentration : 12° et 32°) et les insecticides : Téméphos (concentration : 2.5 g/l et 500 g/l) et Deltaméthrine (concentration : 0.25g/l et 25g/l).

Nos résultats ont montré que les œufs d'*Ae. albopictus* non diapausants ont une certaine résistance aux températures extrêmes. Ils ont montré des taux d'éclosions importants, supérieurs à 60% lorsqu'ils étaient exposés 1 minute à -20°C et jusqu'à 17,5 % après une exposition de 10 minutes. Néanmoins les températures très basses ont eu un effet délétère important malgré que 8,3% ont pu éclore après une exposition d'une minute à - 80°C. L'exposition à la chaleur a également montré un faible taux d'éclosion avec un maximum de 5,3% des œufs qui ont pu éclore après 1 min d'exposition à 50°C. Au-delà de cette durée et à une température de 100 °C aucun œuf n'a pu éclore. Cependant les œufs d'*Ae. albopictus* ont montré une forte résistance aux facteurs d'expositions chimiques, avec des taux d'éclosion allant de 96,3 % à 80,9 % pour l'eau de Javel diluée et concentrée respectivement et 85,8% et 86,1% pour le téméphos et la deltaméthrine dilués respectivement, par contre une forte baisse du taux d'éclosion a été remarquée (19,5% et 12,8% respectivement) en utilisant ces deux insecticides d'une façon très concentrées.

Nos résultats montrent pour la première fois le degré important de résistance des œufs d'*Ae. albopictus*, lui conférant un atout certains qui est en faveur d'un pouvoir invasif qui lui a permis d'envahir le monde et par la même occasion de générer une menace importante concernant la transmission des virus de la Dengue, du Chikungunya et du Zika.

**Mots clés :** *Aedes albopictus*, œufs, résistance, température extrême, eau de Javel, insecticides.

## Abstract

*Aedes albopictus* or tiger mosquito is a real danger because of the many arboviruses it can transmit. This species is one of the most invasive in the world and it continues to spread over new territories, this is due to the power of its eggs to resist winter conditions (diapausing eggs) and desiccation during favorable periods (non-diapausing eggs). In the present study we carried out our investigations on non-diapausing eggs, on which we carried out exposures to extreme abiotic factors in order to see to what extent they are resistant.

Two types of extreme exposure factors were used: 1) the temperature (-200°C, -20°C, -20°C, 50°C and 100°C) and 2) of chemicals (bleach (concentration: 12° and 32°) and insecticides: Temephos (concentration: 2.5 g/l and 500 g/l) and Deltamethrin (concentration: 0.25g/l and 25g/l).

Our results showed that non-diapausing *Ae. albopictus* eggs have some resistance to extreme temperatures. They showed significant hatching rates, greater than 60% when exposed 1 minute to -20°C and up to 17.5% after 10-minute exposure. Nevertheless, very low temperatures had a significant deleterious effect despite that 8.3% could hatch after an exposure of one minute to -80°C. Heat exposure also showed a low hatching rate with a maximum of 5.3% of the eggs that could hatch after 1 min of exposure to 50°C. Beyond this time and at a temperature of 100°C, no eggs could hatch. However, the eggs of *Ae. albopictus* showed strong resistance to chemical exposure factors, with hatching rates ranging from 96.3% to 80.9% for diluted and concentrated bleach and 85.8% and 86.1% for diluted Temephos and deltamethrin respectively, on the other hand, a sharp decrease in the hatching rate was noted (19.5% and 12.8% respectively) using these two insecticides in a highly concentrated manner.

Our results show for the first time the high degree of resistance of eggs *Ae. albopictus*, giving it a definite advantage that is in favor of an invasive power that has allowed it to invade the world and at the same time generate a significant threat regarding the transmission of Dengue, Chikungunya and Zika viruses.

**Key words:** *Aedes albopictus*, eggs, resistance, extreme temperature, bleach, insecticides

## المخلص :

بعوضة الزاعجة البيضاء *Aedes albopictus* أو بعوضة النمر تشكل خطراً حقيقياً بسبب العديد من فيروسات التي يمكن أن تنقلها. هذا النوع هو واحد من أكثر الأنواع غزواً في العالم ويستمر في الانتشار على مناطق جديدة ، ويرجع ذلك إلى قوة بيضه في مقاومة ظروف الشتاء (بيض السبات) والجفاف خلال الفترات الملائمة (بيض غير سبات). في هذه الدراسة ، أجرينا تحقيقاتنا على البيض غير المسبب للإيقاع ، حيث أجرينا تعرضاً لعوامل غير حيوية شديدة من أجل معرفة مدى مقاومتها.

تم استخدام نوعين من عوامل التعرض الشديدة: (1) درجة الحرارة (-200 درجة مئوية، -20 درجة مئوية، -20 درجة مئوية، 50 درجة مئوية و100 درجة مئوية) و(2) المواد الكيميائية (التبييض) (التركيز: 12 درجة و32 درجة مئوية) والمبيدات الحشرية (Temephos): التركيز: 2.5 جم / لتر و 500 جم / لتر) والدلتامثرين (التركيز: 0.25 جم / لتر و 25 جم / لتر)

أظهرت نتائجنا أن بيض Ae. البوبيكتوس غير المسبوق لديه بعض المقاومة لدرجات الحرارة القصوى. أظهرت معدلات تفشي كبيرة، أكثر من 60% عند التعرض لمدة دقيقة واحدة إلى -20 درجة مئوية وما يصل إلى 17.5% بعد 10 دقائق من التعرض. ومع ذلك، كان لدرجات الحرارة المنخفضة للغاية تأثير ضار كبير على الرغم من أن 8.3% يمكن أن تفقس بعد دقيقة واحدة من التعرض إلى -80 درجة مئوية. أظهر التعرض للحرارة أيضاً معدل فقس منخفضاً بحد أقصى 5.3% من البيض الذي كان قادراً على الفقس بعد دقيقة واحدة من التعرض إلى 50 درجة مئوية. بعد هذا الوقت وعند درجة حرارة 100 درجة مئوية لا يمكن أن تفقس بيضة. ومع ذلك، بيضاً أظهر مقاومة قوية لعوامل التعرض للمواد الكيميائية ، حيث تراوحت معدلات الفقس من 96.3% إلى 80.9% للتبييض المخفف والمركّز على التوالي و 85.8% و 86.1% للتيمفوس والدلتامثرين المخفف على التوالي ، ومن ناحية أخرى انخفاض قوي في الفقس. ولوحظ معدل (19.5% و 12.8% على التوالي) باستخدام هذين المبيدات بطريقة مركزة جداً. تظهر نتائجنا لأول مرة درجة عالية من المقاومة لبيض *Ae. albopictus*، مما يمنحها ميزة محددة لصالح قوة غازية مكنتها من غزو العالم وفي نفس الوقت تولد تهديداً كبيراً فيما يتعلق بنقل فيروسات حمى الضنك ولشيكونغونيا وزيكا.

**الكلمات المفتاحية:** الزاعجة البيضاء، البيض، المقاومة، درجة الحرارة، التبييض، المبيدات الحشري

### Introduction

Les arthropodes hématophages, en particulier les moustiques, présentent des risques pour la santé humaine et animale en raison des agents pathogènes qu'ils peuvent transmettre. Le moustique tigre, *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894), espèce hautement invasive, est capable de transmettre au moins 26 arbovirus et autres parasites principalement tropicaux dans des conditions de laboratoire et est un vecteur connu d'agents pathogènes tels que ceux qui causent la dengue et le chikungunya (Paupy et al., 2009).

*Ae. albopictus* est originaire d'Asie du Sud-Est. Il est reconnaissable par la présence d'une ligne médiane d'écailles blanches sur son thorax noir, visible à l'œil nu.

Cette espèce est l'une des plus invasives au monde (Benedict et al., 2007 ; Paupy et al., 2009). Ce moustique est également une importante source de nuisance qui impacte la qualité de la vie humaine à cause de son comportement agressif de prise de repas de sang diurne.

En moins de 40 ans, *Ae. albopictus* s'est propagé à partir de son aire de répartition naturelle et a pu coloniser tous les continents, excepté l'Antarctique (Boubidi, 2016). Le succès de l'invasion de ce moustique est lié à la grande plasticité écologique et physiologique, qui lui permet de s'adapter rapidement aux environnements nouvellement colonisés, mais essentiellement aux caractéristiques de ses œufs. Ces derniers ne sont pas pondus sur l'eau et peuvent résister plusieurs mois à la dessiccation (Hawley, 1988). Ils sont pondus par les femelles sur tout type de récipients utilisés par l'homme dans son entourage. Ces œufs se déplacent donc avec les récipients qui les contiennent. De plus, en climat tempéré, les œufs peuvent opérer une dormance (diapause) qui leur confère une résistance encore plus importante aux températures hivernales et permet un maintien des populations jusqu'au printemps suivant (Duvallet et al., 2017).

La souche invasive d'*Ae. albopictus* s'est très bien adaptée au climat de la zone tempérée. Cette zone de la planète est caractérisée par quatre saisons dont une chaude, l'été et l'autre froide, en hiver, où les températures minimales frôlent les 0°C.

Les larves aquatiques et les nymphes de ce moustique ne supportent pas les températures moyennes annuelles inférieures à 11°C.

En revanche, l'œuf d'*Ae. albopictus* est le seul stade de vie capable de tolérer des températures aussi basses que  $-10^{\circ}\text{C}$  (**Hanson et Craig, 1995a**).

Deux traits de résistances sont indispensables aux œufs d'*Ae. albopictus* afin de survivre durant l'hiver : la résistance au froid et la résistance à la dessiccation.

En zone tempérée plusieurs chercheurs ont décrit la capacité des œufs de survivre durant l'hiver (œufs diapausants) aux températures sous-optimales, mais n'y a que peu d'informations concernant la mortalité des œufs d'été (œufs non diapausants) (**Vacus, 2012**). La capacité des œufs d'*Ae. albopictus* de résister au froid permet à l'espèce de survivre à des températures avoisinant les  $0^{\circ}\text{C}$  même au dissous (Mitchell, 1995). Dans la nature, la survie des œufs d'*Ae. albopictus* à des basses températures a été prouvée expérimentalement, ces œufs ont montré une survie après exposition à  $0^{\circ}\text{C}$  jusqu'à  $-15^{\circ}\text{C}$  (**Kraemer et al, 2020**). De plus **Hawley, (1988)** a trouvé 78 à 99% des œufs d'*Ae. albopictus* des zones tempérées d'Asie et des Etats Unis sont capables de survivre à une exposition à  $-10^{\circ}\text{C}$  pendant 24 heures. Cette caractéristique de résistance au froid est largement avérée au niveau mondial puisque *Ae. albopictus*, contrairement à *Ae. aegypti*, peut se développer dans des régions tropicales comme des régions tempérées (**Christophers, 1960 ; Hawley, 1988**).

Cette aptitude à résister aux différents facteurs abiotiques (la sécheresse, la température...) semble être basé essentiellement sur la structure anatomique des œufs qui est recouvert d'une coquille qui résiste à la perte et à l'absorption d'eau (imperméable). Cependant, pendant la diapause, les œufs sont encore plus résistants à la dessiccation, cette résistance est attribuée à la formation complète de la cuticule séreuse, qui empêche l'eau de s'échapper de l'embryon (**Rezende et al., 2008**). La résistance au froid peut être due au développement d'un espace intermembranaire entre la membrane séreuse et l'endochorion de la coquille d'œuf (**Kreß et al., 2016**).

Dans la présente étude nous nous proposons d'analyser les effets des températures extrêmes et certains produits chimiques sur les œufs d'*Ae. albopictus* pour mieux comprendre la résistance naturelle de ses œufs ainsi que son potentiel invasif.

Dans ce contexte, nous évaluerons, dans des conditions de laboratoire, la résistance des œufs d'*Ae. albopictus* par rapport à des facteurs abiotiques extrêmes, afin de voir à quel point les œufs du moustique tigre sont résistants à des conditions défavorables, même en sachant que ces facteurs ne sont pas aussi extrêmes dans le milieu naturel où vit cette espèce. In fine le but est de voir à quel point la cuticule des

œufs est hermétique, par rapport aux températures extrêmes, et imperméables par rapport aux produits chimiques dangereux pour la survie de l'embryon du moustique.

Pour cela deux expériences ont été réalisées :

1. L'exposition aux températures extrêmes (au froid à  $-20^{\circ}\text{C}$ ,  $-80^{\circ}\text{C}$ ,  $-200^{\circ}\text{C}$  et à la chaleur à  $50^{\circ}\text{C}$  et  $100^{\circ}\text{C}$ ).
2. L'exposition à certains produits chimiques (eau de javel et certains insecticides qui sont utilisés en santé publique : Téméphos et Deltaméthrine) à différentes concentrations.

Les résultats obtenus seront discutés afin d'apporter des éléments de réponses expliquant la capacité invasive et de dispersion du moustique tigre durant les 40 dernières années.

## I. Généralités sur *Aedes albopictus* :

### I.1 La position taxonomique :

*Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) *Stegomyia albopictus* (Reinert et al., 2004) est communément appelé « moustique tigre asiatique », il fait partie du règne *Animale* et appartient à :

- Embranchement : *Arthropodes*

(Invertébré au corps formé de segments articulés) (Vachon and Legendre,1985).

- Sous-embranchement : *Antennates* ou *Mandibulates*

(Ils possèdent une paire de mandibules et une paire d'antennes) (Univ Lyon 2000).

- Classe : *Insectes*

(Un groupe est caractérisé morphologiquement par un corps qui est divisé en 3 parties : tête, thorax et abdomen ainsi qu'ils ont 3 paires de pattes et les pièces buccales sont externes) (Gaumont a,1985).

- Sous-classe : *Ptérygotes*

(Ce signifie insecte de forme ailée)(Gaumont b,1985).

- Infra-classe : *Néoptères*

(Il s'agit des insectes ailés dont les ailes se replient au repos)(Gaumont b,1985).

- Super-ordre : *Mécoptéroïdes*

(Ils regroupent les insectes ont métamorphoses complètes -Holométabole -) (Gaumont b,1985).

- Ordre : *Diptères*

(ce terme signifie Insecte qui possède deux ailes, une seule paire d'ailes fonctionnelles et l'autre servent de balancier à rôle sensoriel)(Bourbonnais,2009).

- Sous-ordre : *Nématocères*

(Insecte diptère aux formes grêles, aux antennes longues et dont la nymphe, aquatique, toujours orthoptère, est emmaillottée) (Bourbonnais,2009).

- Famille : *Culicidae*

(Caractérisée par des espèces dont les adultes présentent des antennes longues et fines à nombreux articles. Les femelles possèdent des pièces buccales de type piqueur-

suceur, allongée en forme de trompe rigide. Au sein des Culicidae on distingue trois sous familles : les Toxorhynchitinae, les Anophelinae et les Culicinae)

- Sous-famille : *Culicinae*

- Genre : *Aedes*

(Compte 23 sous genres dont le plus diversifié est le sous genre *Stegomyia* qui regroupe près de 110 espèces)

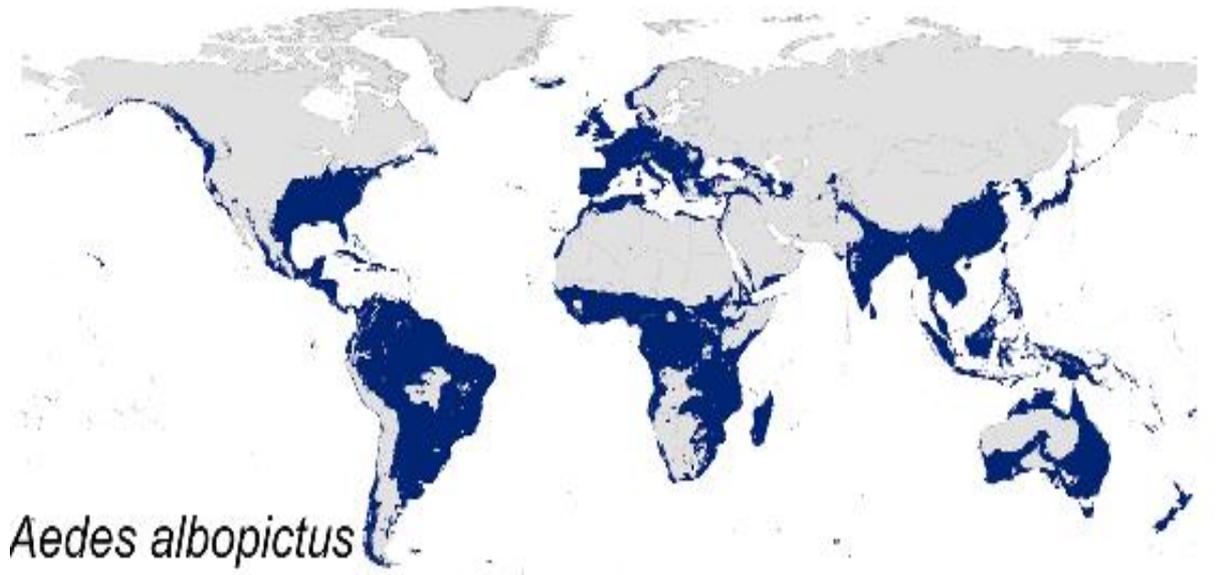
- Espèce : *Aedes albopictus*(Skuse,1895).

## I.2 Répartition géographique d'*Aedes albopictus* :

### I.2.1 Dans le monde :

Le moustique tigre asiatique, *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894), est une espèce originaire des milieux tropicaux d'Asie du Sud-Est. Ce moustique est fréquent dans son aire d'origine y compris certaines parties de la Chine, de la Corée, du Japon des îles du Pacifique occidental et de l'océan Indien (Hawley et al., 1988). Ce moustique a été l'une des espèces animales à se propager le plus rapidement au cours des deux dernières décennies (Benedict et al., 2007). Cette espèce est classé quatrième parmi les 100 plus invasives du monde du vivant par le très sérieux Invasive Species Specialist Group. Ce sont des caractéristiques biologiques particulières associées à l'accroissement des échanges commerciaux internationaux qui ont permis cette expansion géographique (Vacus.,2012). La répartition mondiale d'*Ae. albopictus* a commencé avec le Pacifique et les îles indiennes, suivies par l'Amérique du Nord en 1985, le Brésil et d'autres pays d'Amérique du Sud les années suivantes. L'Afrique a été colonisée en 2000, malgré des enregistrements isolés depuis au moins 1990 (Benedict et al., 2007). Ce moustique a été observé pour la première fois sur le territoire Européenne Albanie en 1979 puis a colonisé l'Italie où sa première mise en évidence a eu lieu à Gènes en 1990. La France a été colonisée plus tard. Les premières larves d'*Aedes albopictus* ont été observées sur un site de stockage de pneus usagés en Normandie en 1999 (Brasseur, 2011). Le moustique a également été identifié dans d'autres pays Européens tels que la Belgique, les Pays bas ou encore la Suisse (Benedict et al., 2007 ; ECDC, 2009). Il s'est propagé dans au moins 28 pays en dehors

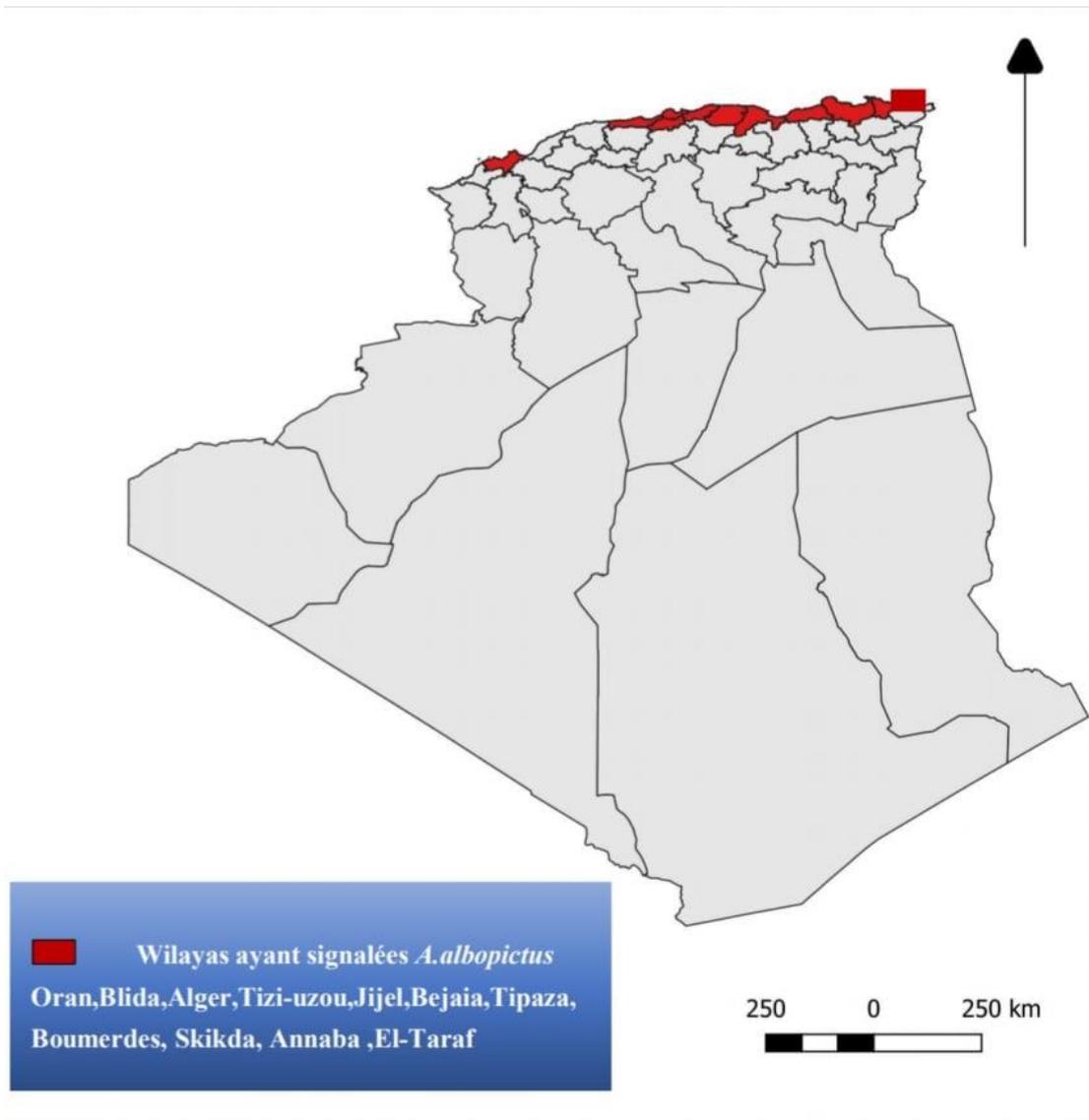
de son aire de répartition d'origine à travers le monde, il est présent dans les cinq continents (**Figure 1**).



**Figure 1** : Distribution potentielle actuelle d'*Ae. albopictus* sur la base des conditions climatiques actuelles ( **Kamal et al., 2018**)

### I.2.2 En Algérie :

Ce moustique a été signalé pour la première fois dans la Wilaya de Tizi-Ouzou en aout 2010, il s'agit du premier rapport d'*Aedes albopictus* en Algérie et plus largement au Maghreb (**Izri et al., 2011**). En décembre 2015 une première installation durable de cette espèce a été rapportée en Algérie et en Afrique du Nord (**Benallal et al., 2016**). Alerté par des plaintes concernant des piqûres de moustiques survenues pendant la journée pour les habitants de la ville balnéaire d'Ain Turk, ouest de l'Algérie Le moustique tigre a par la suite colonisé plusieurs localités et communes du nord de l'Algérie provoquant une forte nuisance amenant la population à consulter au niveau des services de santé. Les wilayas où ce moustique a été localisé en 2019 sont : Oran, Blida, Alger, Tizi-Ouzou, Jijel, Bejaïa, Tipaza, Boumerdes, Skikda, El-Taref et Annaba (**Benallal et al., 2019**). La carte suivante illustre la répartition en Algérie (**Figure 2**).



**Figure 2 :** Répartition d'*Aedes albopictus* en Algérie, (IPA, 2019) en rouge , les Wilayas ayant signalées *Ae. albopictus* Oran, Blida, Alger, Tizi-uzou-Bejaia- Tipaza Boumerdes-Skikda-Annaba-El-Taraf, (Source : <http://www.sante.gov.dz/> )

### I.3 Importance médicale d'*Aedes albopictus* :

#### I.3.1 Nuisance :

*Aedes albopictus* est responsable de nuisances très importantes. Selon une étude italienne réalisée en Emilie- Romagne, une personne sur deux déclare passer moins de temps à l'extérieur en raison de la présence de ce moustique (Vacus, 2012). Il est en

effet reconnu comme étant un insecte piqueur particulièrement agressif (Les femelles adultes piquent agressivement) (**Legos, 2014**).

Les piqûres d'*Aedes albopictus* occasionnent des lésions et des symptômes plus intenses que les piqûres de la plupart des autres moustiques. Ces piqûres se compliquent parfois d'infections secondaires. De plus, les réactions d'hypersensibilité de type I (hypersensibilité immédiate) seraient également plus fréquentes (**Dutto et Bertero, 2010**) (**Legos, 2014**). Lors de la pique, la femelle introduit ces pièces buccales à travers la peau, et injecte sa salive qui contient des allergènes (salive est composée de nombreuses protéines dont un anesthésiant et un anticoagulant afin de faciliter la prise du repas de sang, le système immunitaire de l'hôte les identifie comme étant des allergènes) causant ces complications (**Bechini, 2017**).

### **I.3.2 *Aedes albopictus* vecteur de nombreux arbovirus :**

Le mot arboviroses vient du mot anglais : « *Arthropod Borne Virus* », qui signifie virus transmis par un arthropode, ce qui les différencie des virus transmis par contact direct interhumain comme le VIH ou le virus Ebola (**Boree and al., 2015**). *Aedes albopictus* outre de son caractère de nuisant, il est comme *Aedes aegypti* et de nombreuses espèces d'*Aedes*, est un vecteur d'un certain nombre d'arboviroses, en particulier la fièvre jaune, la dengue, le chikungunya et la fièvre Zika (**Boree and al., 2015**). Aussi, il pourrait également transmettre à l'homme de façon exceptionnel de certains types de nématodes comme *Dirofilaria repens* (**Dutto et al., 2010**), responsables de parasitoses chez le chien (**Cancrini et al., 2007**).

