



HAL
open science

Étude de l'efficacité du parasitoïde *Ganaspis cf. brasiliensis* pour la gestion de *Drosophila suzukii*, ravageur invasif en culture de fraise sous abri

Pauline Passeri

► To cite this version:

Pauline Passeri. Étude de l'efficacité du parasitoïde *Ganaspis cf. brasiliensis* pour la gestion de *Drosophila suzukii*, ravageur invasif en culture de fraise sous abri. Sciences du Vivant [q-bio]. 2019. dumas-02335876

HAL Id: dumas-02335876

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-02335876>

Submitted on 28 Oct 2019

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution - NonCommercial - NoDerivatives 4.0 International License

Agrocampus Ouest

CFR Angers



Année universitaire 2018 – 2019

Spécialité : Horticulture

Spécialisation : Protection des Plantes et de l'Environnement en Horticulture

Mémoire de fin d'études

D'Ingénieur de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage

Etude de l'efficacité du parasitoïde exotique *Ganaspis cf. brasiliensis* pour la gestion de *Drosophila suzukii*, ravageur invasif en culture de fraise sous abri

Par : Pauline Passeri



Soutenu à : Angers **le :** 05/09/19

Devant le jury composé de :

Présidente : Valérie LE CLERC

Maître de stage : Benjamin GARD

Enseignant référent : Bruno JALOUX

Autres membres du jury :

Maxime CHABALIER,
conseiller en maraîchage

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle d'AGROCAMPUS OUEST



Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Benjamin Gard pour m'avoir fait confiance durant ce stage, pour ses nombreux conseils et pour avoir contribué à me rappeler qu'une absence de résultats reste un résultat. Merci également à Blandine Polturat pour sa confiance en me laissant la rédaction du site internet sur le projet CASDAR DS².

Un très grand merci à Amélie Bardel pour sa bonne humeur, sa réactivité et son aide qui m'a été précieuse tout au long de mon stage. Merci également à Louis Bourdin et Auria Le Guen pour avoir plusieurs fois donné de leur temps pour m'aider au cours de l'essai.

Merci au CTIFL pour son accueil dans ses locaux et à mes colocataires avec qui la vie en communauté dans la maison des stagiaires a été une expérience très enrichissante et qui ont mis de la bonne humeur dans mon quotidien de stage.

J'adresse mes remerciements à mes enseignants de spécialisation qui m'ont transmis leur savoir et leur passion sur la protection des plantes, ainsi que mes camarades de promotion grâce auxquels j'ai pu passer une excellente année de master.

Enfin je remercie ma famille qui a été d'un soutien sans faille tout au long de mes études.

Table des matières

Liste des illustrations - Figures	IV
Liste des illustrations - Tableaux.....	V
Index des annexes	V
Introduction	1
I. Présentation de <i>Drosophila suzukii</i>	2
1. Historique.....	2
1.1. Origines	2
1.2. Arrivée en Europe	2
2. Cycle de vie.....	3
2.1. Durée du cycle	3
2.2. Œufs	3
2.3. Larves	3
2.4. Pupes	3
2.5. Adultes	3
3. Critères d'identification	4
3.1. Aspects morphologiques caractéristiques	4
3.2. Confusion possible avec d'autres espèces	4
4. Comportement de <i>D. suzukii</i> en fonction des conditions climatiques.....	5
4.1. Conditions optimales de développement	5
4.2. Les stratégies de résistance au froid	5
5. Un ravageur extrêmement problématique	6
5.1. Attaque de petits fruits sains	6
5.2. Attaque des plants ornementaux et sauvages	6
5.3. Dégâts et impacts économiques	7
6. État des avancées dans la lutte contre <i>D.suzukii</i>	7
6.1. Méthodes de lutte actuelles	7
6.2. Méthodes de lutte en cours de recherche	8
II. La lutte biologique à l'aide de parasitoïdes	9
1. Tour d'horizon des parasitoïdes	9
1.1. Des agents de lutte biologique	9
1.2. L'efficacité des parasitoïdes indigènes face à <i>Drosophila suzukii</i>	20
2. Etude sur le parasitoïde indigène <i>Trichopria</i>	11
2.1. Présentation du parasitoïde	11

2.2. Principaux résultats et conclusions	11
3. Le parasitoïde exotique <i>Ganaspis</i> sp.	12
3.1. Candidat retenu pour la demande d'introduction	12
3.2. Biologie et aspect morphologique	12
Matériel et méthodes	15
1. Choix et installation de la culture	15
2. Mise en place de l'essai	15
2.1. Modalités étudiées	15
2.2. Installation des populations	15
3. Observations	16
3.1. Méthode de suivi des émergences n°1	16
3.2. Méthode de suivi des émergences n°2	16
3.3. Comptage des individus	17
4. Analyse des résultats	17
4.1. Efficience parasitaire	17
4.2. Capacité de dispersion	17
5. Analyse statistique	17
Résultats.....	20
1. Evaluation de l'efficacité et de la capacité de dispersion de <i>Ganaspis</i> sp.	20
2. Evolution de la population de <i>D. sukuzii</i> dans les compartiments expérimentaux.....	20
2.1. Période du 7 juin au 21 juin	21
2.2. Période du 28 juin au 26 juillet	21
2.3. Analyse date par date	22
3. Données climatiques	22
3.1. Extremums de température et d'hygrométrie	22
3.2. Température moyenne de jour et de nuit	23
3.3. Hygrométrie moyenne	23
Discussion.....	24
1. Absence de <i>Ganaspis cf. brasiliensis</i>	24
1.1. Facteurs intrinsèques	24
1.2. Facteurs extrinsèques	25
2. Interprétation des différences d'effectifs entre les compartiments	26
Conclusion.....	27
Bibliographie	

Liste des illustrations – Figures

Figure 1: Distribution mondiale de <i>D. suzukii</i> (août 2017)	
Figure 2: Présence de <i>D. suzukii</i> en Europe de 2008 à 2010 et probabilité du point de départ de sa dispersion par Geoprofiling (rouge étant la probabilité la plus forte)	
Figure 3: Cycle de vie de <i>D. suzukii</i>	
Figure 4: Œuf	
Figure 5: Larve.....	
Figure 6: Puppe	
Figure 7: Adulte.....	
Figure 8