Ce moustique est une menace pour la santé humaine car il est un vecteur potentiel de plus de 20 autres agents pathogènes (**Paupy et al., 2009. Wong et al., 2013. Grad et al., 2014. Vega-Rúa et al., 2014**). Ces arbovirus transmis par *Ae. albopictus* sont à l'origine de zoonoses maintenues à l'état sauvage grâce à leur réservoirs naturels constitués essentiellement d'oiseaux et mammifères tels que les primates et les rongeurs (**Medlock et al., 2012**). Seulement les trois arbovirus (La dengue, Chikungunya, Zika) qui présentent risque épidémiologique pour l'homme.

**La Dengue :** est aussi appelée « grippe tropicale » ; le virus appartient à la famille des Flaviviridae, au genre Flavivirus comme le virus de la fièvre jaune et du West Nile (**Adrien, 2018**). Le virus de la dengue ou bien Le DENV, est un virus à ARN

monocaténaire à polarité positive et divisé en quatre sérotypes distincts : DENV-1, DENV-2, DENV-3, DENV-4. Une personne infectée par l'un des sérotypes sera immunisée à vie pour celui-ci mais pourra encore être infectée par les autres sérotypes (**Gubler, 1998**) (**Boubidi, 2016**). La dengue dite « classique » apparaît après une période d'incubation de 2 à 14 jours et en moyenne 7 jours. Elle se manifeste par une forte fièvre, accompagnée de céphalées, de nausées, de vomissements, de douleurs articulaires et musculaires et une éruption maculo-papuleuse. La guérison est généralement sans séquelle en 10 à 15 jours. La dengue classique, bien que fortement invalidante, n'est pas considérée comme une maladie sévère contrairement à la dengue hémorragique (**Adrien, 2018**). Cette maladie virale est transmise majoritairement par les moustiques du sous-genre *Stegomyia* (**Boubidi, 2016**). *Aedes albopictus* était connu depuis longtemps comme vecteur de la dengue en Asie de sud (**Vacus, 2012**).

**Chikungunya** : Le virus chikungunya est un arbovirus (Alphavirus de la famille des togaviridae). Il a été isolé pour la 1<sup>ère</sup> fois en Tanzanie et en Ouganda en 1953 (Drass de la réunion, 2006) (**Gauzere, 2011**). Chikungunya est transmis d'homme à homme par l'intermédiaire des moustiques du genre *Aedes*. Ce sont notamment *Aedes albopictus* et *Aedes aegypti* qui sont responsables (**Bechini, 2017**).

Il n'existe aucun vaccin ni médicament ratif ; le traitement consiste en l'atténuation des symptômes (fièvre, douleurs articulaires fortes) (**Oliva, 2012**). Après la piqûre infectante de l'*Aedes*, la personne contaminée passe par une phase silencieuse d'incubation de 4 à 7 jours (pouvant être comprise entre 1 et 12 jours) (**Goislard, 2012**). En ce qui concerne les formes compliquées de chikungunya, elles n'étaient que très peu retrouvées jusqu'à ce que survienne l'épidémie sur l'île de la Réunion en 2005, cependant cette épidémie a été à l'origine de formes neurologiques graves de l'infection par le virus chikungunya. Toutefois, ces atteintes neurologiques sont principalement rencontrées chez des personnes âgées, ou au système immunitaire affaibli ainsi que chez des nouveau-nés infectés in utéro. (**Institut Pasteur, 2016**).

**Le virus de Zika** : Le virus Zika (ZIKV) est un flavivirus africain à ARN simple brin, isolé en 1947 en Ouganda chez un singe rhésus (**Aubry et Gaüzère, 2019**). Il existe 2 lignages de virus Zika, un lignage Afrique et un lignage Asie, responsables d'épidémies dans de nombreux pays : Indonésie, Micronésie, Thaïlande, Philippines (**Enfissi et al., 2016**). La transmission du virus Zika se fait principalement par la piqûre du moustique femelle du genre *Aedes*. *Aedes albopictus* ne serait pas impliqué dans la

transmission sur le terrain pour le lignage Asie du virus, alors que son rôle vecteur du lignage Afrique est bien documenté (**Aubry et Gaüzère, 2019**). Le ZIKV, comme d'autres flavivirus, a un fort tropisme cutané. Les kératinocytes et les fibroblastes du derme sont notamment permissifs à l'infection, ce qui permet d'envisager, pour ces populations cellulaires, un rôle majeur dans les étapes initiales de l'infection après l'inoculation cutanée du virus par le moustique (**Hamel et al., 2015**). Les personnes infectées par Zika sont asymptomatiques (représentant 70-80 %), certaines vont développer une fièvre modérée (inférieure à 38,5 °C) et des symptômes de type pseudo-grippal relativement classiques pour les infections arbovirales (**Who, 2015**). Au-delà de ces symptômes bien répertoriés, des symptômes neurologiques sévères seraient liés à l'infection par le ZIKV. Ainsi, des cas inhabituels de syndrome de Guillain-Barré ont été rapportés au moment de l'épidémie polynésienne (**Oehler et al., 2014**). A ce moment, il n'existe pas de traitements spécifiques pour soigner cette maladie. Il repose uniquement sur un traitement symptomatique avec prise d'antalgiques (**Bechini, 2017**)

### **I.4 Cycle biologique d'*Aedes albopictus* :**

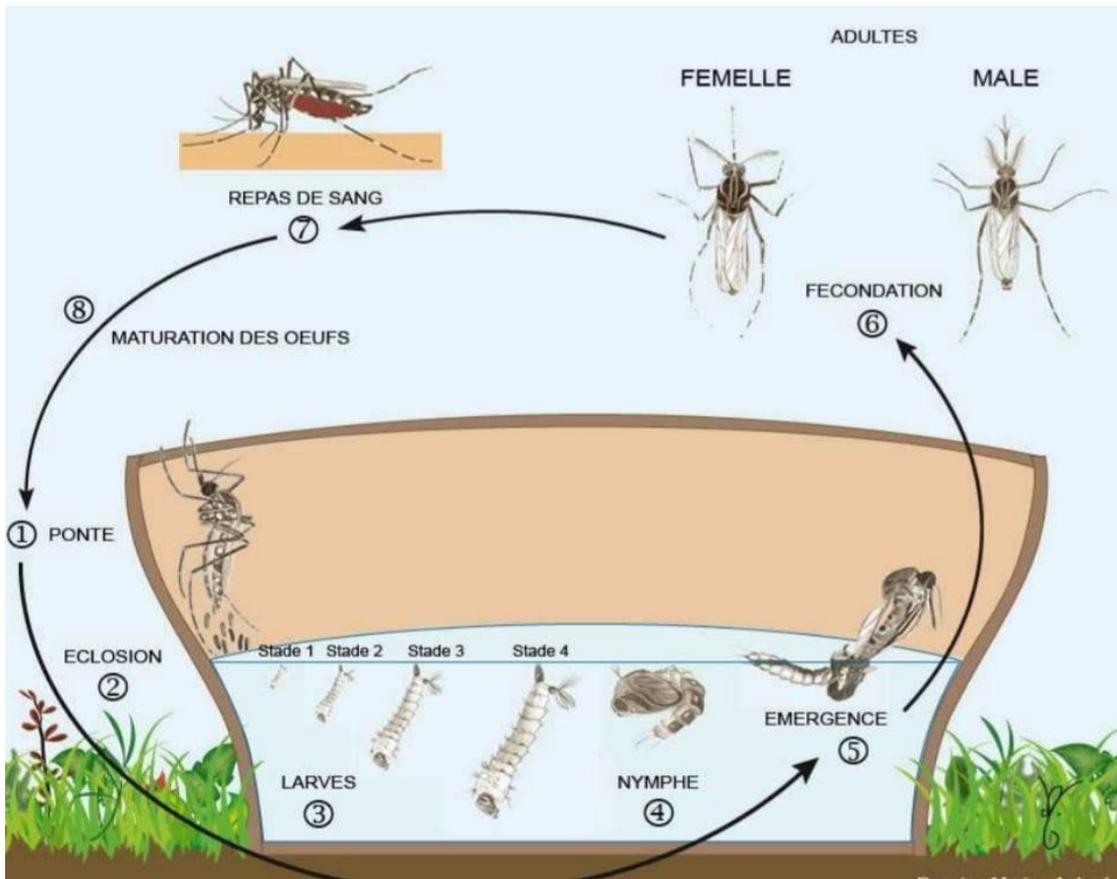
Tous comme les autres espèces de moustique, *Aedes albopictus* passe par quatre stades biologiques, le moustique passera du stade d'œuf, au stade larvaire puis au stade nymphal et enfin au stade imaginal ou adulte.

Ce que nous appelons le cycle de développement chacune de ces stades est morphologiquement différent de l'autre, il est un insecte à métamorphose complète (aucune ressemblance dans ces différents stades, ce cycle parcourt deux milieux totalement différents dont lequel on distingue deux phases :

-Phase aquatique : lieu de développement depuis le stade d'œuf suivit par stade larvaire jusqu'au stade nymphale (**Vacus, 2012**).

-Phase arienne ou terrestre : lieu de vie du moustique adulte

Le cycle dure entre deux à douze jours mais peut rester bloqué au stade œufs pendant plusieurs mois voire même exceptionnellement une année entière pendant la diapause (**Hawley, 1988**) (**Figure 3**).



**Figure 3** : Cycle de développement du moustique tigre  
(Source : <http://www.institutpasteur.nc> )

#### I.4.1 Stade œuf :

Les œufs d'*Ae. albopictus* sont de couleur noire, fusiformes dépourvus de flotteurs latéraux, munis de petites saillies qui assurent leur stabilité au fond de l'eau (Iema, 2000) (Figure4). Ces œufs sont pondus de préférence à l'ombre individuellement sur des supports humides, généralement sur les parois de petites collections d'eau d'origine anthropiques ou naturelles, les femelles sont capables de pondre un grand nombre d'œufs, parfois des centaines (Clements, 2000) en une seule ou plusieurs pontes, elle pourra pondre jusqu'à 2000 œufs en trois semaines (Hawley, 1988).



**Figure 4 :** Vue macroscopique des œufs d'*Aedes albopictus*

(<http://previews.agefotostock.com/previewimage/bajaage/f84a71213eabff01c61d2ce0948176f5/195-637171.jpg>)

C'est ce que l'on appelle l'oviposition. La femelle a pour habitude de les disperser à plusieurs endroits. En effet, les femelles de ce moustique ont la particularité de pondre des œufs préférentiellement dans des petits gîtes contenant de l'eau de pluie (**Bonizzoni and al., 2013**). La période de ponte se situe en général du mois de mai à novembre. Durant l'hiver, l'œuf survit en état de dormance dans les régions tempérées c'est ce que l'on appelle la diapause ou hibernation, les œufs hivernent pour attendre le moment propice pour éclore, au printemps suivant. Cette faculté favorise leur transport et allonge leur durée de vie. Les œufs sont au nombre de 50 à 200 voire parfois 300 par oviposition et éclosent dans des conditions favorables en 48h, supportant la dessiccation, ils peuvent ainsi attendre la mise en eau pendant plusieurs semaines ou mois avant d'éclore (**Brasseur, 2011**). Après l'éclosion les œufs vont donner naissance à des larves qui ont un mode de vie exclusivement aquatique.

### **I.4.2 Stade larvaire :**

L'éclosion des œufs donne naissance à des larves vermiformes apodes de couleur brun clair, pourvues d'un siphon (**Figure 5**). Le stade larvaire passe par 4 phases successifs avant d'arriver au stade nymphal séparés par des mues (croissance discontinue), elles subissent quatre mues (de L1 à L4) leur taille passant de quelques millimètres pour les premiers stades à environ un cm pour la L4.

Les stades larvaires et la métamorphose s'étendent respectivement sur des périodes observées entre 5 et 10 jours et entre 1 et 3 jours, ces durées étant inversement proportionnelles à des températures entre 20 et 30 degrés (Hawley, 1988). Les faibles températures et l'absence de nourriture sont des facteurs ralentissant la durée du développement larvaire (Christopher, 1960 ; Hawley, 1988). Les mâles présentent par ailleurs un temps de développement larvaire inférieur à celui des femelles, et ce même dans des conditions réduites de nourriture (Hawley, 1988). Le temps de développement larvaire médian de l'éclosion à la pupaison était inversement corrélé à la température, durant 7 jours à 32 degrés C et jusqu'à 28 d à 12 degrés C (Briegel et Timmermann, 2001). Ce stade est très mobile les larves plongent en profondeur lorsqu'elles se sentent menacées ou pour la recherche de nourritures. Elles se nourrissent des matières organiques (bactéries, plancton et d'autres micro-organismes) présentes dans l'eau, mais également de particules provenant de tissus de plantes ou d'animaux en décomposition (Clements, 2000).



**Figure 5 :** Larve d'*Aedes albopictus* (Skuse) (Michele. Cutwa, Université de Floride).

### I.4.3 Stade nymphal :

La nymphe est une puce apode en forme de virgule caractérisée par abdomen et d'un céphalothorax globuleux, elle reste souvent à la surface ce qui lui permet de respirer par des spiracles situés sur le mésothorax, les nymphes ne s'alimentent plus car le canal alimentaire est détruit durant la métamorphose (Figure 6).

Le stade nymphal est un stade de transition au métabolisme extrêmement actif, au cours duquel l'insecte subit de très profondes transformations morphologiques et physiologiques qui l'amènent à la forme adulte aérienne et hématophage chez les femelles. L'émergence est la dernière phase de ce stade qui permet au moustique de passer de la phase aquatique à la phase aérienne par les bords de la fente dorsale de la nymphe qui s'écartent pour permettre la sortie de l'adulte (mâle ou femelle) qui dégagera successivement son thorax, sa tête, ses pattes et son abdomen abandonnant dans l'eau son exuvie nymphale.



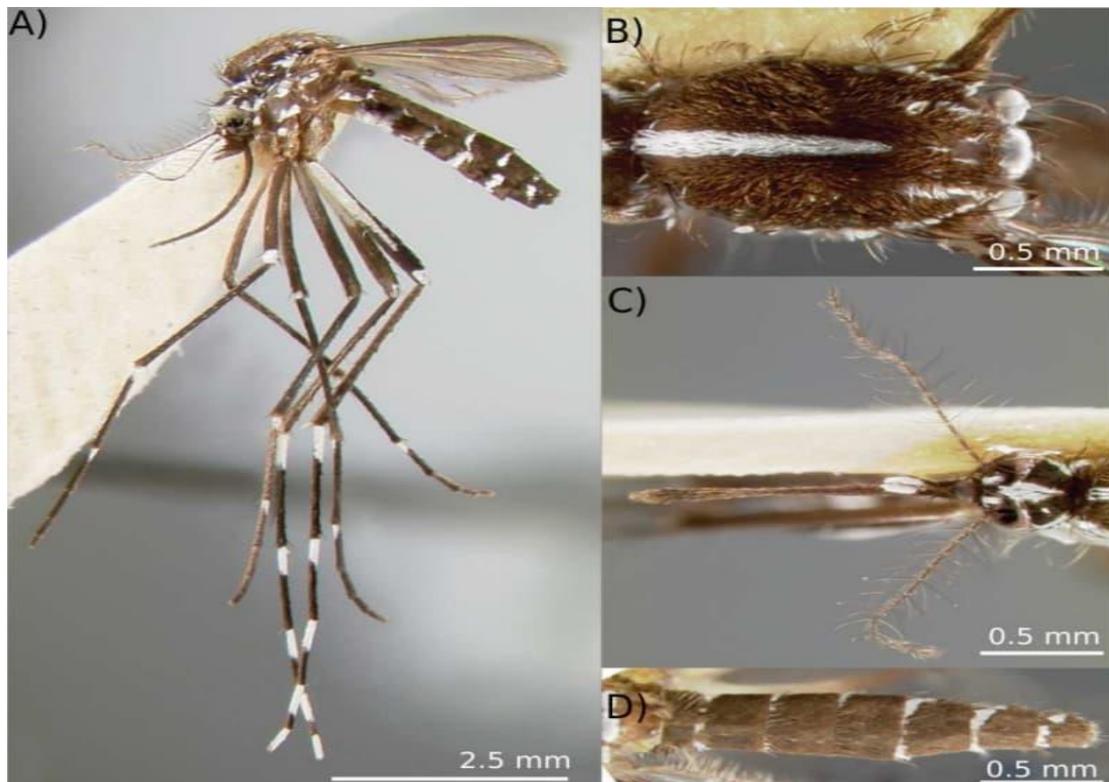
**Figure 6 :** Nymphe de moustique tigre (Nicolas, 1998).

### I.4.4 Stade adulte :

Les adultes d'*Ae. albopictus* sont facilement reconnaissables à leurs écailles noir brillant et à leurs écailles blanches argentées distinctes sur les palpes et les tarses (Hawley, 1988). C'est un moustique de taille moyenne environ 2 à 5 mm de longueur, à l'âge adulte (Eritdja, 2014), ses antennes sont fines non plumeuse, les différences de morphologie entre le mâle et la femelle incluent les antennes du mâle qui sont plumeuses et les pièces buccales qui sont modifiées pour se nourrir de nectar, comme tous les insectes leur corps est divisé en 3 parties : tête, thorax et abdomen (Figure 7).

Les moustiques adultes émergent et se dispersent généralement entre 100 et 600 mètres autour de leurs gîtes larvaires (Honório et al., 2009 ; Verdonschot et al., 2013). Pendant les premiers jours d'existence des adultes, les mâles et femelles sont au repos dans des lieux abrités. Leur premier repas, pris le plus souvent au crépuscule, est composé de nectar. Les mâles ont un cycle légèrement plus court et émergent en premier des gîtes. Le sexe ratio à l'émergence est d'environ 50% (Clements, 1999), les

mâles ne sont sexuellement matures que 1 à 2 jours après l'émergence, les mâles ne pouvant s'accoupler qu'après une rotation de 180° des génitales (Clements, 1999).



**Figure 7 :** A) *Aedes albopictus* adulte B) Photographie du thorax avec la ligne longitudinale centrale d'écaillés argentées C) Détails de la tête avec l'abdomen segmenté avec des écaillés (Source : <http://wrbu.org/mgID/mgmedspc/AedAlbhab.htm> Accédé le 26.07.2018).

Bien que la reproduction n'intervienne pas avant les premières 24h postémergence de ces dernières, les accouplements ont principalement lieu dans les 5 à 10 premiers jours de l'imago, en vol et souvent à proximité des hôtes utilisés pour le repas de sang (Ali et Rozeboom 1973 ; Estrada-Franco et Graig 1995 ; Boyeret *al.*, 2011).

Le sperme du mâle est stocké dans les spermathèques, assurant à la femelle une fécondation des œufs tout au long de sa vie. Si les femelles peuvent s'accoupler à plusieurs reprises, les sécrétions provenant des glandes accessoires des mâles, transférées avec le sperme, leur assurent la paternité de la descendance lors des cycles gonotrophiques suivants si tant est que la femelle n'a pas été fécondée par un nouveau mâle dans un intervalle de 40 minutes (Oliva *et al.*, 2013).

Les femelles qui ont besoin de sang, d'un apport supplémentaire en protéines pour la maturation des œufs. Elles piquent de préférence les vertébrés, y compris l'Homme (Delatte et al., 2009).

### I.5 L'écologie d'*Aedes albopictus* :

#### I.5.1 Gîtes de reproduction :

*Aedes albopictus* a une forte plasticité écologique, ce qui permet son adaptation rapide à un large éventail d'habitats. Des études en Afrique montrent que ses gîtes larvaires sont diversifiés, allant des sites naturels aux conteneurs artificiels (Kamgang et al., 2013 ; Fontenille et al., 2001 ; Kamgang et al., 2010).

Un gîte est une zone ou un contenant dans lequel l'humidité ou l'accumulation d'eau permet aux insectes de se développer durant toute une partie de leur cycle de vie (Houkpe, 2012). Quelques conditions doivent être réunies pour définir un gîte, il s'agit principalement de la température, l'altitude (Salvan et al., 1994) la présence de végétation, de l'eau etc... (Houkpe, 2012).

Le moustique tigre utilise un grand nombre de gîtes larvaires artificiels et naturels différents (Adhami et al., 1998). Le choix est influencé par des facteurs tels que la lumière ou la température de l'eau (Hawley, 1988). Cette diversité diffère grandement d'un lieu à un autre. Néanmoins, les 2 habitats les plus typiques d'*Aedes albopictus* paraissent être les récipients artificiels et les trous d'arbre (Vacus, 2012).

#### Les gîtes artificiels :

*Aedes albopictus* utilise presque tout type de gîtes larvaires artificiels telles que les pneus usagés, les fûts récupérateur d'eau, les pots de fleurs ou les bouteilles et tasses jetées (Adhami et al., 1998). Utilise également les soucoupes de pot de fleurs, Les vases et boîtes de conserves, bâche : tente de campement et serre, Arrosoirs, bidons, seaux (Houkpe, 2012) (Figure 8).



**Figure 8 :** Différents lieux propices au développement *Aedes albopictus*. (a) toiture terrasse favorisant la stagnation de l'eau, (b) avaloirs pluviaux, (c) soucoupes de pots de fleurs, (d) bidon de récupération d'eau de pluie, (e) divers récipients contenant de l'eau (e.g. arrosoir) (Source : EID-Méditerranée, CNEV).

### Les gîtes naturels :

Le moustique tigre a un habitat selvatique, retrouvé dans les galeries forestières et dont les lieux de ponte sont les trous dans les arbres, les noix de coco, et les feuilles de bananier (Bouree et al., 2015). Les marais, les marécages, les boisés humides, les tourbières et les terres partiellement inondées au printemps sont les gîtes naturels de développement des moustiques (Houkpe, 2012).

### I.5.2 Dynamique saisonnière :

La dynamique saisonnière *Ae. albopictus* conditionnée par des facteurs climatiques, des études de la dynamique saisonnière dans une région tempérée en France ont montré un début d'activité des moustiques au mois d'avril atteignant un

pic d'activité en Juillet-Août et diminuant par la suite jusqu'à ce que l'activité cesse au mois de novembre, enregistrement des taux de parturité élevés qui se sont stabilisés entre 0,52 et 0,71 entre le mois de juin et octobre respectivement. Ces taux de parturité indiquent un taux de survie élevé qui pourrait être encore supérieur à cause de l'abondance saisonnière dépend de la température et de la disponibilité de nourriture et d'eau dans une zone géographique particulière, des températures plus élevées accélèrent le développement larvaire, augmentant le nombre de populations adultes, le développement automnal des immatures et par conséquent les taux d'hivernage des œufs (**Medlock and al., 2006**). Une étude dans le nord de l'Italie a montré une augmentation de l'abondance des femelles adultes pendant la période mai jusqu'à septembre, avec un pic à la fin juillet (**Roiz and al., 2010**). En Grèce, *Ae. albopictus* est continuellement actif pendant plus de huit mois de l'année avec la plus grande abondance en été et en automne, avec un pic en octobre. La ponte a lieu de la mi-avril à décembre, le nombre d'œufs étant le plus élevé de la mi-juillet à la fin de l'automne, et considérablement augmenté par temps doux et pluvieux (**Giatropoulos and al., 2012**).

### **I.5.3 Préférences trophiques :**

Les adultes se nourrissent principalement de sucres végétaux (nectar). Néanmoins, alors que les mâles utilisent uniquement cette source d'alimentation, l'appareil buccal des femelles est adapté à la prise d'un repas de sang sur un hôte vertébré (**Legos, 2014**). Dans le laboratoire les *Aedes albopictus* adultes se nourrissent à partir d'une grande variété de nectar d'arbres, arbustes, et fleurs.

*Aedes albopictus* pique d'une façon opportuniste (**Turell et al., 2005**). Les préférences trophiques (choix d'hôte) sont extrêmement variables selon les espèces (**Vacus, 2012**). Les hôtes comprennent les humains, les animaux domestiques et sauvages, les reptiles, les oiseaux et les amphibiens (**Eritja et al., 2005**). Pourtant, des études de laboratoire et des analyses de repas de sang ont montré une préférence pour les humains (**Paupy et al., 2009**).

## **I.6 Les œufs d'*Ae. albopictus* : une arme de "dispersion" massive ?**

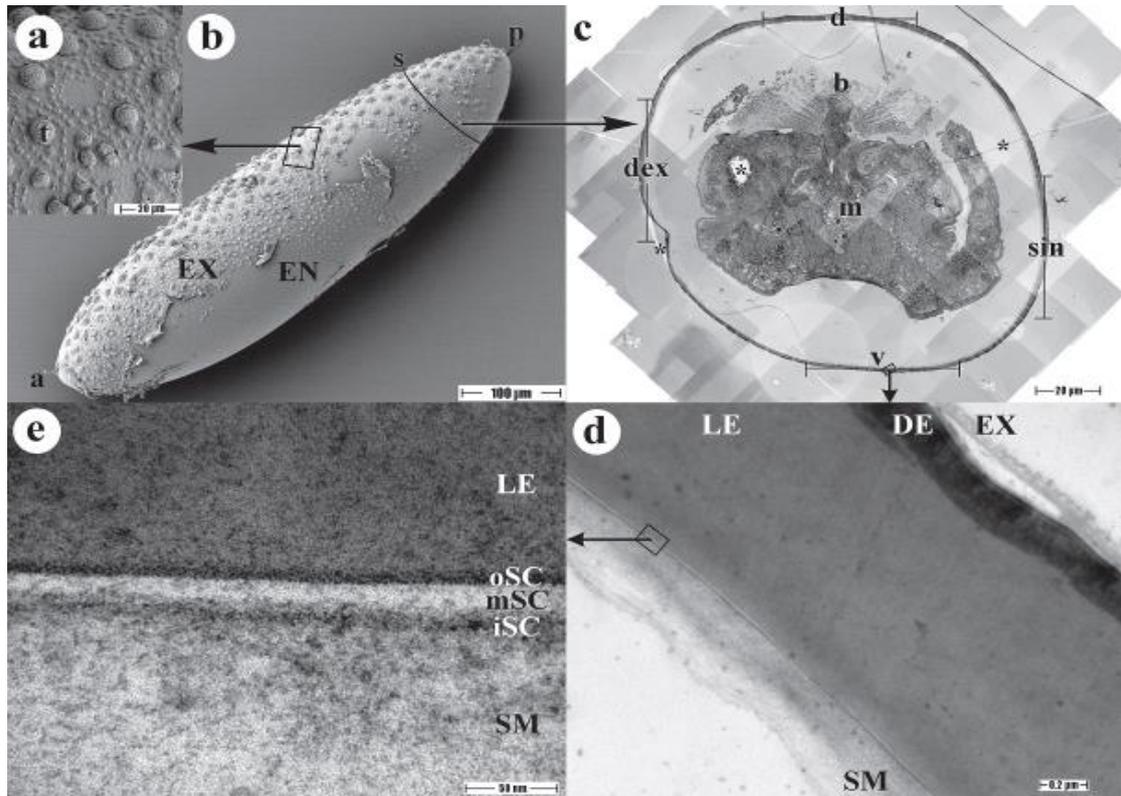
### **I.6.1 Structure et résistance de l'œuf d'*Aedes sp* :**

Chez la plupart des animaux ovipares, l'œuf est composé d'un embryon qui est protégé par une coquille relativement résistante aux agressions externes. Les principales agressions auxquels l'œuf doit se protéger sont dues aux affres des conditions climatiques, et à une moindre mesure contre les prédateurs.

Comme toutes les enveloppes de protection, la coquille doit être la plus hermétique et la plus imperméable possible avec un minimum d'échanges avec le milieu extérieur.

#### **I.6.1.1 Structure de la coquille de l'œuf d'*Aedes. sp*.**

La microscopie électronique à Balayage (MEB) et à transmission (MET) est devenue l'outil parfait pour faire des descriptions détaillées de la morphologie de la coquille des œufs des moustiques (**Figure 9**).

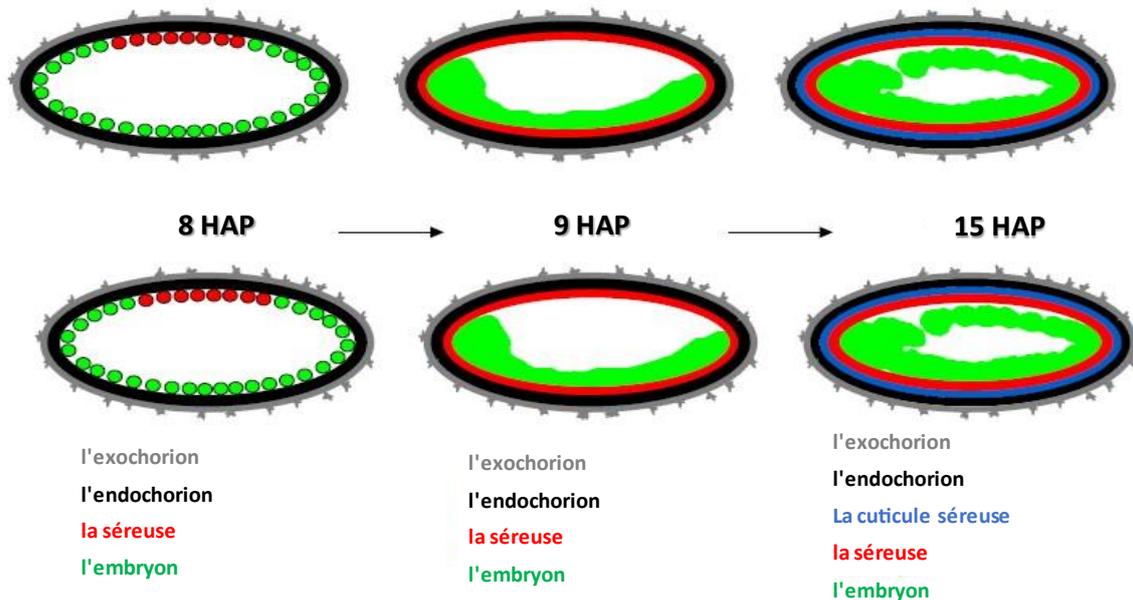


**Figure 9 :** Vue d'ensemble et des couches de la coquille d'un œuf d'*Aedes albopictus*. a) Scan détaillé au microscope électronique à balayage (MEB) de la surface de l'œuf avec exochorion (EX) et les tubercules attachés (t). b) EN: Endochorion, partie antérieure de l'œuf (a) et postérieure (p), le pôle ainsi que la section de coupe (s). c) scan au microscope électronique à transmission (MET). (m): moustique larve et leurs soies ou brosses (b). (d) chorion dorsal, ventral (v), droit ou dextre (dex) et gauche ou sinistère (sin), artefacts (\*). d) Scan MET de l'ensemble du chorion de la section de la zone de mesure ventrale (voir fenêtre). (DE) endochorion noir ou black, séreuse (voir fenêtre). LE, SM, La cuticule de la séreuse externe (oSC), la cuticule de la séreuse moyenne (mSC) et la cuticule de la séreuse interne (iSC) sont mentionnés.

Lors de la ponte, la coquille d'œuf du moustique est composée de deux couches, un exochorion composé et un endochorion lisse (Valle *et al.*, 1999).

La cuticule séreuse (CS) se développe au cours de l'embryogenèse et devient la troisième couche de coquille d'œuf, située sous l'endochorion (Clements, 1992 ; Beckel, 1958).

Il est également important de souligner que la cuticule séreuse n'est pas considérée comme une « cuticule embryonnaire » en soi, puisqu'elle est sécrétée par les cellules séreuses extra-embryonnaires et non par l'embryon lui-même, comme de véritables cuticules embryonnaires (Konopova et Zrzavy, 2005).



**Figure 10 :** Chronologie de la formation des couches de la coquille d'œuf d'*Aedes aegypti*. Dessin schématique de la structure d'un embryon et d'un ovule (la Coupe transversale). Par souci de simplicité, l'amnios est absent. Jusqu'à 8 h après la ponte, l'embryon est entouré d'un exochorion externe et un endochorion interne. A 9 après la ponte, la séreuse cellulaire se développe autour de l'embryon, celle-ci, sécrète la cuticule séreuse, qui se localise entre la séreuse et l'endochorion à 15h après la ponte.

## I.6.2 Résistance de l'œuf :

### I.6.2.1 La résistance au froid :

*Aedes albopictus* est un moustique hautement invasif essentiellement en climat tempéré. Durant l'hiver, les 3 stades, adultes, larve et nymphes ne peuvent survivre à des températures moyennes inférieures à 11°C (Kobayashi et al., 2002).

En revanche, l'œuf d'*Ae. albopictus* est le seul stade de vie capable de tolérer des températures aussi basses que -10° C (Hanson et Craig, 1995a). Cependant, les mécanismes cellulaires responsables de leur tolérance à des températures au-dessous de zéro ne sont pas encore entièrement compris. En général, il existe trois façons différentes pour un insecte de faire face à ces températures basses et autrement mortelles : l'adaptation comportementale, l'évitement du gel et la tolérance au gel (Duman et al., 1991). Estrada-Franco et Craig (1995) ont affirmé que toutes les études sur l'adaptation des œufs d'insectes (principalement des diptères) à des

températures inférieures à zéro réalisées jusqu'à présent ont démontré une stratégie d'évitement du gel, selon la définition de **Duman et al. (1991)**.

La capacité des larves de moustique pharate (premier stade) à l'intérieur de la coquille d'œuf à survivre à des températures sous-optimales a été décrite comme la « résistance au froid » des œufs par **Hanson (1991)**. La résistance au froid d'*Ae. albopictus* est déclenchée par deux facteurs environnementaux et probablement par leur interaction. La diapause est un état de métabolisme réduit pour hiberner sous forme de larves pharate dans un œuf, elle est induite par une photopériode raccourcie (**Wang, 1966**). En revanche, l'acclimatation au froid en incubant les œufs entre 5 et 0°C peut augmenter la résistance au froid plus efficacement que la diapause (**Hanson et Craig, 1994 ; Mori et al., 1981**). L'interaction entre ces deux mécanismes est due aux températures froides qui peuvent également induire une diapause même si leur impact est moindre que par induction photopériodique (**Wang, 1966 ; Mori et al., 1981 ; Imai et Maeda, 1976**).

De nombreux mécanismes de résistance au froid chez les insectes sont basés sur des mécanismes physiologiques comme une augmentation des antigels colligatifs de faible poids moléculaire afin d'abaisser le point physiologique de refroidissement (**Duman et al., 1991 ; Furusawa, 1982**). Cependant, ni la diapause ni l'acclimatation au froid ni même l'origine géographique n'ont affecté le point physiologique de refroidissement des œufs d'*Ae. albopictus* et par conséquent, un mécanisme biochimique de résistance au froid semble peu probable pour les larves pharates d'*Ae. albopictus* (**Hanson et Craig 1995b**).

Au niveau cellulaire, il existe deux mécanismes par lesquels le gel nuit à un organisme. D'une part, le gel endommage le cytosquelette et la membrane plasmique des insectes par formation de glace intracellulaire (**Duman et al., 1991**). D'autre part, les cellules réagissent avec une perte d'eau et de solutés due à l'augmentation de la formation de glace extracellulaire (**Duman et al., 1991**). Qui conduisent par conséquent à une déshydratation cellulaire et enfin à un choc osmotique avec des dommages membranaires irréparables (**Duman et al., 1991**).

Selon **Kreb et al (2016)**. Le développement de la couche de cire ainsi que la sclérotisation et la chitinisation de la cuticule de la séreuse externe chez les Culicidae, et en particulier chez les *Aedes*, est un mécanisme crucial pour atteindre la résistance au froid. De plus, ces auteurs ont montré qu'il se développe une couche de cire plus épaisse et une sclérotisation et une chitinisation plus fortes de la cuticule de la séreuse

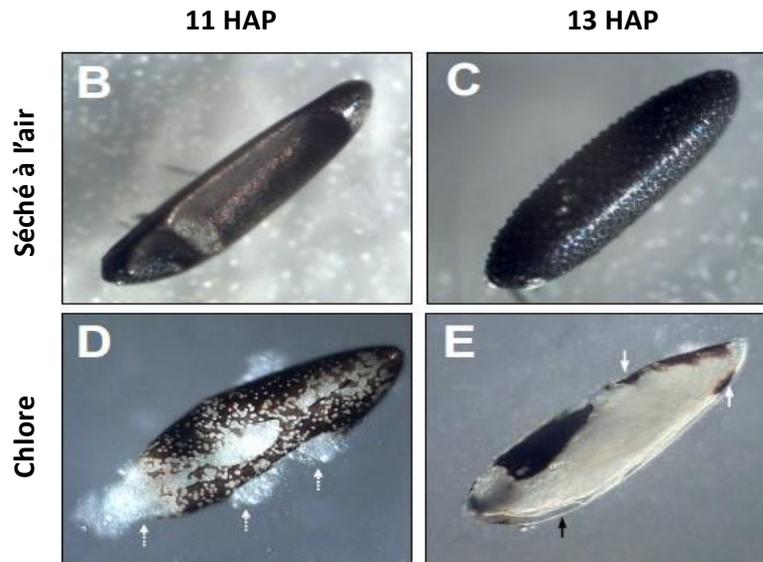
externe au niveau des œufs résistants au froid d'*Ae. albopictus*. Plusieurs auteurs ont montré que les œufs diapausants et ceux adaptés au froid possèdent une coquille d'œuf plus épaisse (**Harwood et Horsfall, 1959 ; Sota et Mogi, 1992**).

### I.6.2.2 Résistance à la dessiccation et Mélanisation des œufs :

En étudiant le processus de dessiccation, **Hinton (1981)** a postulé que la principale protection de l'embryon contre la perte d'eau provient des couches de cires ou des acides gras. Il existe plusieurs espèces de moustiques capables de faire face à une dessiccation considérable, mais le genre le plus résistant à la sécheresse est *Aedes* (**Sota et Mogi, 1992 ; Hinton, 1981 ; Sota, et Mogi, 1992a ; Sota et al., 1993**). En comparant les espèces, cette capacité semble être corrélée à l'épaisseur et à la couleur foncée de l'endochorion de l'œuf en combinaison avec de la chitine et des cires (**Telford, 1957**). Chez *Aedes dorsalis*, la résistance à la dessiccation se développe entre la 20<sup>ème</sup> et la 27<sup>ème</sup> heure après la ponte (**Telford 1957**).

Certains auteurs ont postulé que le tannage et/ou la mélanisation de la cuticule de la séreuse externe en combinaison avec une interaction avec les lipides provoque la résistance à la dessiccation des œufs d'insectes (**Telford, 1957 ; Furneaux et McFarlane 1965**). Des recherches récentes appuient cette hypothèse en montrant que le développement de la résistance à la dessiccation chez *Ae. aegypti* est associée à la sécrétion de la cuticule séreuse associée à la chitinisation (**Rezende et al., 2008**).

Néanmoins, **Rezende et al. (2008)** ont expliqué que ni la cuticule de la séreuse ni sa couche de chitine ne peuvent être les seuls responsables de l'imperméabilité à l'eau, et une couche de cire supplémentaire faisant partie de la cuticule de la séreuse serait un facteur important pour la résistance à la dessiccation chez les œufs d'*Ae. aegypti*. Cependant, il n'y a que peu d'informations sur l'épaisseur de la coquille d'œuf de moustique (**Farnesi et al., 2017**). Fait intéressant, les œufs en diapause d'*Ae. albopictus* sont non seulement plus résistants au froid que les œufs non diapausants, mais sont également plus résistants à la sécheresse (**Sota et Mogi, 1992a**).

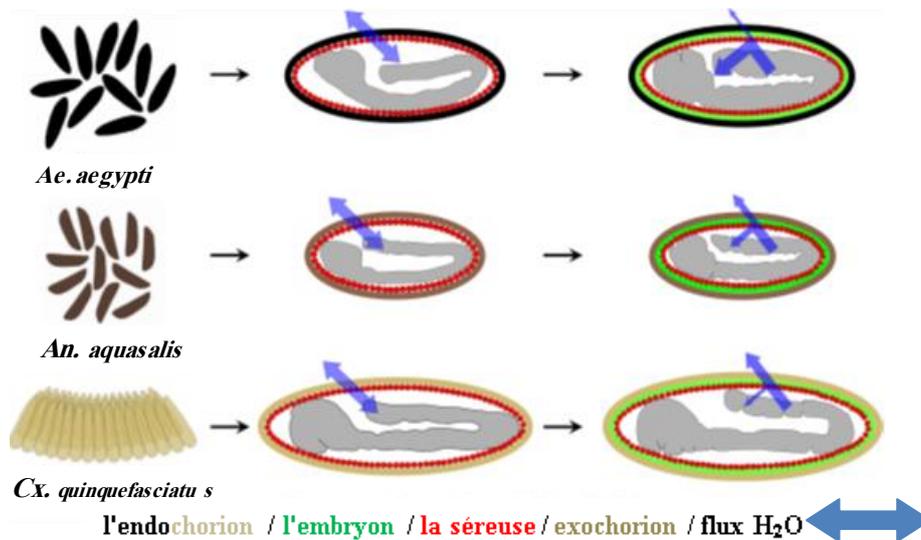


**Figure 11** : L'acquisition brutale de la résistance à la dessiccation dans l'embryogenèse d'*Aedes aegypti* est liée à la formation de cuticules séreuses.

Des pools d'œufs synchronisés à différents âges embryonnaires ont été séchés à l'air pendant 15 minutes. (A) Le pourcentage d'œufs intacts a été évalué. Flèche noire : fin de l'embryogenèse. (B) Œufs 1-heure après la ponte et (C) 13-heure après la ponte et après 15 minutes d'exposition à l'air. L'acquisition brutale de l'imperméabilité entre 11 et 13 heures de développement coïncide avec l'apparition de la cuticule séreuse, telle que déterminée par digestion au chlore. (D) Œuf 11-heure après la ponte et après 15 minutes d'exposition au chlore. Flèches blanches en pointillés : extrusion du contenu cellulaire. (E) Œuf 13-heure après le ponte exposé au chlore pendant 30 minutes. A noter la désintégration presque complète du chorion. Flèche noire : cuticule séreuse transparente autour de l'embryon. Flèches blanches : rappelant le chorion.

Les moustiques pondent leurs œufs dans des mares d'eau, dont certaines sont temporaires (Clements, 1992). L'eau passe librement à travers leurs coquilles d'œufs au début de l'embryogenèse et le séchage de ces collections d'eau conduit à la dessiccation de l'œuf, empêchant son développement. À ce stade, la coquille d'œuf de moustique est composée d'un exochorion cassant et d'un endochorion lisse et transparent (Clements, 1992 ; Monnerat et al., 1999). Les œufs pondus sont blancs et leur endochorion s'assombrit moins de trois heures après la ponte (Clements, 1992 ; Christophers, 1960). En raison du processus qui produit la mélanine, un pigment brun à noir (Prota, 1992).

Farnesi et al (2017) ont montré que l'augmentation de la mélanisation de la coquille d'œuf d'*Ae. aegypti* est l'un des traits responsables de l'importance de la résistance à la dessiccation observée et qui est extrêmement élevée chez cette espèce (Figure 12).



**Figure 12 :** Le flux d'eau à travers la coquille d'œuf avant et après la formation de la cuticule séreuse chez trois genre de moustiques différents. Du haut jusqu'en bas, panneau le plus à gauche : tandis que *Ae. aegypti* et *An. aquasalis* femelles pondent leurs œufs individuellement, les femelles de *Cx. quinquefasciatus* pond ses œufs sous forme d'un radeau qui flotte à la surface de l'eau. Chez toutes les espèces, avant la formation de la cuticule séreuse, l'eau passe librement à travers la coquille. Dès la formation de la cuticule séreuse il y a une diminution du passage de l'eau à travers la coquille d'œuf d'une manière dépendante de la couleur : tandis que chez *Ae. aegypti*, avec un endochorion noir, la majeure partie de l'eau est retenue à l'intérieur de l'œuf, chez *An. aquasalis*, avec un endochorion brun foncé, une partie de l'eau est retenue à l'intérieur de l'œuf, mais pas toute. Enfin, chez *Cx. quinquefasciatus*, avec endochorion brun clair, la majeure partie de l'eau s'échappe et seule une petite partie est retenue à l'intérieur de l'œuf. L'embryon représenté pour chaque stade et espèce et la taille des œufs parmi les espèces sont représentées dans leur proportion naturelle. Par souci de simplicité, la couche de coquille d'œuf la plus externe (l'exochorion) et l'autre membrane extra-embryonnaire (l'amnios) ne sont pas représentées ici. L'exochorion ne participe pas à la résistance à la dessiccation.

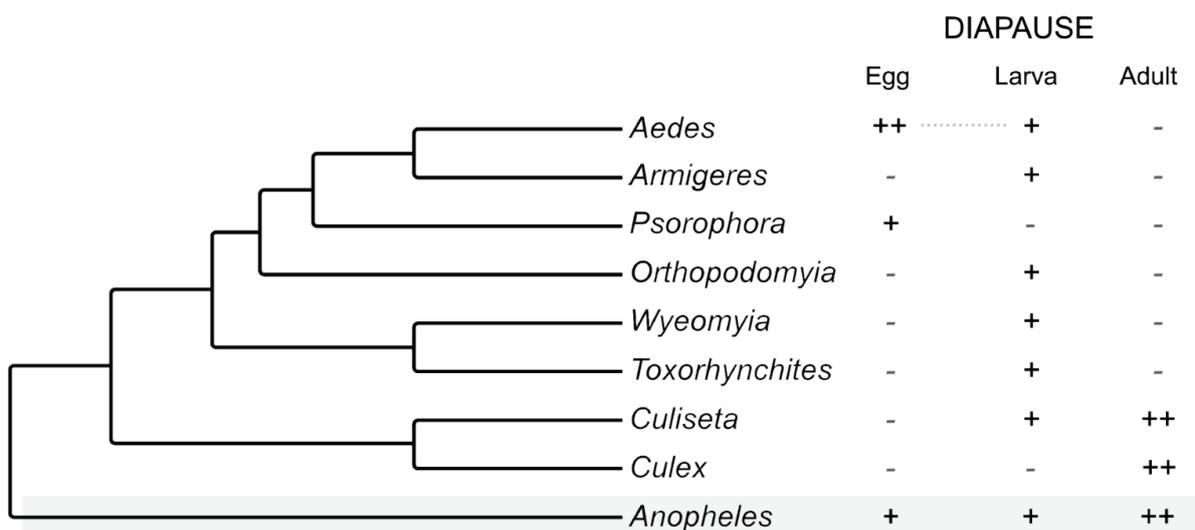
Dans tous les cas, la cuticule séreuse est fondamentale pour l'établissement d'une résistance efficace à la dessiccation mais la viabilité des œufs en dehors de l'eau est beaucoup plus élevée chez les moustiques avec des coquilles d'œufs plus foncées que chez ceux avec des coquilles plus claires (Farnesi et al., 2017).

### I.6.3 Phénomène de la diapause :

Les culicidés subissent une diapause reproductive (uniquement chez les femelles au stade imaginal), une diapause larvaire (à différents stades) et une diapause

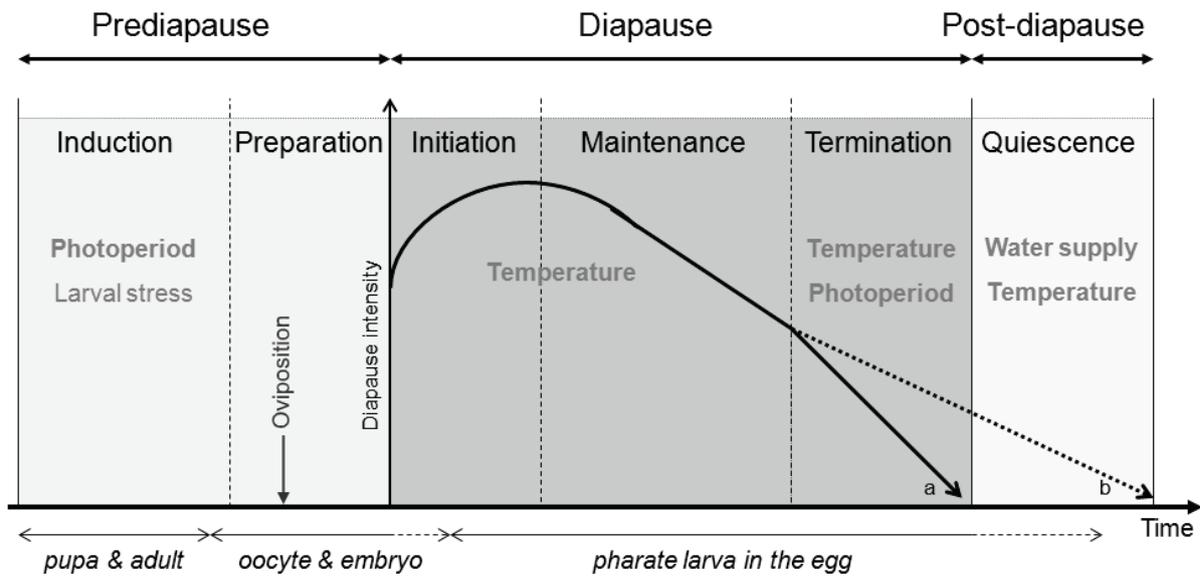
des œufs (au stade larvaire pharate). La revue de **Vinogradova (2007)** a décrit ces 3 types de diapause en détail. Ni la diapause embryonnaire sensu stricto ni la diapause pupale n'ont été documentées chez les moustiques (**Vinogradova 2007**).

L'évolution de la diapause chez les moustiques a été étudiée avec un ensemble de données de 58 espèces de culicidés (**Denlinger et Armbruster 2014**) (**Figure1**). Les résultats montrent de multiples changements dans la capacité de diapause au cours de l'évolution. Parmi les moustiques capables de diapause au stade d'œuf, le genre *Aedes* est le seul spécialisé dans la diapause d'œuf ; toutes les espèces d'*Aedes* qui font une diapause au stade larvaire peuvent aussi faire une diapause à l'état d'œuf.



**Figure 13 :** Évolution du stade du cycle de vie de la diapause chez les moustiques (Cladogramme adapté de **Denlinger et Armbruster 2014**). La diapause est observée aux 3 stades du genre *Anopheles*. Le genre *Aedes* est spécialisé dans la diapause des œufs.

De nombreux exemples montrent que le statut de diapause de la descendance est déterminé par l'exposition des femelles gravides à une courte photopériode (**Mousseau et Fox 1998**). La variation annuelle de la durée du jour est l'indicateur le plus fiable de la saisonnalité dans les zones tempérées. Le photopériodisme, défini comme la capacité de déterminer la durée du jour avec précision et de réagir aux changements, est dans la plupart des organismes une adaptation majeure pour éviter les conditions environnementales saisonnières difficiles (**Danilevskii, 1965, Tauber et al., 1986**). En conséquence, il est utilisé pour déclencher des événements biologiques essentiels à la survie, tels que la reproduction, la migration et la dormance (**Danilevskii, 1965**). La diapause des œufs passe par trois phases : la Prédiapause, la Diapause et la Post-diapause (**Figure 14**).



**Figure 14 :** Description schématique des phases du processus de diapause des œufs chez *Aedes albopictus* (adapté de **Kostal 2006**).

La diapause des œufs est génétiquement contrôlée chez *Ae. albopictus*; certaines souches ne sont pas capables de diapause, les souches tropicales par exemple. La capacité de diapause peut être contre-sélectionnée en laboratoire dans des conditions d'élevage avec des jours courts sur 6 générations (**Pumpuni, 1989**). La diapause des œufs est facultative chez *Ae. albopictus* (**Vinogradova, 2007**). **Lacour. G (2016)** a démontré que des œufs diapausants sont plus gros et plus résistants que les œufs non diapausants.

## II. Matériels et Méthodes :

Cette partie est expérimentale. Elle présente la méthodologie développée et utilisée dans ce travail, tout d'abord, nous décrivons le lieu où les expérimentations ont été menées. Ensuite, nous présentons les méthodes utilisées pour l'élevage en masse. Par la suite, nous détaillons les tests employés pour évaluer la résistance des œufs d'*Aedes albopictus*. À la fin, les méthodes d'exploitation des résultats sont développées.

### II.1 Lieu d'étude :

Toutes les expérimentations ont été réalisées au niveau du **laboratoire d'Entomologie Médicale, service d'Eco-Epidémiologie Parasitaire et génétique des populations de l'Institut Pasteur d'Alger, annexe de Sidi Fredj.**

La population d'*Aedes albopictus* et ses différents stades, œufs, larves, nymphes et adultes ont été maintenue dans une chambre d'élevage avec une température variable entre 24°C et 27°C et une humidité relative comprise entre 60 et 80 % grâce à un chauffage et un humidificateur à ultrasons.

### II.2 Matériel utilisé :

Ce travail nécessite l'utilisation d'un ensemble de matériel biologique et non biologique.

#### Matériel biologique :

Le matériel biologique est représenté par :

- Moustique de l'espèce *Aedes albopictus* aux différents stades : œufs, larves, nymphes et adultes.
- Des souris blanches de laboratoire (pour assurer le repas de sang).

#### Matériel non-biologique :

Le matériel non-biologique utilisé dans le cadre de notre travail est :

- Cages en bois de fabrication artisanales couvertes de moustiquaires cousues sur-mesure, et dotées d'une ouverture d'un côté pour accéder à l'intérieur.
- Des bacs en plastique, de dimension (23× 6 ×6 cm<sup>3</sup>), pour la mise en eau des œufs de moustiques et l'élevage des larves.
- Gobelets en plastiques.
- Loupe manuelle.
- Tulle moustiquaire et élastique de maintien.
- Nourriture pour poisson en paillette.
- Seringues et Anesthésiant Calmivet, solution injectable.
- Jus sucré à 10% et coton hydrophile.
- Papier de ponte de marque *Anchor Paper Co. Minneapolis, Minnesota, USA*.
- Loupe binoculaire.
- Aspirateur à bouche pour les moustiques adulte.
- Thermomètre numérique pour mesurer la température de l'eau.
- Congélateurs, pour exposer les œufs au froid.
- Azote liquide, pour exposer les œufs à la température -200°C.
- Eau de javel (tubes concentrés de 250 ml)
- Insecticides : Téméphos (EC 500) et Deltaméthrine (EC 2.5%).
- Tissu blanc.
- Sacs en plastique scelles.

### II.3 Technique d'élevage en Insectarium :

#### II.3.1 Récolte d'œufs d'*Ae. albopictus* :

Afin de réaliser ce travail sur les œufs d'*Aedes albopictus*, cette espèce doit être mise en élevage pour que le nombre d'individus soit amplifié et obtenir une quantité d'œufs suffisante pour réaliser nos expériences. Cela est fait à partir des œufs récoltes sur le terrain à Zéralda, Alger en 2020, sur du papier de ponte spécial de marque *Anchor Paper Co. Minneapolis, Minnesota, USA*, qui a été tapissé sur toute la face interne d'un piège pondoir. Ce pondoir se présente généralement sous forme d'un seau en plastique

d'une contenance variant entre 0,5 et 3 L, rempli aux 2/3 avec de l'eau (**Boubidi, 2016**), ce dernier a été déposé dans les jardins des habitations. Les œufs récoltés sont ramenés à l'insectarium et conservés à l'intérieur de sacs en plastiques scellés. Le nom d'espèce, lieu et la date de la collecte sont notés sur ces papiers de pontes.

### **II.3.2 L'élevage en masse d'*Aedes albopictus* :**

Les étapes d'élevage en masse d'*Ae. albopictus* sont récapitulées selon le schéma ci-dessous :

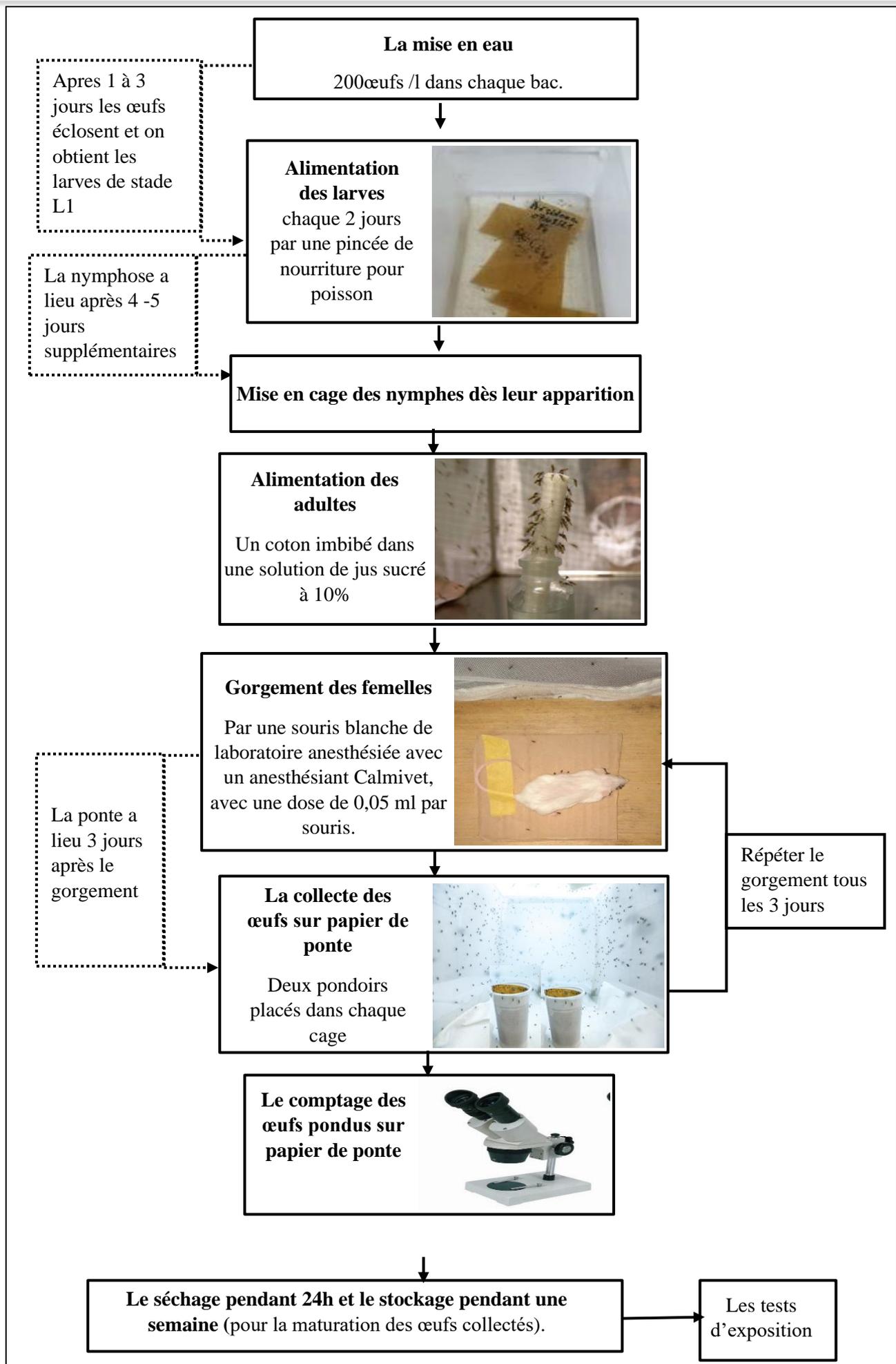


Figure 15 : Schéma du protocole expérimental de l'élevage en masse d'*Aedes albopictus*.

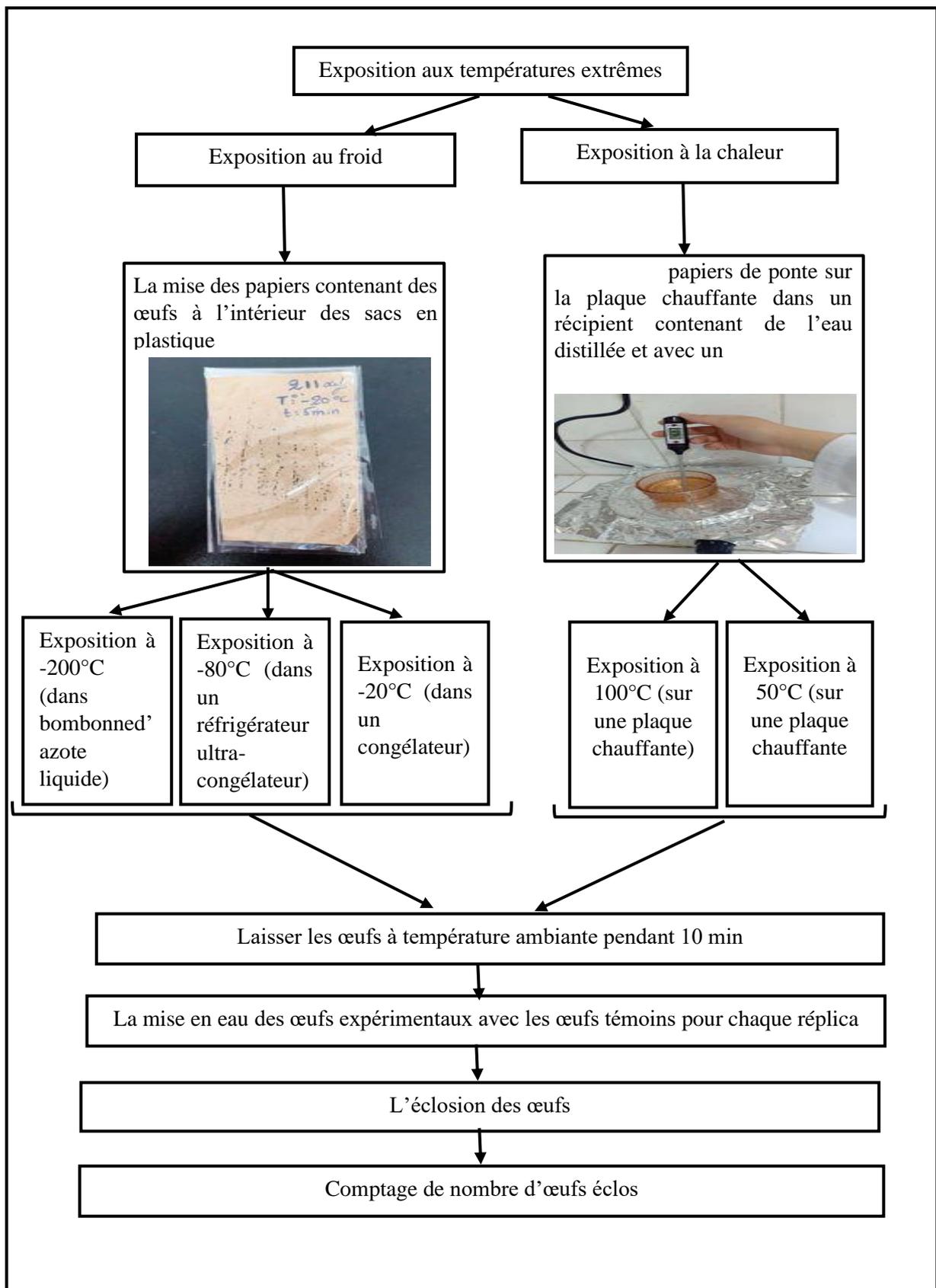
**Remarque :** Pour ce qui est de notre expérience, on n'a pas obtenu les larves après 3 jours après la mise en eau à cause de l'assèchement des œufs récoltés, il semblerait que les conditions de conservation notamment abaissement de taux humidité à l'origine de ce phénomène d'assèchement. En effet, selon (**Pajot, 1976**) montre que le temps pendant lequel les œufs restent viables dépend en grande partie de l'hygrométrie du milieu ambiant, plus la dessiccation est longue, plus la mortalité des œufs est élevée. Ce problème a été solutionné en ajoutant pour chaque bac cinq bandes d'autre papier de ponte contient des œufs nouvellement pondus (F2) avec chaque papier inspecté sous la loupe binoculaire pour exclure les œufs présentant des signes de dessiccation. Nous n'avons plus eu ce problème après acquisition d'un humidificateur à ultrasons dans la salle d'élevage.

### **II.4 Les différents tests réalisés :**

Telle que cité précédemment l'objectif est de tester la résistance des œufs à différents facteurs abiotiques extrêmes. La conception expérimentale des tests visait à exposer les œufs au froid et à la chaleur, deux concentrations d'eau de javel et deux concentrations de deux insecticides différents : un larvicide Téméphos (organophosphoré) et un adulticide Deltaméthrine (pyréthriinoïde). Les tests ont été effectuée à différents intervalles de temps pendant : 1min, 5min et 10 minutes pour chaque exposition. Trois réplicas ont été réalisés pour chaque facteur d'exposition avec un lot d'œuf servant de témoin qui sera mis en eau directement sans aucune exposition. La mise en eau a été effectuée dans des bacs étiquetés avec les mentions suivantes : la date de manipulation, le nombre d'œufs, la durée d'exposition, température ou les solutions de l'exposition, le numéro du réplica.

#### **II.4.1 Exposition 1 : Etude de l'effet de l'exposition aux températures extrêmes sur la viabilité des œufs :**

L'exposition des œufs aux températures extrêmes a été réalisé selon le protocole expérimentale suivant (**Fig. 16**).



**Figure 16 :** Schéma de protocole expérimentale des tests d'exposition des œufs *Aedes albopictus* aux températures extrêmes.

## **II.4.2 Exposition 2 : Etude de l'effet de l'exposition à certains produits chimiques sur la viabilité des œufs :**

### **II.4.2.1 Préparation des produits chimiques :**

#### **a) Eau de Javel :**

Nous avons utilisé l'eau de Javel vendue dans le commerce sous forme concentrée en tubes. Pour obtenir 660 ml de l'eau de javel diluée à 12° de chlore on a prélevé une dose de 250 ml de l'eau de javel concentré à 32° de chlore que l'on a dilué dans 410 ml d'eau. Pour la solution concentrée nous avons utilisé la solution concentrée à 32° de Chlore sans dilution.

#### **b) Insecticides :**

Deux types d'insecticides (avec deux concentrations différentes), un larvicide : le Téméphos (organophosphoré) et un adulticide : la Deltaméthrine (pyréthrianoïde). Ces insecticides sont les deux insecticides les plus utilisés pour la lutte contre les moustiques et disponibles en Algérie.

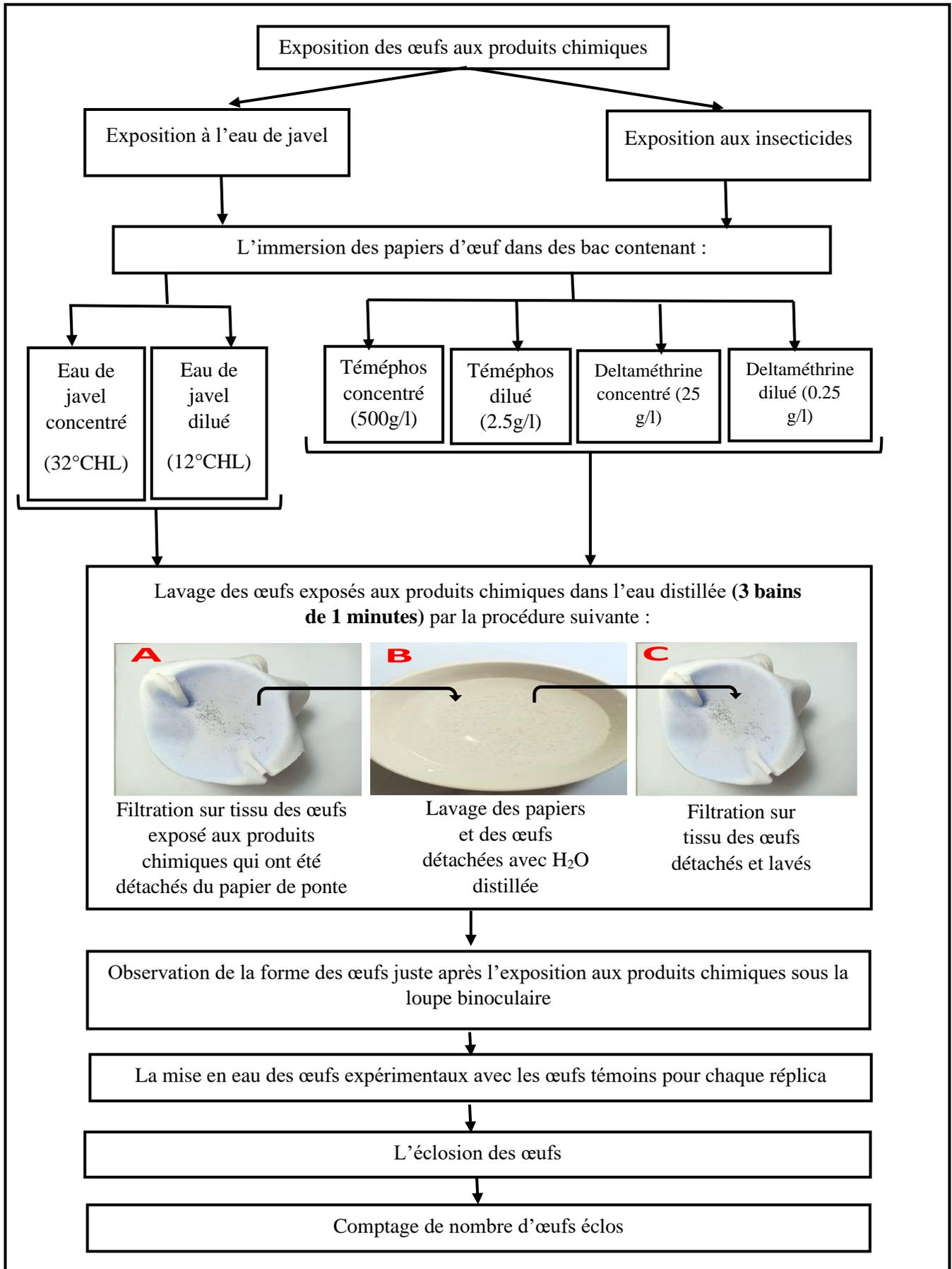
-Pour la dilution de Téméphos de 500 EC : on prélève 2.5 ml du produit concentré de 500g/l que l'on dilue dans 1L d'eau distillé pour obtenir une solution de Téméphos diluée de 2.5 g/l (dose utilisée pour la lutte contre les larves de moustiques).

-Pour la dilution de Deltaméthrine de 25 EC : on prélève 10 ml du produit concentré de 25g/l que l'on dilue dans 1 L d'eau pour obtenir une solution de Deltaméthrine diluée de 0.25 g/l (dose utilisée pour la lutte contre les moustiques adultes).

Les solutions concentrées des deux insecticides sont également utilisées comme facteurs d'expositions.

### **II.4.2.2 Exposition aux produits chimiques :**

L'exposition des œufs aux produits chimiques a été réalisé selon le protocole expérimentale suivant (**Fig. 17**).



**Figure 17 :** Schéma de protocole expérimentale des tests d'exposition des œufs *Aedes albopictus* aux produits chimiques.

### **II 4.3 Taux d'éclosion :**

Le Taux d'éclosion des œufs a été déterminé en comptant les larves vivantes et mortes ou les œufs éclos ou partiellement éclos (c-à-d, la tête de la larve est visible à l'extérieur de la coquille d'œuf) par rapport au nombre total d'œufs. Les qui sont perdus au cours de la manipulation sont excluent du test.

### **II 4.4 Analyse statistique :**

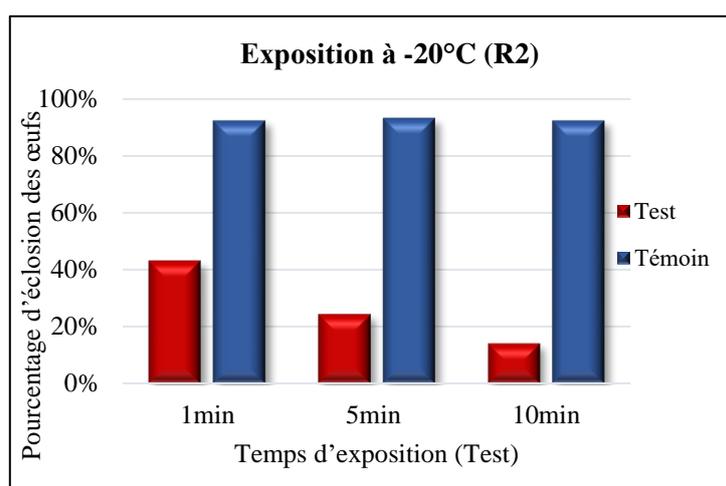
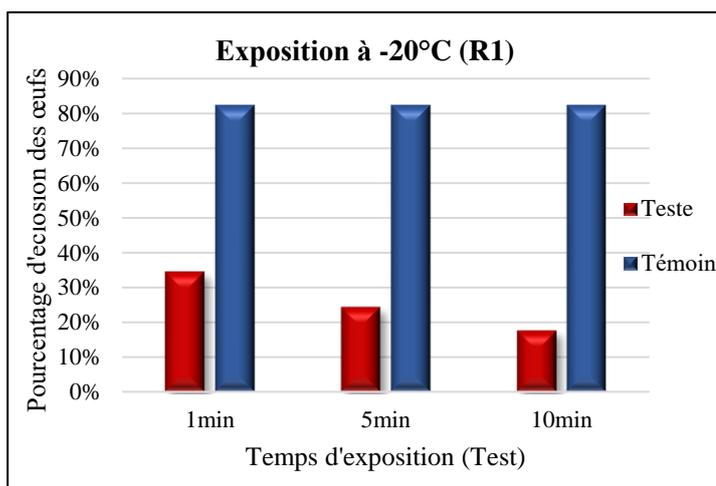
L'analyse statistique des résultats a été réalisée à l'aide du logiciel SPSS version 21. Les comparaisons ont été réalisées par le test U de Mann Whitney et le test de Khi 2 de kruskal-Wallis avec un seuil de signification de  $p < 5\%$ .

### III. Résultats :

Dans le but d'évaluer la résistance des œufs d'*Ae. Albopictus* aux différents facteurs physico-chimiques, et analyser l'effet des températures extrêmes ainsi certains produits chimiques sur la viabilité des œufs de cette espèce, deux expériences rapportées si dessus ont été réalisés et les résultats sont présentés dans l'ensemble des figures ci -dessous. Pour une lecture plus aisée, des tableaux des tests statistiques récapitulatifs sont proposés dans la partie annexe.

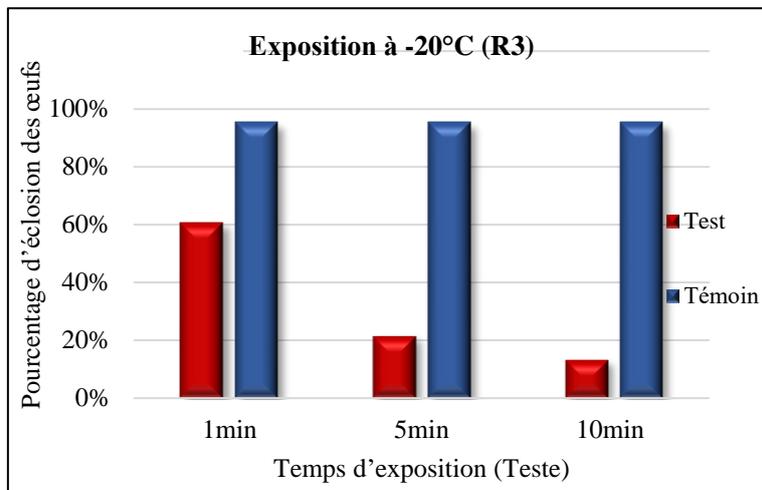
#### Expérience 1 : Exposition aux températures extrêmes :

##### 3.1.1 Exposition à -20°C :



**Figure 18 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.

**Figure 19 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins.



**Figure 20 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -20°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

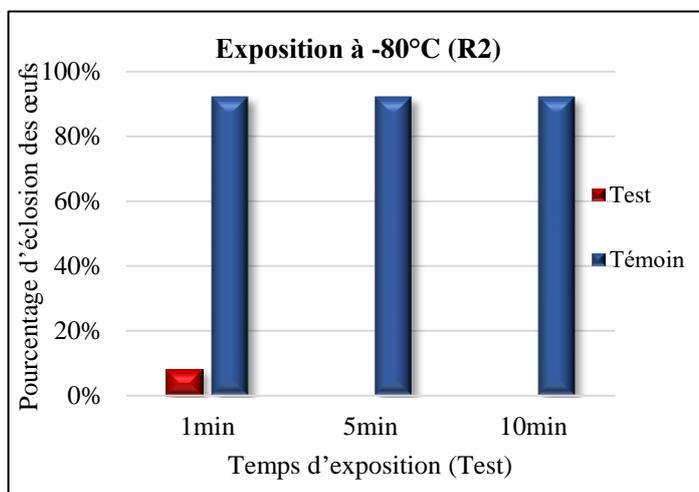
Les résultats des trois réplicas (R1), (R2) et (R3) montrent que :

- Après 1min, 5 min et 10 min d'exposition : les pourcentage d'éclosion sont significativement inférieurs chez les œufs exposés à -20°C , ou il a eu respictivement (R1 : 34.3%, 24.2% et 17.5%) (R2 : 42.9%, 24.3% et 14.1%) (R2 : 60.6%, 21.5% et 13.3%) que chez les œufs témoins (R1 :82,3%, R2 : 92.3% et R3 : 9%), comme le montre le teste de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) donc il y a eu un effet de la température d'exposition (-20°C) sur le taux d'éclosion des œufs.

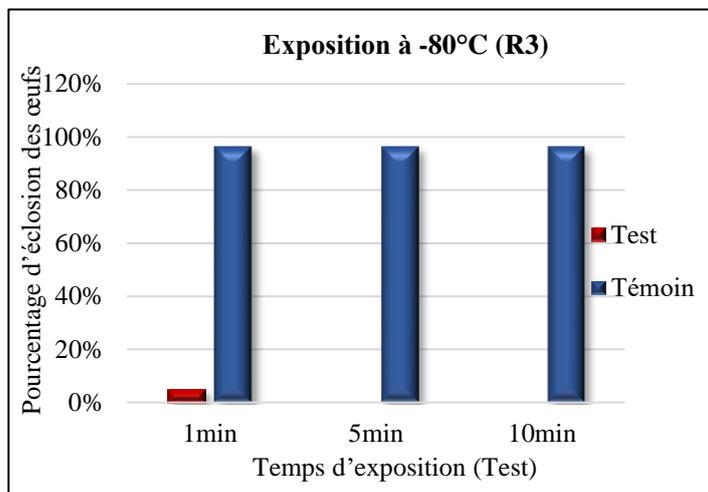
- On observe également un déclin significatif du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

### 3.1.2 Exposition à -80°C :



**Figure 21 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -80°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 22 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à -80°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats des deux réplicats (R2) et (R3) montrent que :

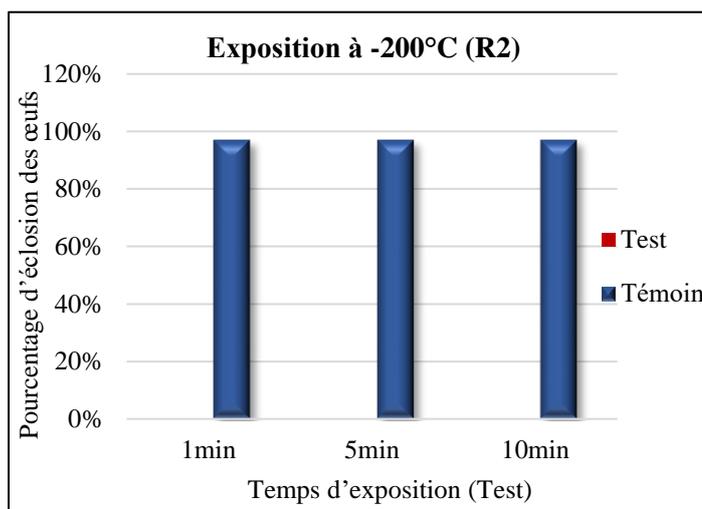
- après 1min d'exposition : on observe que les pourcentage d'éclosions obtenus après l'exposition des œufs à -80°C (R1 : 8,3%) et (R2 : 5,9%) sont significativement inférieurs par rapport aux œufs témoins, auquel le pourcentage d'éclosion est plus élevé (R1 :92,1%) et (R2 : 96,4%) comme le montre le teste de de Mann-Whitney, la comparaison de ce teste par rapport au témoin montre une différence significative (avec  $P < 0,05$ ) donc il a eu un effet de la température -80°C sur le taux d'éclosion des œufs.

- Après 5 min et 10 min d'exposition : les pourcentages d'eclosion chez les œufs exposés à-80°C sont nuls ( R2 et R3 :0%) par contre il a eu des pourcentages d'éclosion plus élevé chez les œufs témoin (R2 : 92.1%, R3 : 96.4%) comme le montre le teste de de Mann-Whitney, la comparaison de ce teste par rapport au témoin montre une différence très hautement significative (avec  $P < 0,05$ ) donc il a eu un effet de la température -80°C sur le taux d'éclosion des œufs

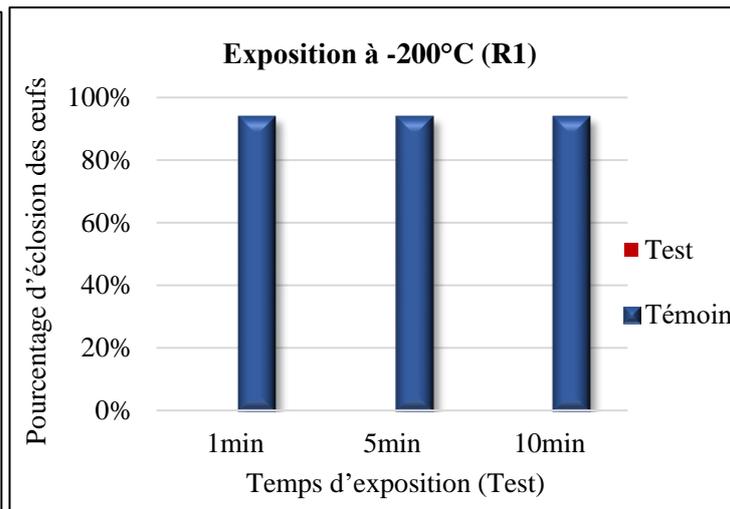
- De même, On observe aussi une chute significative du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P > 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

### 3.1.3 Exposition à $-200^{\circ}\text{C}$ :



**Figure 23 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à  $-200^{\circ}\text{C}$  (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 24 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à  $-200^{\circ}\text{C}$  (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

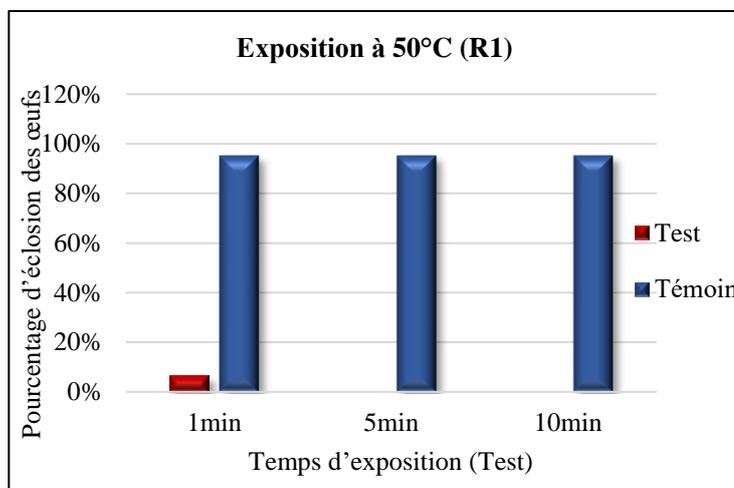
Les résultats des deux réplicats (R2) et (R3) sont semblables mais non identique montrant que

- Après 1 min, 5 min et 10min d'exposition : aucun œuf a éclo après l'exposition à  $-200^{\circ}\text{C}$ , par contre aux œufs témoins, auquel le pourcentage d'éclosion est plus élevé (R1 : 92,1%)et (R2 : 93,6%), la comparaison de test de Mann-Whitney montre une différence significative (avec  $P < 0,05$ ) donc un effet de la température de  $-200^{\circ}\text{C}$  sur le taux d'éclosions des œufs exposés.

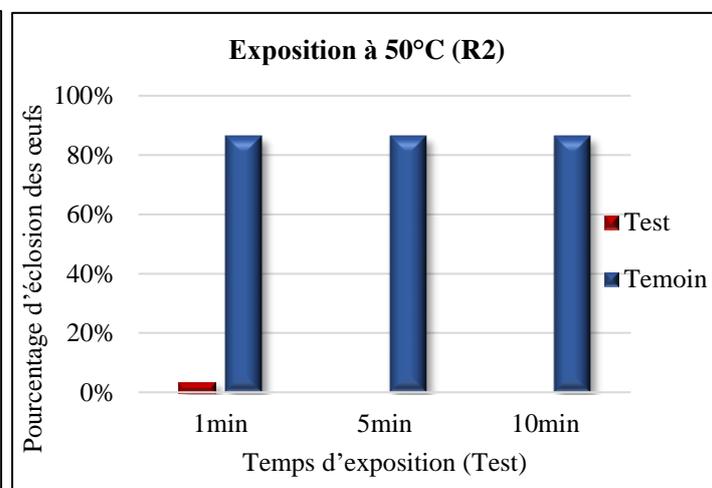
- Après les trois temps d'exposition, les pourcentages des œufs exposés à  $-200^{\circ}\text{C}$  sont tous identiques comme il a été montré dans la comparaison de test de Kruskal-Wallis entre les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à  $-200^{\circ}\text{C}$  ( $P < 0,05$ )

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

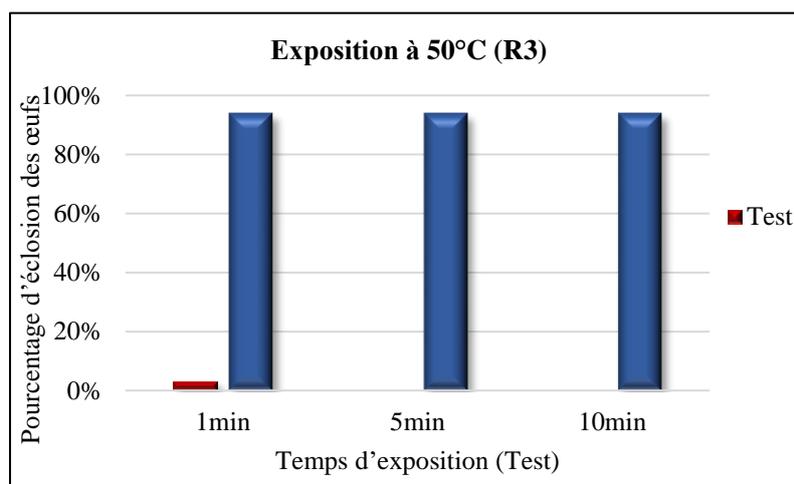
### 3.1.4 Exposition à 50°C :



**Figure 25 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 26 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 27 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 50°C (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

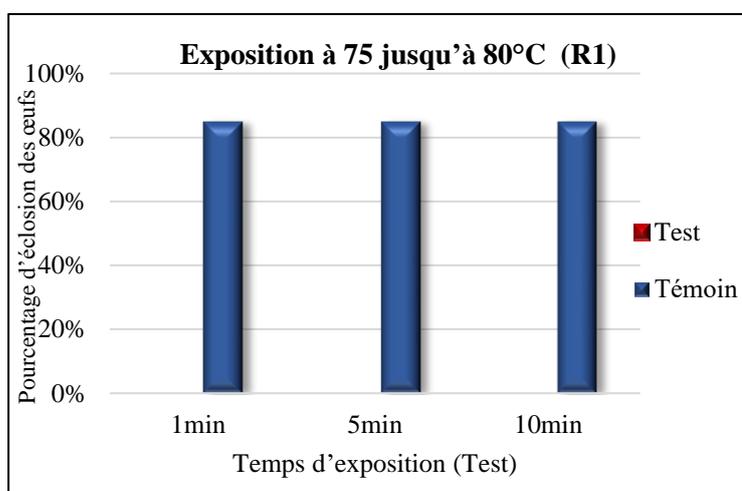
Les résultats d'exposition à 50°C des trois répliques (R1), (R2) et (R3) sont semblables mais non identiques, montrant que :

- Après 1 min : des pourcentages d'éclosion sont significativement inférieurs (R1 : 6,5%), (R2 : 3,4%) et (R3 : 3%), que chez les témoins auquel les pourcentages d'éclosion sont plus élevés (R1 : 95,4%, R2 : 91,3% et R3 : 94,4%) comme le montre le test de Mann-Whitney ( $P < 0,05$ ) donc un effet de la température à 50°C sur le taux d'éclosions des œufs exposés.

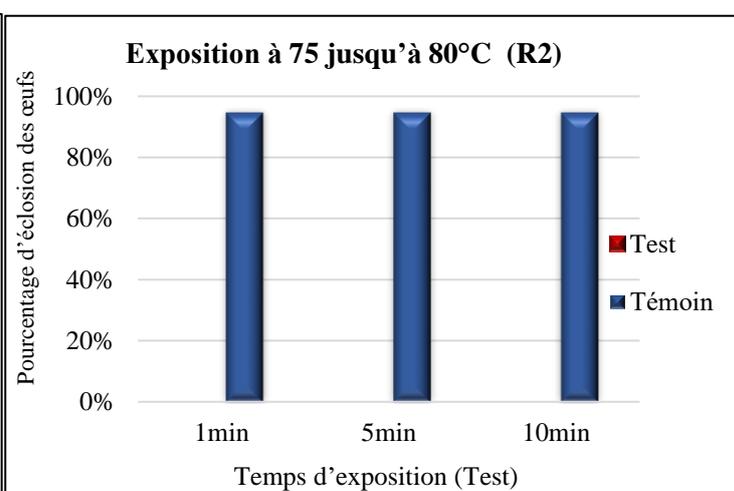
- Après 5min et 10 min : les pourcentages d'éclosion des œufs exposés sont identiques (R1, R2 et R3 : 0%) et très significativement inférieurs à ceux des œufs témoins, comme le montre test de Kruskal-Wallis (avec  $P < 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois répliques, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

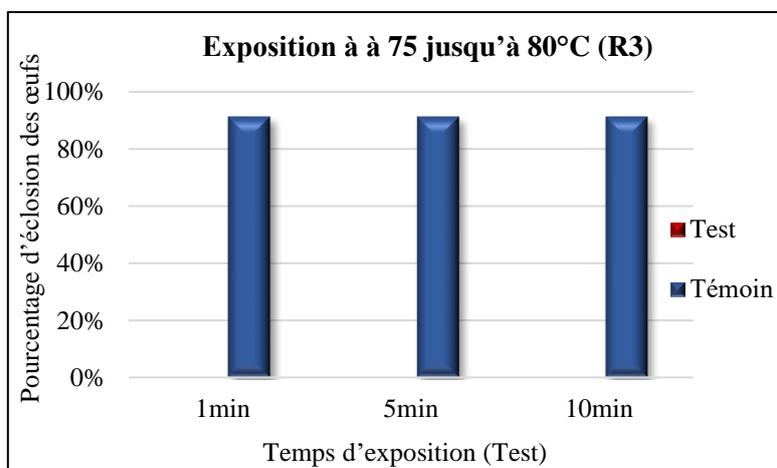
### 3.1.5 Exposition à 75 jusqu'à 80°C :



**Figure 28 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 29 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C(R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 30 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à 75 jusqu'à 80°C(R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats d'exposition à 75 jusqu'à 80°C des trois répliques (R1), (R2) et (R3) sont semblables mais non identiques, montrant que :

- Après 1min, 5min et 10 min d'exposition : aucun œuf a éclos après l'exposition à 75 jusqu'à 80°C , par contre aux œufs témoins, auquel le pourcentage d'éclosion plus élevé atteint 84.8% dans R1 (**Figure 11**), 94.9% dans R2 (**Figure 12**) 91.3% dans R3 (**Figure 13**), comme il est indiqué dans le résultat du la comparaison de test de Mann-Whitney qui montre une différence significative par rapport au témoin (avec  $P < 0,05$ ) révélant un effet de la température de 80°C sur le taux d'éclosions des œufs exposés à ce niveau de température.

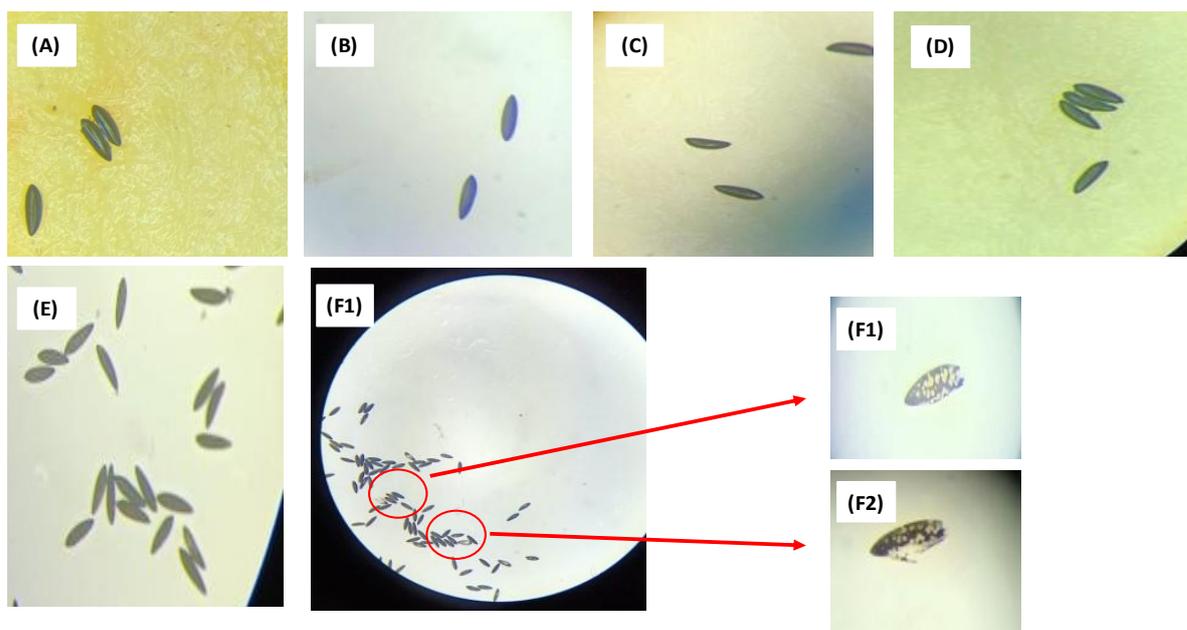
- De même la comparaison de test de Kruskal-Wallis entre les taux d'éclosions des œufs exposés 75 jusqu'à 80°C après chaque durée d'exposition 1min, 5min et 10 min montre aucun différence significative (avec  $P > 0,05$ )

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois répliques, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

## **Expérience 2 : Exposition aux produits chimiques :**

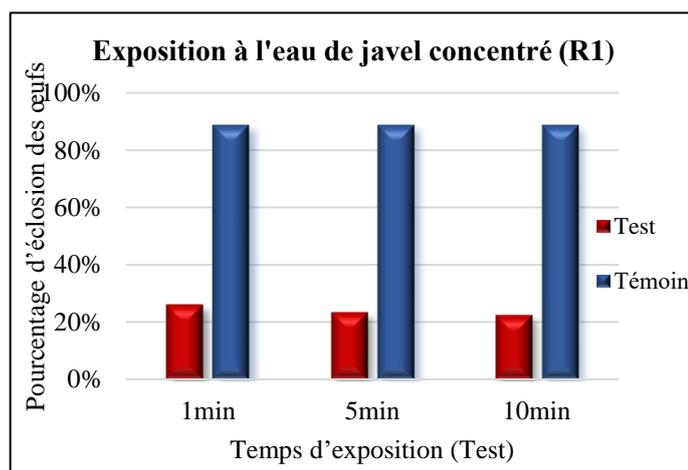
### **3.2.1 Exposition à l'eau de javel :**

- Les résultats des observations effectués juste après l'exposition des œufs à l'eau de javel à différentes concentration :

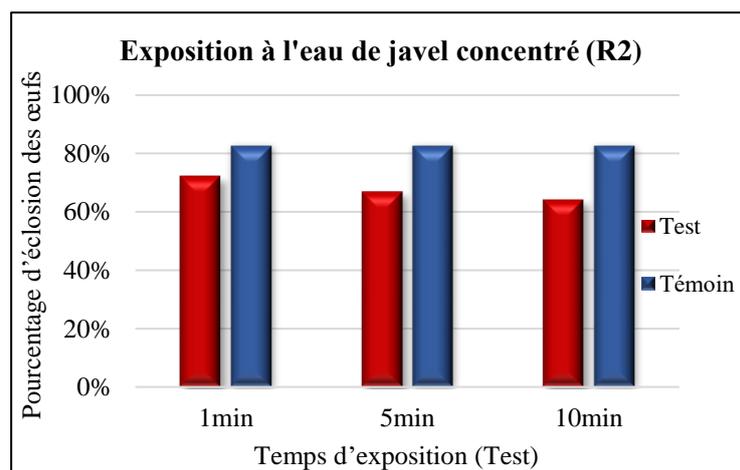


**Figure 31:** Résultats des observations des œufs d'*Ae. albopictus* après l'exposition à l'eau de javel à différents intervalles du temps et à différentes concentrations : aucun effet interactif sur la surface externe de la coquille d'œuf (exochorion) après 1min (A), 5min (B), 10 min (C) d'exposition à l'eau de javel dilué (12°CCHL) et aussi après 1min (D) et 5min (E) d'exposition à l'eau de javel concentré (32°CCHL). (F) : décoloration des œufs après 10 min d'exposition à l'eau javel concentré (32°CCHL), (F1) : des taches décolorées sur l'exochorion (F2) : la digestion de l'exochorion

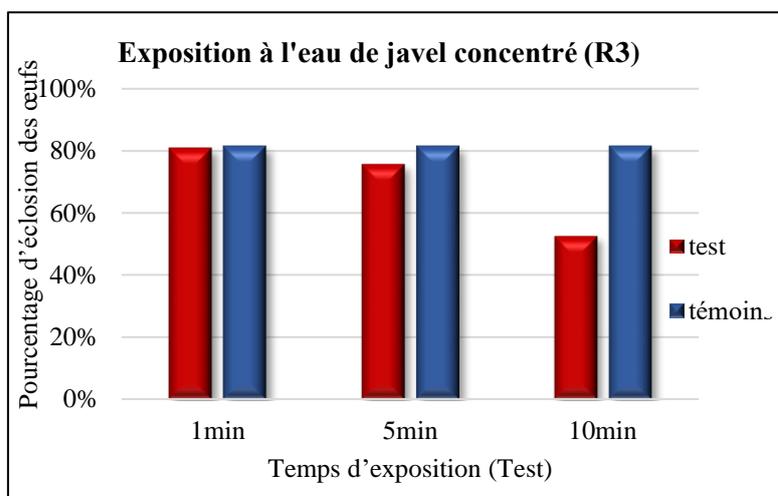
### 3.2.1.1 Exposition l'eau de javel concentrée (32°CCHL) :



**Figure 32 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentré (32°CCHL) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 33 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentré (32°CCHL) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 34 :** Histogrammes représentant les pourcentages d’éclosions des œufs exposés à l'eau de javel concentrée (32°C HL) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats d’exposition à l'eau de javel concentré (32°C HL) des trois réplicas (R1), (R2) et (R3) montrent que :

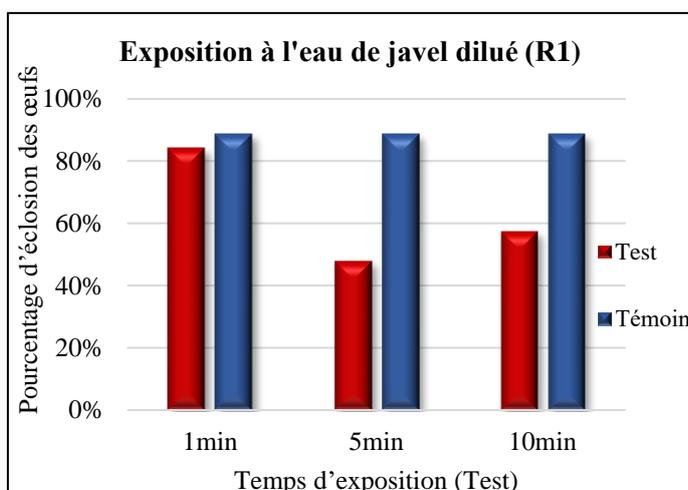
- (R1) : Après 1min, 5min et 10min d’exposition : les pourcentages d’éclosion sont significativement inférieurs chez des œufs exposés à l’eau de javel concentré il y a eu respectivement 26,6 %, 23,5% et 22,5% que chez les œufs témoins (ce qui représente 88.7%) et comme le montre le résultat de la comparaison de test de Mann-Whitney qu’il y a une différence significative entre eux (avec  $P < 0,05$ ) révélant un effet de l’eau de javel concentré sur le taux d’éclosions des œufs, On observe également aucune différence significative du taux d’éclosion au fur et à mesure qu’on augmente le temps d’exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P > 0,05$ ).

- (R2) : les pourcentages d’éclosion des œufs exposés à l’eau de javel concentré (avec 72.4%) sont un peu inférieurs que ceux de témoin (avec 82.7%), comme le montre le résultat du test de Mann-Whitney révèle une différence n’est pas très significative (avec  $P = 0,04$ ) ce que veut dire qu’il y a un très peu d’effet de l’eau de javel concentré sur le taux d’éclosions des œufs après 1 min d’exposition. Et après 5 et 10 min d’exposition les résultats d’exposition sont élevés (67%, 64.3%) mais significativement inférieurs en comparaison que ceux de témoin (82.7%) comme le montre le teste de de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) comme le montre le teste de de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) donc un effet de l’eau de javel concentré sur le taux d’éclosions des œufs, On observe aussi aucune différence significative du taux

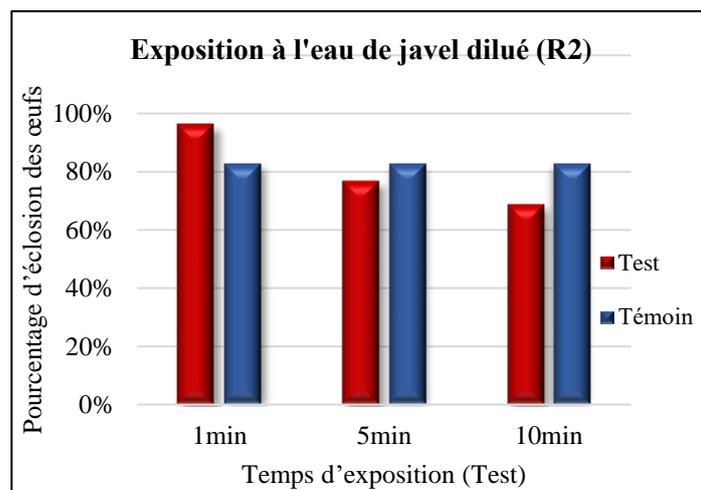
- D'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P > 0,05$ ).

- (R3) : Après 1min d'exposition : les pourcentages d'éclosion chez les œufs témoin (81.4%) sont assez proches aux pourcentages des œufs exposés à l'eau de javel concentré (80.9%), comme le montre le teste de de Mann-Whitney, aucune différence significative ente le teste et le témoin (avec  $P > 0,05$ ) donc il n'a eu aucun effet de l'eau de javel concentré sur le taux d'éclosion des œufs. Après 5 min d'exposition : les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel concentré (75.8%) ne sont pas significativement inferieurs par rapport au témoin comme le montre le teste de de Mann-Whitney (avec  $P > 0,05$ ) donc aucun effet de l'eau de javel concentré sur le taux d'éclosion des œufs et après 10 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel concentré sont significativement inferieurs par rapport au témoin comme le montre le teste de de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) révélant qu'il y a eu un effet de l'eau de javel concentré sur le taux d'éclosion des œufs. On observe également un déclin significatif du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ), de plus, On observe un déclin significatif du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

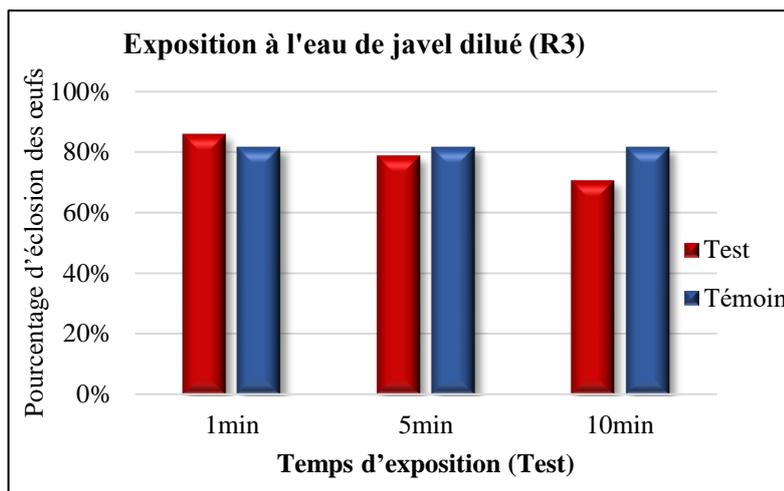
### 3.2.1.2 Exposition l'eau de javel dilué (12°CHL) :



**Figure 35 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel diluée (12°CHL) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 36 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel diluée (12°CHL) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 37 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés à l'eau de javel diluée (12°C<sub>CHL</sub>) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats d'exposition à l'eau de javel dilué (12°C<sub>CHL</sub>) des trois réplicas (R1), (R2) et (R3) montrent que :

- (R1) : Après 1min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les témoins (88,7%) et chez œufs exposés à l'eau de javel diluée (84,3%) sont quasiment identiques, comme le montre le test de Mann-Whitney, aucune différence significative (avec  $P > 0,05$ ) donc il n'a eu aucun effet de l'eau de javel diluée sur le taux d'éclosion des œufs et après 5 et 10 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel diluée sont significativement inférieurs (il y a eu respectivement 47,9%, 57,7%) par rapport au témoin comme le montre le test de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) donc il y a eu un effet de l'eau de javel diluée sur le taux d'éclosion des œufs.

- (R2) : Après 1min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel diluée sont supérieurs avec des pourcentages (96,3%) que chez les témoins, le résultat de test de Mann-Whitney montre une différence significative ( $P > 0,05$ ) mais dans le sens contraire ce que veut dire que ce sont des variations qui sont dues au hasard donc l'eau de javel diluée n'a aucune incidence sur l'éclosion des œufs et après 5 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel diluée (76,8%) sont proches aux pourcentages d'éclosion des œufs témoins (82,7%), comme le montre le test de Mann-Whitney (avec  $P > 0,05$ ) qu'ils ne sont pas significativement différents donc il y a eu aucun effet de l'eau de javel diluée sur le

taux d'éclosion des œufs. Et après 10 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel dilué (68,8%) sont significativement inférieurs par rapport au témoin comme le montre le test de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) révélant qu'il y a eu un effet de l'eau de javel dilué sur le taux d'éclosion des œufs.

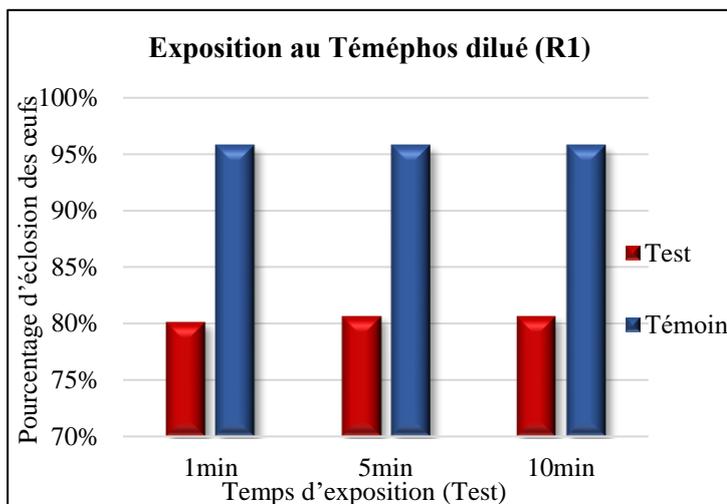
- (R3) :: Après 1 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel dilué sont supérieurs avec des pourcentages (83%) que chez le témoin, le résultat de test de Mann-Whitney montre une différence significative ( $P > 0,05$ ) et après 5 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel dilué (79%) ne sont pas significativement différents aux pourcentages d'éclosion des œufs témoins (82,7%), comme le montre le test de Mann-Whitney (avec  $P > 0,05$ ). Et après 10 min d'exposition, les pourcentages d'éclosion chez les œufs exposés à l'eau de javel dilué sont significativement inférieurs par rapport au témoin comme le montre le test de Mann-Whitney (avec  $P < 0,05$ ) révélant qu'il y a eu un effet significatif de l'eau de javel dilué sur le taux d'éclosion des œufs.

- (R1), (R2) et (R3) : On observe un déclin significatif du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

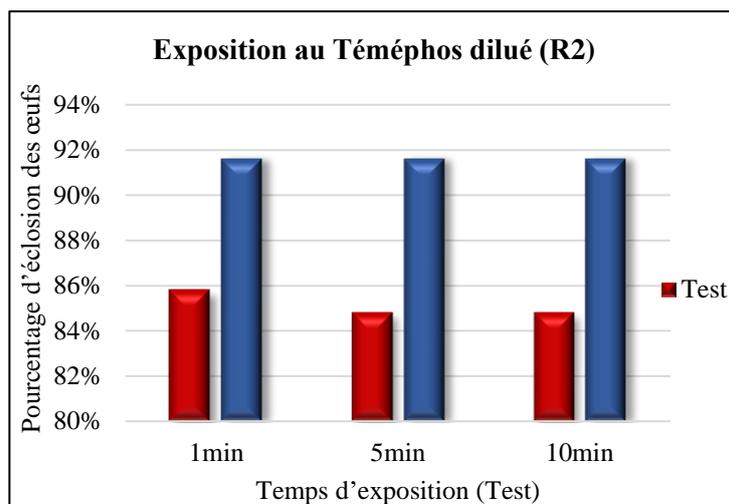
La comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1, R2 et R3 d'exposition à l'eau de javel dilué et concentré montre une différence significative ( $P < 0,05$ ), à cause que nous avons effectué le lavage dans deux baignoires de l'eau distillée uniquement chez les R1 par contre les R2 et R3 ont été lavés dans 3 baignoires de 1 min de l'eau distillée.

### **3.2.2 Exposition aux insecticides :**

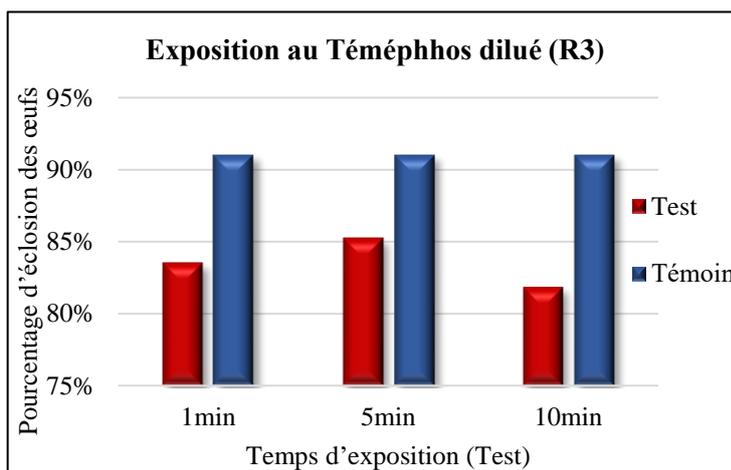
#### **3.2.2.1 Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l) :**



**Figure 38 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 39 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 40 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos (EC500) dilué (2.5G/L) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats des trois réplicats (R1), (R2) et (R3) sont semblables mais non identique montrant que :

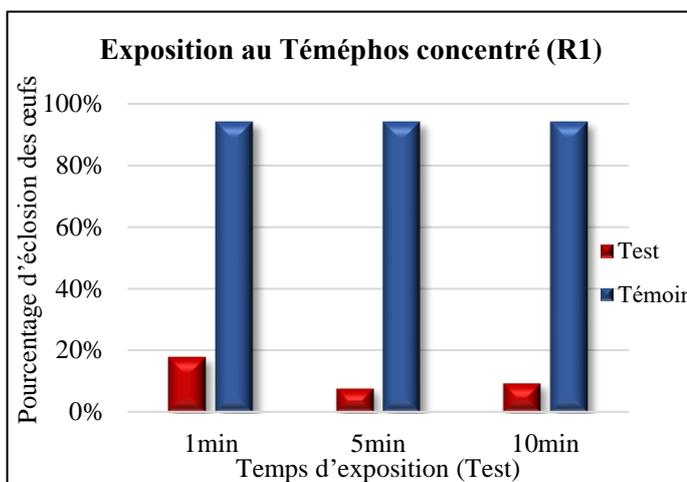
- Après 1min, 5min et 10 min : d'exposition les pourcentages d'éclosion sont significativement inférieurs chez des œufs exposés au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l) , ou il a eu respectivement (R1 : 80.1%, 80.6% et 80.6 %) (R2 : 85.8%, 84.3% et 84.8%) (R3 : 83.5%, 85.2% et 81.8%) que chez les œufs témoins (R1 :95.8%, R2 : 91.6% et R3 : 91%), comme le montre le test de Mann-Whitney qu'il y a une différence

significative (avec  $P < 0,05$ ) révélant un effet de Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l) sur le taux d'éclosions des œufs.

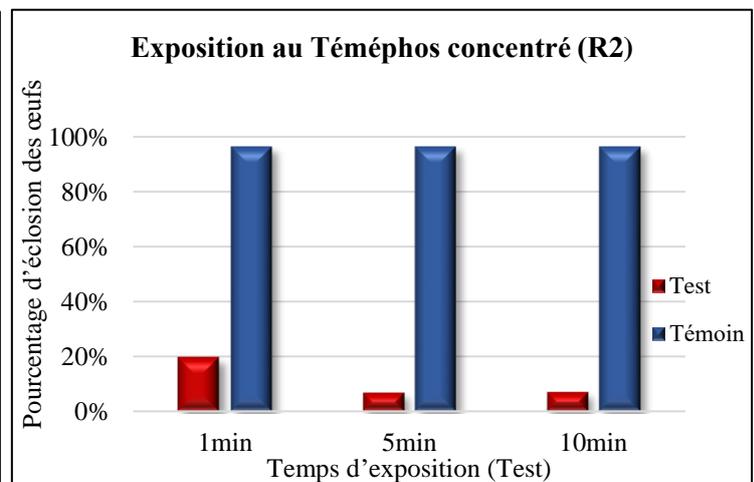
- Aucune différence significative du taux d'éclosion au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P > 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1, R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

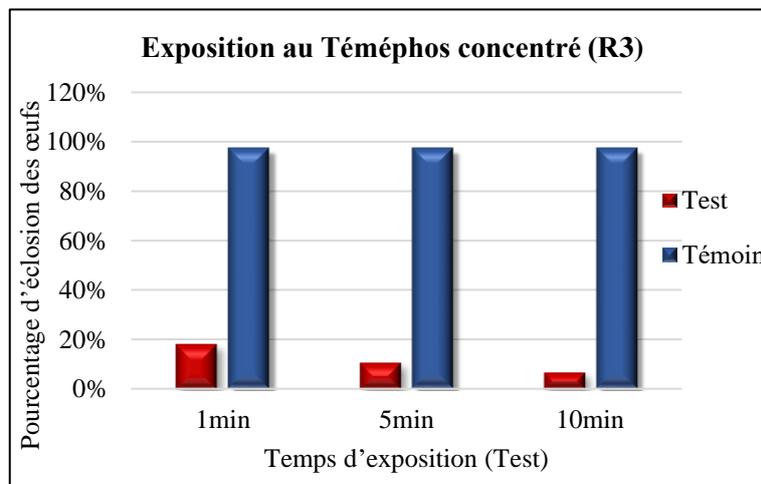
### 3.2.2.2 Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) :



**Figure 41 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 42 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 43 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Téméphos concentré (EC500) (500g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

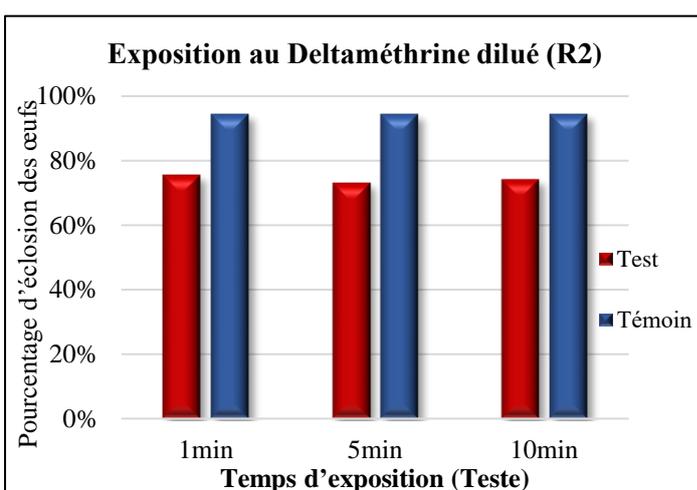
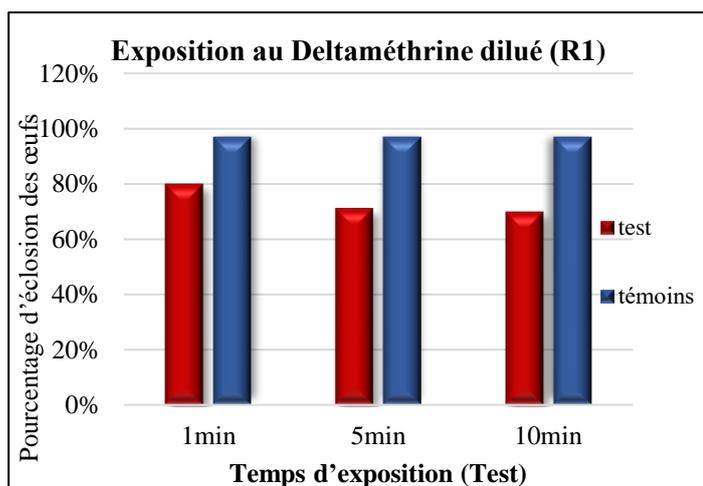
Les résultats des trois réplicats (R1), (R2) et (R3) sont semblables mais non identique montrant que :

- Après 1min, 5min et 10min d'exposition : les pourcentages d'éclosion sont significativement inférieurs chez des œufs exposés au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) ou il a eu respectivement (R1 : 17.8%, 7.6% et 9.3%) (R2 : 19.5%, 6.7% et 7%) (R3 : 18%, 10.6% et 6.7%) que chez les œufs témoins (R1 : 95.8%, R2 : 91.6% et R3 : 91%) que chez les témoin de témoin (R1 : 94.3%, R2 : 96.4% et R3 : 97.6%),, comme le montre le résultat de la comparaison de test de Mann-Whitney ( $P < 0,05$ ) révélant un effet de Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) sur le taux d'éclosions des œufs

- On observe également une diminution significative des pourcentages d'éclosion obtenus au fur et à mesure qu'on augmente le temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

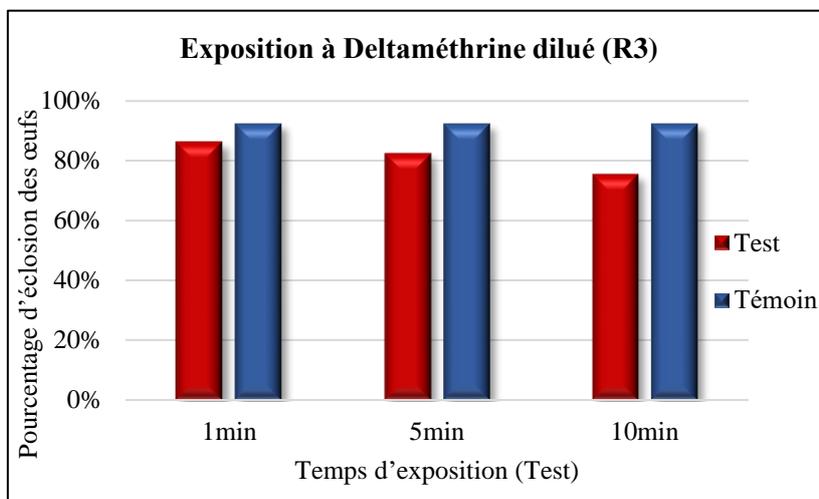
la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1, R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

### 3.2.2.3 Exposition au Deltaméthrine dilué (0,25 g/l) :



**Figure 44 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine dilué (0.25g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

**Figure 45 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine dilué (0.25g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 46 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine diluée (0.25g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

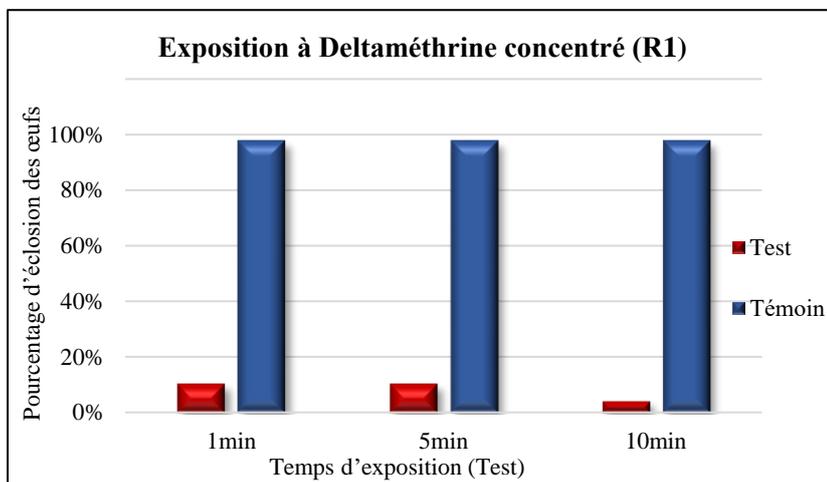
Les résultats des trois réplicats (R1), (R1) et (R3) sont semblables mais non identiques montrant :

- Après 1min, 5 min et 10 min d'exposition : les pourcentages d'éclosion sont significativement inférieurs chez des œufs exposés au Deltaméthrine diluée (0,25 g/l) ou il y a eu respectivement (R1 : 79.7%, 70.9% et 69.7%) (R2 : 75.5%, 73.9% et 74.1%) (R3 : 86.1%, 82.3% et 75.4%) que chez les œufs témoins (R1 : 96.9%, R2 : 94,4%, R3 : 92.3%) comme le montre le teste de de Mann-Whitney la comparaison de ce test montre qu'il y a une différence significative entre le facteur d'exposition et le témoins (avec  $P < 0,05$ ), donc il a eu un effet de Deltaméthrine diluée (0,25 g/l) sur le taux d'éclosion des œufs.

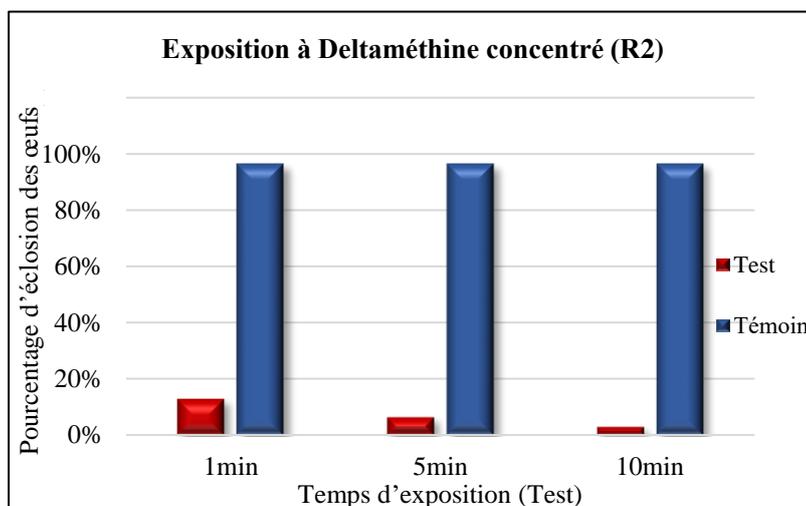
- On observe également plus le temps d'exposition est long plus les pourcentages d'éclosions des œufs sont significativement faibles comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

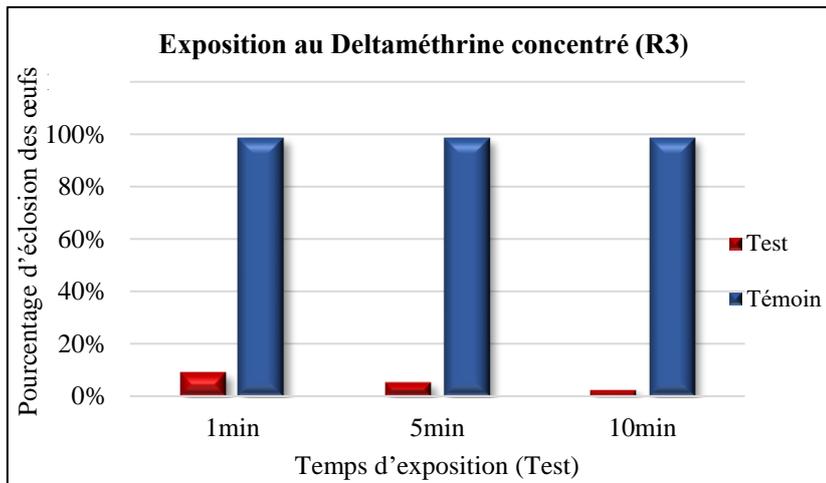
### 3.2.2.4 Exposition au Deltaméthrine concentré (25 g/l) :



**Figure 47 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R1) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 48 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R2) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins



**Figure 49 :** Histogrammes représentant les pourcentages d'éclosions des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) (R3) avec des durées croissantes en comparaison avec des œufs témoins

Les résultats des trois réplicats (R1), (R2) et (R3) sont semblables mais non identique montrant :

- Après 1min, 5min et 10min d'exposition : les pourcentages d'éclosion sont significativement inférieurs chez des œufs exposés au Deltaméthrine concentré (25 g/l) ou il y a eu respectivement (R1 : 10.09%, 10.08% et 4%) (R2 : 12.8%, 6.34% et 3%) (R3 : 8.8%, 5.1% et 2.4%) en comparaison à celles de témoin (R1 :97.6%, R2 :96.5%, R3 :98.5%), comme le montre le résultat de la comparaison de test de Mann-Whitney qu'il y a une différence significative entre le facteur d'exposition et le témoin (avec  $P < 0,05$ ) révélant un effet de Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) sur le taux d'éclosions des œufs

- On observe également une diminution significative des pourcentages d'éclosion obtenus après l'exposition au Deltaméthrine concentré (25 g/l) avec augmentation du temps d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis ( $P < 0,05$ ).

la comparaison des pourcentages d'éclosion des trois réplicas, R1,R2 et R3 ne montre aucune différence significative ( $P < 0,05$ ), ce qui est en faveur de la reproductibilité de notre travail expérimental.

#### IV. Discussion :

Cette étude expérimentale a pour objectif principale d'apporter une contribution à la connaissance de la résistance des œufs non diapausants d'*Aedes albopictus* et d'analyser l'effet des facteurs abiotiques sur la capacité de leur éclosion.

Les œufs d'*Ae. albopictus* présentent une résistance à la dessiccation comme de très nombreuses espèce du sous genre *Stegomyia* (**Estrada-franco and Craig, 1995**). En comparaison aux œufs d'*Ae. aegypti*, les œufs d'*Ae. albopictus* démontrent une plus grande plasticité phénotypique vis-à-vis des variations de climat, ils ont la capacité de survivre après exposition aux températures extrêmes, notamment au froid (**Bagny, 2009**).

Dans le but de voir à quel point les œufs du moustique tigre sont résistants après l'exposition aux températures externes, les œufs de cette espèce ont été exposés aux températures extrêmes à -20 et à -80°C et à -200°C durant des laps de temps croissants.

Nos résultats révèlent que les œufs non diapausants de ce moustique peuvent survivre à -20°C jusqu'à 10 min d'exposition. Les taux d'éclosion obtenus chez les œufs testés montrent une différence significative par rapport aux témoins ( $P < 0,05$ ) chez tous les réplicats après chaque temps d'exposition. Néanmoins, les œufs ont montré une grande tolérance à cette température pour le temps d'expositions d'une minute (R3 : 60, 6%) et 17,5% ont pu éclore après 10 minutes d'exposition. Cependant, nous avons pu remarquer qu'une prolongation de la durée d'exposition a provoqué un déclin significatif de l'éclosion ( $P < 0,05$ ) donc il y a eu un effet de la prolongation du temps d'exposition sur le succès de l'éclosion, comme le montre **Thomas et al (2012)** dans leurs études que la durée d'exposition au froid influence la réponse d'éclosion, il a également montré que les œufs diapausant peuvent résister après exposition à -10°C mais si ce niveau de température est maintenu au-delà de 24 h, les œufs ne sont plus viables.

**Hanson et Craig (1995)**, ont pu constater que les œufs peuvent résister à des températures inférieures à -10°C (**Hanson et Craig 1995**). Cette forte tolérance a probablement joué un rôle dans son pouvoir invasif (**Bagny, 2009**).

Notre étude montre clairement que les œufs d'*Ae. albopictus* non diapausants ont le potentiel de survivre après exposition au froid, comme le confirme **Christophers (1960)** dans ses études, il a montré que les œufs d'*Ae. albopictus* d'une souche tropicale ont pu passer l'hiver sur un site expérimental où la température minimale est inférieure à 0 °C jusqu'à -3 °C. Ce même résultat concorde parfaitement avec les résultats apportés dans les études de **Hanson et Craig (1994)**, ces auteurs stipulent que les œufs d'*Ae. albopictus* ont survécu à des températures inférieures à zéro avec des temps d'exposition plus longs, par exemple, en laboratoire 47 % de survie des œufs d'*Ae. albopictus* non diapausants a été observé après exposition à - 10 °C pendant 144 h. Ces auteurs ont également montré que 88 % des œufs ont survécus après une exposition à - 10 °C pendant 24 h, ce qui contredit les constatations de **Thomas et al (2012)** cités précédemment.

De plus, dans cette étude, la tolérance aux basses températures n'a été testée que pour les œufs non diapausants. On peut s'attendre à ce que les résultats d'éclosion des œufs en diapause soient encore plus élevés à long terme, comme indiqué par **Mori et al, (1981)**, **Jiang, (2018)**, **Medley et al, (2019)**, **Hanson, (1995)**, **Hanson et al, (1993)**, **Hanson et craing, (1995)**, **Hawley et al (1989)** ont pu constater que les œufs diapausants d'*Ae. albopictus* ont montré une survie après 600 h d'exposition à - 1 °C jusqu'à - 22 °C. De cet effet, le mécanisme physiologique de résistance au froid semble être basé sur le développement d'une couche de cire entre la membrane séreuse et l'endochorion de la coquille d'œuf qui pourrait servir comme deuxième barrière pour protéger l'embryon après la cuticule séreuse (**Kreß et al., 2016**). D'autre part, la capacité de survie à basses températures des œufs non diapausants est dépendante du degré de développement embryonnaire : seulement 5% des œufs incomplètement embryonnés survécurent un mois au froid alors que 37% survécurent si des œufs embryonnés étaient utilisés (**Hawley, 1998**). Et pour bien préciser que les œufs testés ont été influencés principalement par le facteur d'exposition et non par la maturité de l'embryon, nous avons procédé d'effectuer le stockage des œufs pendant une semaine avant d'être exposés, comme le confirme **Clements, (2000)**, il a montré dans ces études que les œufs ont systématiquement besoin d'une période d'assèchement de quelques jours suivie d'une phase de ré-immersion pour pouvoir éclore, un laps de temps allant

de quelque jour à une semaine est nécessaire pour le développement embryonnaire des œufs. Mais, il faut rappeler que lors de l'oviposition les œufs sont déposés en surface humide évitant la dessiccation brutale et l'interruption de l'embryogenèse (**Estrada-franco et Craig 1995**). En effet la coquille de l'œuf est fragile et l'imperméabilité n'est pas acquise qu'à après quelques heures après la ponte, lors la formation complète de la cuticule séreuse (**Lacour et al, 2014**).

À -80°C nous avons pu constater que ce niveau de température a influencé de manière significative sur la capacité d'éclosion néanmoins nous avons pu constater que 8.3 % des œufs ont pu éclore après une exposition d'une minute. L'exposition à cette température extrême au-delà d'une minute semble être fatale pour l'embryon. Cependant, l'exposition à la température extrême de -200°C a provoqué une rupture complète de l'éclosion de tel sorte qu'aucun œuf n'a pu éclore et cela quel que soit la durée de l'exposition. Dans la nature, l'adaptation aux températures froides se fait graduellement, des chercheurs ont montré que, mis à part les œufs diapausants, les œufs d'*Ae. albopictus* dits acclimatés au froid sont beaucoup plus résistants que les œufs non acclimatés au froid (**Harwood et al., 1959 ;Sota et Mogi 1992**). Dans cette étude nous avons testé des œufs non diapausants et non acclimatés au froid. Les températures extrêmes qui ont été testées ont dues provoquer un choc thermique qui a occasionné des dommages irréversibles pour certains embryons. En effet, au niveau cellulaire, il existe deux mécanismes par lesquels le gel nuit à l'embryon. D'une part, le gel endommage le cytosquelette et la membrane plasmique des insectes par formation de glace intracellulaire (**Duman et al., 1991**). D'autre part, les cellules réagissent avec une perte d'eau et de solutés due à l'augmentation de la formation de glace extracellulaire (**Duman et al., 1991**) qui conduisent par conséquent à une déshydratation cellulaire et enfin à un choc osmotique avec des dommages membranaires irréparables (**Duman et al., 1991**). Néanmoins nous avons apporté la preuve par ce modeste travail que les œufs d'*Ae. albopictus* ont une capacité importante à résister aux basses températures. En sachant que les températures extrêmement basses qui ont été testées (-80 et -200 °C) n'existent pas dans la nature, nous avons voulu voir jusqu'à quel point les œufs du moustique tigre peuvent être résistants. Ces résultats portent à croire qu'une proportion non négligeable des œufs non diapausants a résisté après l'exposition aux températures extrêmes. De cet effet la survie des œufs non diapausant dans les régions où la période

froide peut survenir à court terme est possible, comme suggéré par **Tippelt et al (2019)** concernant le risque élevé d'établissement de cette espèce vers le nord.

Concernant l'exposition à la chaleur, nos résultats montrent qu'une faible proportion de ces œufs ont pu survivre à des températures maximales avoisinants les 50°C après 1min d'exposition avec des taux d'éclosions inférieure à 6.5% en comparaison avec ceux des témoins ( $P < 0,05$ ). Les œufs d'*Ae. albopictus* ont montrés des éclosions après chaque exposition à 49°C jusqu'à 51°C pendant 1min, suggérant un certain potentiel de survie des œufs à des températures élevées. Cependant, aucun œuf n'a pu éclore au-delà d'1 min d'exposition. Des études rapportées dans la littérature montrent que les œufs *Ae. aegypti* (souche Rockefeller) montrent un pic des taux d'éclosion à 28°C, avec plus de 90 % des œufs éclos (**Farnesi et al. 2009**) Cependant, **Delatte et al. (2009)** ont constaté qu'aucun œuf d'*Ae. aegypti* n'a éclos à 40 °C. On peut supposer à travers ces résultats que les œufs *Ae. albopictus* sembleraient donc plus aptes que *Ae. aegypti* à se développer à des températures supérieur à 40°C. Néanmoins, La chaleur extrême testée (75 à 85%) a probablement montré un effet mortel pour l'embryon vu qu'aucune éclosion n'a été enregistrée. Cependant, nous avons également montré que l'exposition aux différents niveaux de températures extrêmes testées n'a aucun effet sur la forme des œufs. Il serait intéressant de mieux comprendre cet effet sur la physiologie et la structure interne des œufs et sur l'aptitude de l'embryon de rester viable après chaque exposition thermique.

Dans notre étude nous avons également pu constater que la durée d'exposition a également une influence sur le taux d'exposition pour certaines températures, ce qui prouve que la capacité de protection de la coquille de l'œuf est non seulement dépendante du degré de la température environnante mais aussi de la durée d'exposition à cette dernière.

L'eau de javel est connue comme le seul produit qui peut avoir un effet sur la coquille des œufs, des expériences en laboratoire ont montré que l'exposition à l'eau de Javel élimine et désintègre le chorion de l'œuf, cette procédure a déjà été utilisée avec succès pour *Ae. aegypti* (**Rezende et al., 2008**) et *An. gambiae* (**Goltsev et al., 2009**) et contrairement au chorion, la cuticule séreuse résiste à la digestion par l'eau de javel (**Beckele, 1958. Judson et Hokama, 1965**). Dans notre étude, les observations effectuées juste après l'exposition à l'eau de javel, nous ont permis de trouver aucun

effet délétère de l'eau de javel dilué ou concentré sur l'exochorion des œuf après 1 et 5 min d'exposition. Par contre, après 10 min d'exposition à l'eau de javel concentré certains œufs ont montré des taches décolorées sur la surface externe de la coquille d'œuf (exochorion), ces résultats présentent des similitudes également avec ceux de **Rezende et al., (2008)**, selon ces auteurs, dans une études qui a visé l'évaluation de la résistance embryonnaire chez *Aedes aegypti*, ils ont démontré que les œufs, laissés dans la solution chlorée (eau de Javel) pendant 10 à 20 minutes, commencent à se désintégrer, et s'ils sont laissés pendant une période plus longue (30 minutes) se désintègrent complètement, à la fois la coquille de l'œuf et l'embryon (**Rezende et al., 2008**).

Lors de nos évaluations de l'effet de l'eau javel à différent concentration sur le taux d'éclosion, nous avons pu constater que les taux d'éclosion enregistrés dans les réplicas R1 et R2 chez les témoins sont inférieurs (R1 : 82.7 %, R2 : et 81.4 %) à ceux exposés à l'eau de javel dilué (12°CHL) pendant une minute d'exposition (R1 : 96.3 %, R2 : et 95,6%), ces résultats confirment que l'eau javel dilué n'a aucune incidence sur l'éclosion des œufs. En revanche, les résultats statistiques montrent une différence significative par rapport au témoin lorsqu'on augmente la durée d'exposition comme le montre le test de Kruskal-Wallis qui révèle un déclin significatif (avec  $P < 0,05$ ). Ces constats nous ont permis de conclure que les œufs possèdent un exochorion assez imperméable au contact avec l'eau javel dilué (12CHL°).

De plus, nous avons également montré qu'il y a eu une proportion non négligeable des éclosions des œufs après exposition à l'eau de javel concentrés (32°CHL) à différents intervalles de temps. Nous avons trouvé des taux d'éclosion allant jusqu'à 75.5% après 5min d'exposition et 64.3% après 10 min d'exposition. De plus, nous avons pu constater qu'il n'existe aucun effet significatif de cette concentration de chlore (32°CHL) sur les taux d'éclosion (R1) après une minute d'exposition (avec  $P > 0,05$ ) cela indique que les taux d'éclosion sont influencés également par d'autres facteurs liée avec la nature chimique de l'eau d'immersion, Cependant et malgré la digestion du chorion des œufs, ces derniers ont éclos et donné la naissance à des larves, ce qui prouve que l'embryon a survécu à l'intérieur d'une cuticule transparente après l'exposition à l'eau de javel concentré. A partir ces constatations on peut conclure que l'imperméabilité et la résistante à la digestion à l'eau

de javel est dû essentiellement au pouvoir d'une matrice extracellulaire transparente de protéger l'embryon (la cuticule séreuse) à la pénétration de l'eau de javel concentré (32°C HL). Ces résultats sont proches de ceux trouvés par **Rezende et al., (2008)** qui a montré que l'embryon exposé à l'eau de Javel pendant 30 minutes reste intact et clairement visible sous la cuticule séreuse transparente, après une digestion presque complète de l'exochorion. Cependant et dans la littérature, des expériences ont été réalisées dans des conditions contrôlées et naturelles en appliquant des dilutions d'eau de Javel (52,5°C HL) en pulvérisation sur des œufs d'*Ae. aegypti*, ils ont montré qu'une période d'exposition minimale de 24 h était nécessaire pour éliminer complètement la viabilité des œufs d'*Ae. aegypti*, même à la concentration de NaOCl la plus élevée (**Mackay et al., 2015**).

Après l'exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l) nous avons trouvé que les taux d'éclosion chez les œufs testés sont importants, atteignant 85,8% après 1 min d'exposition, 85,2% après 5 min d'exposition et 84,8% après 10 min d'exposition. De même, après l'exposition à la Deltaméthrine diluée (0,25 g/l) nous avons également enregistré des taux d'éclosion élevés chez les œufs testés allant jusqu'à 86,1% après une minute d'exposition, 82,3% après 5 min d'exposition et 75,4% après 10 min d'exposition. Néanmoins, on observe des taux d'éclosion assez faibles lors de l'exposition à ces deux insecticides concentrés. Cela ne veut pas dire que les deux insecticides concentrés empêchent certains œufs d'éclore, mais qu'il est très probable que les taux d'éclosion ont été également influencés par la nature physico-chimique de l'eau contenant une concentration très élevée de l'insecticide. L'éclosion des œufs est très sensible, en effet, à la composition de l'eau dans lesquels ils sont immergés, par exemple une forte concentration en oxygène de l'eau du gîte inhibe l'éclosion des œufs d'*Ae. albopictus*. Certains auteurs (**Gjullin et coll. (1941)** et **Geigy et Gander (1949)**, **Clements. (1963)**) ont montré qu'un abaissement de la quantité d'oxygène dissous de 7 ppm à moins de 3 ppm stimule l'éclosion, qu'il soit causé par des moyens physiques, chimiques ou biologiques. L'absence d'un tel stimulus expliquerait l'éclosion irrégulière des œufs. Ces constatations nous ont permis de conclure que le chorion d'œuf d'*Ae. albopictus* est imperméable et les doses létales des deux insecticides utilisés n'ont pas pu pénétrer à l'intérieur de l'œuf pour tuer l'embryon. Les études évaluant

l'effet des insecticides sur les œufs des moustiques sont rares. La plupart des auteurs ont testés des extraits de plantes qui auraient eu un effet létal sur les œufs, mais la plupart s'accordent à dire que cet effet est sensiblement élevé uniquement sur les œufs des moustiques qui ont été nouvellement pondus (**Suman et al, 2013**). Cela s'explique par le fait que les œufs nouvellement pondus sont encore fragiles et la coquille de leurs œufs ne s'est pas encore solidifiée et fortifiée notamment par la formation de la cuticule séreuse. **Reegan et al, (2015)** ont montré une sensibilité moindre des œufs d'*Ae. aegypti* par rapport à ceux de *Culex quinquefasciatus* lorsqu'ils étaient exposés au Téméphos. Ces mêmes auteurs ont utilisé ont effectué une étude comparative d'exposition des œufs de ces deux espèces vis-à-vis de 5 extraits de plantes médicinales et ils à chaque fois ils ont constaté que les œufs d'*Ae. aegypti* montraient une mortalité beaucoup plus faible en comparaison avec ceux de *Cx. quinquefasciatus*.

### V. Conclusion :

La récente invasion du moustique tigre à travers le monde et sa capacité à coloniser différentes niches écologiques qui sont liées essentiellement aux caractéristiques de ses œufs, qui lui permettent de s'adapter rapidement aux variations saisonnières et de passer les périodes froides sous forme d'un œuf particulièrement résistant aux conditions défavorables. Cette étude nous a fourni une occasion idéale d'apporter notre contribution à l'évaluation de la résistance des œufs de ce moustique vis-à-vis de certains. Cette investigation originale, nous a permis de révéler que les œufs d'*Aedes albopictus* ils ont la capacité de résister aux températures extrêmes notamment les basses températures à  $-20^{\circ}\text{C}$  même et d'une façon moindre à  $-80^{\circ}\text{C}$ . Néanmoins, les œufs du moustique tigre ont été plus sensibles à la chaleur qu'au froid ce qui est observable dans la nature car cette espèce affectionne plus les zones tempérées qui sont plus fraîches que chaudes, ce qui suggère que cette espèce aurait du mal à s'adapter au niveau des zones désertiques d'Algérie. De plus, nous avons démontré que l'enveloppe de l'œuf avait une forte imperméabilité face aux produits chimiques testés car elle a joué un rôle protecteur de l'embryon même face à des insecticides avec des doses qui était sensées être mortelles pour les larves. Les données obtenues dans cette étude ont fourni des informations précieuses apportant des connaissances supplémentaires sur la résistance des œufs d'*Ae. albopictus* qui est à notre sens la clés du pouvoir invasif de cette espèce.

### Perspectives :

D'après les résultats obtenus au laboratoire qui nous a permis de mieux comprendre la résistance naturelle des œufs d'*Aedes albopictus* non diapausant à différents facteurs abiotiques, nous pouvons suggérer qu'il serait intéressant de poursuivre et approfondir cette étude en explorant cette résistance sur les œufs diapausants qui sont certainement des œufs beaucoup plus résistants que ceux qu'on n'a étudié. Nous suggérons également l'exploration de techniques de lutte contre les œufs du moustique tigre, en effet, lors de nos investigations et recherches bibliographiques nous avons entrevue une faille au niveau de la carapace qui constitue la coquille de

l'œuf de cette espèce, cette faiblesse réside au niveau de l'œuf nouvellement pondu et dont le chorion ne s'est pas encore fortifié et qui n'est pas encore imperméable.

Durant ces premières heures qui suivent la ponte l'œuf pourrait être affecté par des substances insecticides. L'idée est de trouver le moyen de tuer l'embryon à l'intérieur de l'œuf pendant cette période.

Les références bibliographiques

A

Adhami, J. and P. Reiter (1998). Introduction and establishment of *Aedes (Stegomyia) albopictus* skuse (Diptera : Culicidae) in Albania. *J Am Mosq Control Assoc* 14(3) : 340-343

Adrien B, (2018). Le réchauffement climatique et ses conséquences sur le comportement de quelque Diptères vecteurs d'infection humain en France Métropolitaine, Thèse de doctorat, Université de Limoges, France,

Ali, S. R. and Rozeboom, L. E. Comparative laboratory observations on selectivemating of *Aedes (Stegomyia) albopictus* Skuse and *A. (S.) polynesiensis* Marks. *Mosquito News*, 33(1) :23–28, 1973.

B

Bechini L, (2017), Piqures de moustique , un risque sanitaire à ne pas négliger. Université de Marseille, France.

Beckel WE. (1958). Investigation of permeability, diapause, and hatching in the eggs of the mosquito *Aedes hexodontus*. *Dyar. Can J Zool*, 36 (4), 541–54.

Benallal K.D., Garni, L. bouiba and Z. Harrat. 2019. First Detection of *Aedes (Stegomyia) albopictus*(Diptera : Culicidae) in Algiers, the Capital City of Algeria. 13(4) : 420–425.

Benallal k.E and al ,2016,First report of *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Diptera : Culicidae) in Oran, West of Algeria,164, 411-413,

Benedict MQ, Levine RS, Hawley WA, Lounibos LP. (2007). Propagation du tigre : risque global d'invasion par le moustique *Aedes albopictus*. *Vecteur Borne Zoonot Dis*; 7 (1) :76-85.

Bentley, M. D., & Day, J. F. (1989). Chemical ecology and behavioral aspects ofmosquito oviposition. *Annual review of entomology*, 34(1), 401-421.

Bonizzoni M., Gasperi G., Chen X, James A.A. The invasive mosquito species *Aedes albopictus* : currentknowledge and future perspective. *Trends Parasitol*

Boubidi, S C. 2016. Surveillance et contrôle du moustique tigre, *Aedes albopictus* (Skuse, 1984) à Nice France, Sud de la France.

Bourbonnais.G, (2009). Clé d'identification des Nématocères, d'après Borror, Triplehorn et Johnson. [http://www.cegep-ste-foy.qc.ca/profs/glourbonnais/entomo/cle\\_Nématocères\\_et\\_illustrations.pdf](http://www.cegep-ste-foy.qc.ca/profs/glourbonnais/entomo/cle_Nématocères_et_illustrations.pdf) .

Bourrée, P. Zombon, A. Ensaf. (2015). *Aedes albopictus* : un moustique multifonction; 26(519) :13-16.

Bourrée, P. Zombon, A. Ensaf. (2015). *Aedes albopictus* : un moustique multifonction ,26(519) :13-16,

Boyer, S., Gilles, J., Merancienne, D., Lemperiere, G., and Fontenille, D. Sexual performance of male mosquito *Aedes albopictus*. *Medical and veterinary entomology*, 25(4) :454–9, December 2011. Doi: 10.1111/j.1365-2915.2011.00962.x.

Brady, O. J., Johansson, M. A., Guerra, C. A., Bhatt, S., Golding, N., Pigott, D. M., Delatte, H., Grech, M. G., Leishman, P. T., Maciel-de Freitas, R., Styer, L. M., Smith, D. L., Scott, T. W., Gething, P. W., and Hay, S. I. Modeling adult *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* Survival at different temperatures in laboratory and field settings. *Parasites & vectors*, 6(1) :351, January 2013. DOI : 10.1186/1756-3305-6-351.

Brasseur A, (2011) Ecole des Hautes Etudes en Sante Publique. (E.H.E.S.P.). Rennes. FRA / com. Analyse des pratiques actuelles destinées à limiter la propagation d'*Aedes albopictus* dans la zone sud est de la France et propositions d'amélioration. France.

Brigel, H, Timmermann, (2001). *Aedes albopictus (Diptera : Culicidae) : physiological aspects of development and reproduction*. *J Med Entomol* ;38(4) :566-71. Doi : 10.1603/0022-2585-38.4.566.

### C

Cancrini, G. Scaramozzino P, Gabrielli S, Di paolo M, Toma Lromi R (2007). *Aedes albopictus* and *Culex pipiens* implicated as natural vectors of *Dirofilaria repens* in central Italy. *J Med Entomol* 44(6): 1064-1066.

Christophers SR. (1960). *Aedes aegypti (L) The Yellow Fever Mosquito. Its Life History, Bionomics and Structure*. Cambridge: Cambridge University Press, 777P.

Clements AN (1992) *Biology of mosquitoes: Development, nutrition and reproduction*. New York:Chapman and Hall. 509 p.

Clements, A. N. 1999. *The biology of mosquitoes, volume 2 : Sensory reception and behavior*. CABI Publishing.

Clements, A. N. 2000. *The Biology of Mosquitoes. Volume 1. Development, Nutrition and Reproduction*. Chapman and Hall edition, London.

Clements. A.N., (1963). *The physiology of Mosquitoes*. Pergamon Press, Oxford, 393p.

### D

Danilevskii, A.S., 1965. *Photoperiodism and Seasonal Development of Insects*. Edinburgh: Oliver & Boyd.

Delatte, H., A. Desvar, A. Bouetard, G. Gimmonneau, G. Vourc'h, and D. Fontenille. 2009. Blood-feeding behavior of *Aedes albopictus*, vector of chikungunya on La Réunion. *Vector Borne Zoonotic Disease*.

Delatte, H., J. Dehecq, J. Thiria, C. Domerg, C. Paupy, and D. Fontenille. (2008). Geographic distribution and developmental sites of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) during a Chikungunya epidemic event. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 8(1) :25-34.

Denlinger, D.L., Armbruster, P.A., 2014. Mosquito diapause. *Annual Review of Entomology* 59, 73-93.

Duman, J.G., D.W. Wu, L. Xu, D. Tursman, and T.M. Olsen. 1991. Adaptations of insects to subzero temperatures. *Quart. Rev. Biol.* 66: 317–410.

Duvallet, G., Fontenille, D., & Robert, V. (2017). *Entomologie médicale et vétérinaire*. Editions Quae.

### E

ECDC, 2009. Technical report : Development of *Aedes albopictus* risk map. Stockholm,

EID Méditerranée, 2010. Suivi de l'initiation naturelle de la diapause d'*Aedes albopictus* (Skuse 1894).

Eritja R, Escosa R, Lucientes J, Marques E, Roiz D, Ruiz S. (2005). Worldwide invasion of vector mosquitoes : present European distribution and challenges in Spain. *Biol Invasions*;7(1)

Estrada-Franco, J., and J. Craig .1995. Biology, disease relationships and control of *Aedes albopictus*, PanAM. Ogan. Washingt.

Estrada-Franco, J.G. and G.B. Craig. 1995. Biology, disease relationship, and control of *Aedes albopictus*, Technical Paper 42. Washington, D.C.

### F

Farnesi, L.C., A.J. Martins, D. Valle, and G.L. Rezende. (2009). Embryonic development of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) : influence of different constant temperatures. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 104 (1), 124-126.

Furieux, P.J.S. and J.E. McFarlane. 1965. Identification, estimation, and localization of catecholamines in eggs of the house cricket, *Acheta domesticus*(L.). *J. Insect Physiol.* 11: 591–600.

Furusawa, T., M. Shikata, and O. Yamashita. 1982. Temperature dependent sorbitol utilization in diapause eggs of the silkworm, *Bombyx mori*. *J. Comp. Physiol. - B* 147: 21–26.

### G

Gaumont.R a, (1985). *Insectes*. In : *Encuclopaedia Universalis*, Corpus 6, 1195-1210.

Gaumont.R b, (1985). *Mécoptéroïdes*. In : *Encuclopaedia Universalis*,Corpus 11, 958-960.

Gaumont.R c, (1985). *Diptères*. In : *Encuclopaedia Universalis*, Corpus 6, 261-268.

Gauzere. B A, M. Bohrer, D. Drouet, P. Gasque, M. -C. Jaffar-Bandjee, L. Filleul&D. Vandroux. (2011). <https://link.springer.com/article/10.1007/s13546-011-0261-z> .

Geigy. R, Gander. R., (1949). External Influence on the Emergence of *Aedes aegypti* from the Egg. *Acta trop.*, Basel, 6: 97-104.

Giatropoulos A, Emmanouel N, Koliopoulos G, Michaelakis A. (2012). A study on distribution and seasonal abundance of *Aedes albopictus* (Diptera : Culicidae) population in Athens, Greece. *J Med Entomol*;49(2) :262-9

Gjullin et al., 1941. The Necessity of low oxygen Concentration for the Hatching of *Aedes* mosquito Eggs. Journal of Cellular and Comparative Physiology ; 17(2) :193 – 202.

Global Invasive Species Database E.I.D.Méditerranée <https://www.universalis.fr>.

Goislard ,C. (2012). Les répulsifs anti-moustiques à l'officine, Université Angers, thèse de doctorat, <https://dune.univ-angers.fr/documents/dune410>.

Grard, G. *et al.* (2014). <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0002681>

Gubler, D. J. (1998). Dengue and dengue hemorrhagic fever. *Clinical microbiology reviews*, 11(3), 480-4.

### H

Hanson SM, Craig GB. (1994). L'acclimatation au froid, la diapause et l'origine géographique affectent la résistance au froid des œufs d'*Aedes albopictus* (Diptera : Culicidae). *J Med Entomol*, **31** (2): 192–201.

Hanson SM, Craig JRG. (1995). Relationship between cold hardiness and supercooling point in *Aedes albopictus* eggs. *J Am Mosq Control Assoc*, 11 :35–8.

Hanson SM, Mutebi JP, Craig GB, Novak RJ. (1993). Reducing the overwintering ability of *Aedes albopictus* by male release. *J Am Mosq Control Assoc*, 9(1),78–83.

Hanson, S.M. 1991. Cold hardiness of *Aedes albopictus* eggs. University of Notre Dame.

Hanson, S.M. and G.B. Craig. 1994. Cold acclimation, diapause, and geographic origin affect cold hardiness in eggs of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.* 31: 192–201.

Hanson, S.M. and G.B. Craig. 1995a. *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) eggs: field survivorship during northern Indiana winters. *J. Med. Entomol.* 32: 599–604.

Hanson, S.M. and G.B. Craig. 1995a. *Aedes albopictus* (Diptera:Culicidae) eggs: field survivorship during northern Indianawinters. *J. Med. Entomol.* 32: 599–604.

Hanson, S.M. and G.B. Craig. 1995b. Relationship between cold hardiness and supercooling point in *Aedes albopictus* eggs. *J. Am. Mosq. Contr. Assoc.* 11: 35–38.

Harwood RF, Horsfall WR. (1959). Development, structure, and function of coverings of eggs of floodwater mosquitoes. III. Functions of coverings. *Ann Entomol Soc Am*, 52:113-16.

Harwood, R.F. and W.R. Horsfall. 1959. Development, structure, and function of coverings of eggs of floodwater mosquitoes. III. functions of coverings. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 52: 113–116.

Harwood, R.F. and W.R. Horsfall. 1959. Development, structure, and function of coverings of eggs of floodwater mosquitoes. III. functions of coverings. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 52: 113–116.

Hawley WA, Pumpuni CB, Brady RH, Craig GB. (1989). Verwintering survival of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) eggs in Indiana. *J Med Entomol*, 26(2),122–9.

Hawley, W.A., 1988. The biology of *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 1988. 4: p. 2-39.

Hinton, H. 1981. *Biology of Insect Eggs*. Vol. I-III. pp. 1-473. Pergamon Press.  
Honório N.A., Castro M.G., de Barros F.S.M., *et al.* The spatial distribution of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* in a transition zone, Rio de Janeiro, Brazil. *Cad Saude Publica*. 25 (6) (2009), pp. 1203-1214

Houkpe, J, (2012), Gites larvaire d’*Aedes albopictus* dans le bâti et les ouvrage de gestion dans eaux pluviales : état des lieux et enjeux en termes de stratégie de contrôle, EHESP, <https://documentation.ehesp.fr/memoires/2012/igs/houkpe.pdf> .

### I

Imai, C. and O. Maeda. 1976. Several factors effecting on hatching of *Aedes albopictus* eggs. *Med. Entomol. Zool*. 27 : 367–372.

Institut Pasteur. Chikungunya [Internet]. [Cité 15 déc 2016]. Disponible sur :<http://www.pasteur.fr/fr/institut-pasteur/presse/fiches-info/chikungunya>.

Izri A, I. Bitman, R.N. Charrel .2011.First entomological documentation of *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) in Algeria.17(7) : 1116-1118.

### J

Jiang Y. (2018). Survival of overwintering *Aedes albopictus* eggs under natural conditions in North-Central Florida. *J Am Mosq Control Assoc*, 34 :255–9.

Judson CH, Hokama Y. (1965). Formation of the Line of Dehiscence in Aedine Mosquito Eggs. *J Insect Physiol*, 11, 337–45.

### K

Kobayashi, A.M., N. Nihei, and T. Kurihara. 2002. Analysis of northern distribution of *Aedes albopictus* (Diptera : Culicidae) in Japan by geographical information system *Med. Entomol*. 39: 4–11.

Konopova B, Zrzavy J. (2015). Ultrastructure, development, and homology of insect embryonic cuticles, 264:339-62.

Koštál, V., 2006. Eco-physiological phases of insect diapause. *Journal of Insect Physiology* 52(2), 113-27.

Kraemer, M. U. G., Golding, N., Brady, O. J., Messina, J. P., Smith, D. L., Wint, G. R.W., & Hay, S. I. (2015). The global distribution of the arbovirus vectors *Aedes aegypti* and *Ae. Albopictus*. *Tropical Medicine & International Health*, 20, 38.

Kramer I.M., Kreß A, Klingelhöfer D, *et al.* (2020). Does winter cold really limit the dengue vector *Aedes aegypti* in Europe ? *Parasites Vectors*,**13(1)**, 178.

Kreß A, Kuch U, Oehlmann J, Müller R (2016). Effects of diapause and cold acclimation on egg ultrastructure: new insights into the cold hardiness mechanisms of

the Asian tiger mosquito *Aedes (Stegomyia) albopictus*. J Vector Ecol. 2016 Jun;41(1):142-50. doi: 10.1111/jvec.12206.

### L

Lacour, G., Vernichon, F., Cadilhac, N., Boyer, S., Lagneau, C., Hance, T., 2014. When mothers anticipate: Effects of the prediapause stage on embryo development time and of maternal photoperiod on eggs of a temperate and a tropical strains of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). Journal of Insect Physiology 71, 87–96. doi:10.1016/j.jinsphys.2014.10.008.

Lema, E. (2000)., Etude qualitative de la faune calicinienne et son influence sur prévalence plasmodiale en milieu urbain et périurbain de Yaoundé. Mémoire DI. P. E. S II. ENS :41.

### M

Mackay, J.A., Amador. M, Felix. G, Acevedo. V, Barrera. R. (2015). Evaluation of Household Bleach as an Ovicide for the Control of *Aedes Aegypti*. J Am Mosq Control Assoc ; 31(1) : 77–84.

Medley KA, Westby KM, Jenkins DG. (2019). Rapid local adaptation to northern winters in the invasive Asian tiger mosquito *Aedes albopictus* : a moving target. J Appl Ecol, 56 :2518–27.

Medlock JM, Avenell D, Barrass I, Leach S. (2006). Analysis of the potential for survival and seasonal activity of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in the United Kingdom. J Vector Ecol.;31(2) :292-304.

Meigen, J. W. 1818. Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. Aachen, Germany 1.

Monnerat AT, Soares MJ, Lima JB, Rosa-Freitas MG, Valle D (1999) *Anopheles albitalis* eggs: ultrastructural analysis of chorion layers after permeabilization. J Insect Physiol 45: 915±922.

Mori A, Oda T, Wada Y. (1981). Studies on the egg diapause and overwintering of *Aedes albopictus* in Nagasaki. Trop Med, 23 :79–90.

Mousseau, T A, Fox, C.W., 1998. The adaptive significance of maternal effects. Trends in Ecology & Evolution (Amst.) 13, 403-07.

### N

Nawrocki, S.andW. Hawley. 1987.Estimation of the Northern limits od distrubtion of *Aedes albopictus* in North America.J. Am. Mosq. Control Assoc. 3 :314-317.

### O

Oliva .C, (2012),Études biologiques et comportementales de deux espèces de moustiques (*Aedes albopictus* et *Anopheles arabiensis*) vectrices de maladies en vue du développement de la Technique de l’Insecte Stérile (TIS) contre ces vecteurs à l’île de la Réunion, these de doctorat.

Oliva, C. F., Damiens, D., Vreysen, M. J. B., Lemperière, G., and Gilles. 2013. Reproductive strate-gies of *Aedes albopictus* (Diptera : Culicidae) and implications for the sterileinsect technique. PloS one, 8(11) : e78884,

O'Meara, G. F., L. F. Evans, Jr., A. D. Gettman and A. W. Pattenon (1995). Exotic tank bromeliads harboring immature *Aedes albopictus* and *Aedes bahamensis* (Diptera : Culicidae) in Florida. *J Vector Ecol* 20(2) : 216-224.

### P

Pajot F-X. (1976). Contribution à l'étude écologique d'*Aedes* (*Stegomyia*) *simpsoni* (Theobald, 1905) (*Diptera* : *Culicidae*) : observations concernant les stades pré imaginaires. Cahiers ORSTOM. Série Entomologie Médicale et Parasitologie, 14 (1),31-48.

Paupy C, Delatte H, Bagny L, Corbel V, Fontenille D. (2009). *Aedes albopictus*, an arbovirus vector : from the darkness to the light. *Microbes Infect.*;11(14-15) :1177-85

Paupy C, H. Delatte L, Bagny, V. Corbel. Fontenille, D. (2009). *Aedes albopictus*, an arbovirus vector: From the darkness to the light. *Microbes and Infection*, 11(14), 1177-1185.

Paupy, C., Delatte, H., Bagny, L., Corbel, V. & Fontenille, D. (2009). *Aedes albopictus*, an arbovirus vector: from the darkness to the light. *Microbes Infect.*11, 1177–1185.

Ponnusamy, L., Schal, C., Wesson, D. M., Arellano, C., & Apperson, C. S. (2015). Oviposition responses of *Aedes* mosquitoes to bacterial isolates from attractive bamboo infusions. *Parasites & vectors*, 8(1), 1.

Ponnusamy, L., Xu, N., Nojima, S., Wesson, D. M., Schal, C., & Apperson, C. S. (2008). Identification of bacteria and bacteria-associated chemical cues that mediate oviposition site preferences by *Aedes aegypti*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105(27), 9262-9267.

Prota G (1992) Melanins and melanogenesis. San Diego, California, USA: Academic Press, 29 (9) (2013), pp. 460-468.

Pumpuni, C.B., 1989. Factors influencing photoperiodic control of egg diapause in *Aedes albopictus* (Skuse). PhD diss. University of Notre Dame, Notre Dame, IN. 296p.

### R

Reegan AD, Gandhi MR, Paulraj MG, et al. (2015). Ovicidal and Oviposition Deterrent Activities of Medicinal Plant Extracts Against *Aedes aegypti* L. and *Culex quinquefasciatus* Say Mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Osong Public Health and Research Perspectives*. 2015; 6(1):64–69.

Reinert, J.F., Harbach, R.E. & Kitching, I.J. (2004). Phylogeny and classification of Aedini (*Diptera* : *Culicidae*), based on morphological characters of all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 142, 289-368.

Rezende GL, Martins AJ, Gentile C, Farnesi LC, Pelajo-Machado M, Peixoto AA, et al. (2008). Embryonic desiccation resistance in *Aedes aegypti* : presumptive role of the chitinized serosal cuticle. *BMC Dev Biol*. 2008 ;8 :82.

Rezende GL, Martins AJ, Gentile C, Farnesi LC, Pelajo-Machado M, Peixoto AA, et al. (2008). Embryonic desiccation resistance in *Aedes aegypti* : presumptive role of the chitinized serosal cuticle. BMC Dev Biol. 13 ;8 :82.

Rezende, G.L., A.J. Martins, C. Gentile, L.C. Farnesi, M. Pelajo- Machado, A.A. Peixoto, and D. Valle. 2008. Embryonic desiccation resistance in *Aedes aegypti*: presumptive role of the chitinized serosal cuticle. BMC Dev. Biol. 8: 82.

Roiz D, Rosa R, Arnoldi D, Rizzoli A. (2010). Effects of temperature and rainfall on the activity and dynamics of host-seeking *Aedes albopictus* females in northern Italy. Vector Borne Zoonotic Dis;10(8) :811-6

Russell, P. K., D. V. Quy, A. Nisalak, P. Simasathien, T. M. Yuil, and D. J. Gould. 1969. Mosquito tors of dengue viruses in South Vietnam. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 18 :455-459.

### S

Salvan M. et Mouchet J. 1994. « *Aedes albopictus* et *Aedes aegypti* à l'île de la Réunion » Annale de la société belge de médecine tropicale vol74 ; N°4-132 N 0366-6527.

Skuse, F.A.A. 1849. The banded mosquito of Bengal, Indian Museum Note.3(5) : P20.

Sota, T. and M. Mogi. 1992a. Survival time and resistance to dessication of diapause and non-diapause eggs of temperate *Aedes (Stegomyia)* mosquitoes. Entomol. Exp. Appl. 63: 155– 161.

Sota, T. and M. Mogi. 1992b. Interspecific variation in desiccation survival time of *Aedes (Stegomyia)* mosquito eggs is correlated with habitat and egg size. Oecologia 90: 353–358.

Sota, T., M. Mogi, I. Miyagi, and D.T. Sembel. 1993. Desiccation survival time of two *Aedes (Stegomyia)* mosquito eggs from North Sulawesi. Japan. J. Entomol. 61: 121–124.

Strickman, D. (1980). Stimuli affecting selection of oviposition sites by *Aedes vexans* (Diptera : Culicidae) : moisture 181–184,

Suman S, Yi Wang, Anwar L. Bilgrami, Randy Gaugler. (2013). [Ovicidal activity of three insect growth regulators against \*Aedes\* and \*Culex\* mosquitoes](#). Acta Trop ; 128(1) : 103–109.

### T

Tauber, M.J., Tauber, C.A., Masaki, S., 1986. Seasonal adaptations of insects. Oxford University Press, New York. 411p.

Telford, A.D. 1957. The pasture *Aedes* of central and northern California. The egg stage: gross embryology and resistance to desiccation. Ann. Entomol. Soc. Am. 50: 537–543.

Thomas, S.M., Obermayr, U., Fischer, D. et al.(2012).<https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/1756-3305-5-100>

Tippelt, L. Werner, D. Kampen, H. 2019. Tolerance of three *Aedes albopictus* strains (Diptera: Culicidae) from different geographical origins towards winter temperatures under field conditions in northern Germany. *PLoS UN*, 14(7) : e0219553

Turell MJ, Dohm DJ, Sardelis MR, Oguinn ML, Andreadis TG, Blow JA. An update on the potential of north American mosquitoes (*Diptera : Culicidae*) to transmit West Nile virus. *J Med Entomol*. 2005 Jan ;42(1) :57-62.

Turell MJ, Dohm DJ, Sardelis MR, Oguinn ML, Andreadis TG, Blow JA. (2005). An update on the potential of north American mosquitoes (Diptera : Culicidae) to transmit West Nile virus. *J Med Entomol*;42(1) :57-62

### U

Université Lyon1-mise à jour 2000- Sous embranchement des *Mandibulates* ou *Antennates*.<http://nte-serveur.univlyon1.fr/nte/biologieanimale/boatp/arthropodes/md.htm> .

### V

Vachon et Legendre .1985. Arthropodes. In : *Encuclopaedia Universalis*, Corpus2, 807-810.

Vacus G. (2012). Expansion géographique d'*Aedes albopictus* : Quel risque de maladies émergentes en France métropolitaine. France. Mémoire de doctorat vétérinaire.

Valerio L, Marini F, Bongiorno G, Facchinelli L, Pombi M, Caputo B, et al. (2010). Host-feeding patterns of *Aedes albopictus* (Diptera : Culicidae) in urban and rural contexts within Rome province, Italy. *Vector Borne Zoonotic Dis*;10(3) :291-4.

Valle D, Monnerat AT, Soares MJ, Rosa-Freitas MG, Pelajo-MachadoM, Vale BS, Lenzi HL, Galler R, Lima JB: Mosquito embryos and eggs: polarity and terminology of horionic layers. *J Insect Physiol*1999, 45:701-708.

Vavassori L., Saddler A., Müller P. Active dispersal of *Aedes albopictus* : a mark-release-recapture study using self-marking units. *Parasit Vectors*. 12 (1) (2019), p. 583.

Vega-Rúa, A., Zouache, K., Girod, R., Failloux, A.-B. & Lourenço-de-Oliveira, R. (2014). High level of vector competence of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* from ten American countries as a crucial factor in the spread of Chikungunya virus. *J. Virol*; 88(11):6294-306.

Verdonschot P, Besse-Lototskaya A. Flight distance of mosquitoes (*Culicidae*). 2013. ametadataanalysis to support the management of barrier zones aroundrewetted and newlyconstructedwetlands. *Limnol - EcolManagInland Waters* ;45.

Vinogradova, E.B., 2007. Diapause in Aquatic Insects, with Emphasis on Mosquitoes, in: Alekseev, V.R., Stasio, B.T. de, Gilbert, J.J. (Eds.), Diapause in

Aquatic Invertebrates Theory and Human Use, Monographiae Biologicae (84). Springer Netherlands, 83-113.

### W

Wang, R.-L. 1966. Observations on the influence of photoperiod on egg diapause in *Aedes albopictus* (Skuse). ACTA Entomolog. Sin. 15: 3.

Wong, P.-S. J., Li, M. I., Chong, C.-S., Ng, L.-C. & Tan, C.-H. (2013). *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* (Skuse) : A potential vector of Zika virus in Singapore. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 7(8): 1–5.

### Z

Zeller HG 1998. Dengue, arboviruses and migrations in the Indian Ocean. Bull Soc Pathol Exot 91 : 56-60.

**Annexes :**

**Les résultats des tests statistiques de test U de Man Whitney et de Test de Kruskal-Wallis :**

**Exposition au froid****Exposition au froid (-20°C) (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10500,000	16065,000	<b>-9,715</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
16991,500	39357,500	<b>-13,961</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
8122,500	15382,500	<b>-13,169</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
8,527	<b>2</b>	<b>0,014</b>

**Exposition au froid (-20°C) (R2)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
7226,500	24246,500	<b>-9,502</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
2860,000	9530,000	<b>-11,429</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4462,500	33382,500	<b>-14,779</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
38,036	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au froid (-20°C) (R3)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
12246,500	20374,500	<b>-9,085</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4141,500	9919,500	<b>-15,203</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4000,000	15325,000	<b>-17,441</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
77,972	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au froid / -20°C / 1 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au froid / -20°C/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
17,385	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au froid / -20°C / 5 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au froid / -20°C/5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
0,336	2	0,845

**Exposition au froid / -20°C / 10 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au froid / -20°C/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
,982	2	0,612

**Exposition au froid (-80°C) (R2)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
3700,000	32620,000	<b>-17,308</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1050,000	10920,000	<b>-16,544</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1275,000	15810,000	<b>-17,431</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
26,759	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition au froid (-80°C) (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
2700,500	20278,500	<b>-20,033</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1402,500	34042,500	<b>-22,706</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
676,500	8302,500	<b>-19,413</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
22,637	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition au froid / -80°C / 1 min

Test de Mann-Whitney (Exposition au froid / -80°C/ 1 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
21890,000	39468,000	-0,967	0,333

### Exposition au froid / -80°C / 5 min

Test de Mann-Whitney(Exposition au froid / -80°C/ 5 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
17850,000	50490,000	0,000	1,000

### Exposition au froid / -80°C / 10 min

Test de Mann-Whitney (Exposition au froid / -80°C/ 10 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10885,500	18511,500	0,000	1,000

**Exposition au froid (-200°C) (R2)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
440,000	16016,000	<b>-17,821</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
480,000	19008,000	<b>-18,260</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
430,000	15308,000	<b>-17,709</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,000	<b>2</b>	1,000

**Exposition au froid (-200°C) (R3)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
756,000	8757,000	<b>-15,883</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
708,000	7729,000	<b>-15,621</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
864,000	11304,000	<b>-16,446</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,000	<b>2</b>	1,000

**Exposition au froid / -200°C / 1 min**

Test de Mann-Whitney (Exposition au froid / -80°C/ 1 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
12672,000	23112,000	0,000	1,000

**Exposition au froid / -200°C / 5 min**

Test de Mann-Whitney(Exposition au froid / -80°C/ 5 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
16512,000	31390,000	0,000	1,000

**Exposition au froid / -200°C / 10 min**

Test de Mann-Whitney (Exposition au froid / -80°C/ 10 min /R2 vs R3)

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
13760,000	26640,000	0,000	1,000

**Exposition à la chaleur 50°****Exposition à la chaleur (50°C) (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
5137,000	67972,000	<b>-21,947</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1668,000	40449,000	<b>-22,204</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
2166,000	67507,000	<b>-23,967</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
42,459	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition à la chaleur (50°C) (R2)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4956,000	25662,000	<b>-18,040</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
5382,000	43608,000	<b>-20,580</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4680,000	33600,000	<b>-19,725</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
17,943	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à la chaleur (50°C) (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4361,500	70427,500	<b>-22,831</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1024,000	9280,000	<b>-18,094</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1088,000	10404,000	<b>-18,338</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
8,130	<b>2</b>	<b>0,017</b>

### Exposition à la chaleur / 50°C / 1 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 50°C/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
5,675	2	0,059

### Exposition à la chaleur/ 50°C / 5 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 50°C/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
0,000	2	1,000

### Exposition à la chaleur / 50°C / 10 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 50°C/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
0,000	2	1,000

### Exposition à la chaleur 100°

#### Exposition à la chaleur (100°C) (R1)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
5292,000	76923,000	-21,072	0,000

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4200,000	49350,000	-19,383	0,000

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4004,000	45045,000	-19,060	0,000

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,000	2	1,000

#### Exposition à la chaleur (100°C) (R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
985,500	25075,500	-18,539	0,000

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1071,000	29512,000	-19,028	0,000

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
1246,500	39749,500	-19,990	0,000

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,000	2	1,000

**Exposition à la chaleur (100°C) (R3)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	<i>P</i>
1287,000	11583,000	<b>-16,823</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	<i>P</i>
1458,000	14661,000	<b>-17,390</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	<i>P</i>
918,000	6171,000	<b>-15,461</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,000	2	1,000

**Exposition à la chaleur /100°C / 1 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 100°C/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,000	2	1,000

**Exposition à la chaleur/ 100°C / 5 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 100°C/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,000	2	1,000

**Exposition à la chaleur / 100°C / 10 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la chaleur / 100°C/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,000	2	1,000

**Exposition à l'eau de Javel concentré (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
26109,000	80724,000	<b>-17,479</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10978,500	22153,500	<b>-15,168</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
27664,500	102355,500	<b>-18,966</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
1,237	2	0,539

### Exposition à l'eau de Javel concentré (R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
7991,500	17036,500	<b>-2,016</b>	<b>0,044</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
15979,000	56734,000	<b>-3,324</b>	<b>0,001</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
24896,000	130466,000	<b>-4,024</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
3,132	2	0,209

### Exposition à l'eau de Javel concentré (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
14808,000	29859,000	-0,112	0,911

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
24204,000	68755,000	-1,396	0,163

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10594,000	25645,000	<b>-5,677</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
40,015	2	0,000

### Exposition à l'eau de Javel concentré / 1 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel concentré/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
168,335	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel concentré / 5 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel concentré/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
120,570	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel concentré / 10 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel concentré/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
149,802	2	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel dilué(R1)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
41274,000	62184,000	-1,524	0,127

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
32961,000	67677,000	<b>-11,683</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
37965,000	71895,000	<b>-9,310</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
66,936	2	0,000

### Exposition à l'eau de Javel dilué(R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
14018,500	22929,500	<b>-4,523</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
15397,500	45778,500	-1,336	0,181

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
13732,500	42652,500	<b>-2,930</b>	<b>0,003</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
62,429	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel dilué (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
11802,000	26680,000	<b>-4,018</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
26588,000	77309,000	-0,728	0,467

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
14022,000	30858,000	<b>-2,393</b>	<b>0,017</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
35,637	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel dilué/ 1 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel dilué/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
25,652	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel dilué/ 5 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel dilué/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
74,340	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition à l'eau de Javel dilué/ 10 min

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à l'eau de Javel dilué / 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
9,999	<b>2</b>	<b>0,007</b>

### Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l) (R1)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
20793,500	65046,500	<b>-4,614</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
32316,500	137886,500	<b>-4,643</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
15284,500	38937,500	<b>-4,389</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,031	<b>2</b>	<b>0,985</b>

### Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l)(R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
25488,000	35499,000	<b>-1,987</b>	<b>0,047</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
27216,000	38997,000	<b>-2,514</b>	<b>0,012</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
60096,000	116712,000	<b>-2,867</b>	<b>0,004</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,135	2	0,935

**Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l)(R3)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
29475,000	93736,000	<b>-2,352</b>	<b>0,019</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
22040,000	56756,000	-1,819	0,069

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
31608,000	108244,000	<b>-2,815</b>	<b>0,005</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
1,271	2	0,530

**Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l)/ 1 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos dilué/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
2,483	2	0,289

**Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l)/ 5 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos dilué/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
2,787	2	0,248

**Exposition au Téméphos (EC 500) dilué (2,5 g/l)/ 10 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos dilué/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
1,887	2	0,389

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
8312,500	75107,500	<b>-17,320</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4071,500	54474,500	<b>-19,369</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
6397,000	103417,000	<b>-20,620</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
20,974	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) (R2)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
25660,000	137761,000	<b>-23,399</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10162,500	91165,500	<b>-26,036</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10737,500	96642,500	<b>-26,134</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
46,662	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) (R3)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
9257,000	28172,000	<b>-21,324</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
8282,000	45410,000	<b>-24,013</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
7901,500	77652,500	<b>-26,475</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
17,284	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) / 1 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
0,417	2	0,812

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l) / 5 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
3,557	2	0,169

**Exposition au Téméphos (EC 500) concentré (500 g/l)/ 10 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
2,408	2	0,300

**Exposition à la Deltaméthrine dilué (0.25 g/l) (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
19598,000	83144,000	<b>-4,671</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
12893,000	47346,000	<b>-6,069</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
15955,000	70570,000	<b>-6,361</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
10,513	<b>2</b>	<b>0,005</b>

### Exposition au Deltaméthrine dilué (0.25 g/l) (R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
12420,000	42555,000	<b>-4,457</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
11430,000	37995,000	<b>-4,705</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
5378,000	11264,000	<b>-4,321</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
0,180	2	0,914

### Exposition au Deltaméthrine dilué (0.25 g/l) (R1)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
19598,000	83144,000	<b>-4,671</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
12893,000	47346,000	<b>-6,069</b>	<b>0,000</b>

### Exposition au Deltaméthrine dilué (0.25 g/l) (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
32043,000	86658,000	<b>-9,249</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
40157,000	88673,000	<b>-3,652</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
23714,000	43614,000	<b>-5,199</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
40,973	<b>2</b>	<b>0,000</b>

#### **Exposition au Deltaméthrine dilué (0.25 g/l) / 1 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la Deltaméthrine dilué / 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
35,374	<b>2</b>	<b>0,000</b>

#### **Exposition au Deltaméthrine dilué(0.25 g/l) /5 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la Deltaméthrine dilué / 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
10,985	<b>2</b>	<b>0,004</b>

#### **Exposition à la Deltaméthrine dilué(0.25 g/l) /10 min**

Test de Kruskal-Wallis (Exposition à la Deltaméthrine dilué / 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	P
2,217	2	0,330

#### **Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) (R1)**

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
8312,500	75107,500	<b>-17,320</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
4071,500	54474,500	<b>-19,369</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
6397,000	103417,000	<b>-20,620</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
20,974	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) (R2)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
25660,000	137761,000	<b>-23,399</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10162,500	91165,500	<b>-26,036</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
10737,500	96642,500	<b>-26,134</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
46,662	<b>2</b>	<b>0,000</b>

### Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) (R3)

Test de Mann-Whitney ("1 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
9257,000	28172,000	<b>-21,324</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("5 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
8282,000	45410,000	<b>-24,013</b>	<b>0,000</b>

Test de Mann-Whitney ("10 min" vs "Control")

U de Mann-Whitney	W de Wilcoxon	Z	P
7901,500	77652,500	<b>-26,475</b>	<b>0,000</b>

Test de Kruskal-Wallis ("1 min" vs "5 min" vs "10\_min")

Khi-deux	ddl	P
17,284	<b>2</b>	<b>0,000</b>

**Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) / 1 min**Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 1 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
0,417	2	0,812

**Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) / 5 min**Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 5 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
3,557	2	0,169

**Exposition au Deltaméthrine concentré (25g/l) 10 min**Test de Kruskal-Wallis (Exposition au Téméphos **concentré**/ 10 min /R1 vs R2 vs R3)

Khi-deux	ddl	<i>P</i>
2,408	2	0,300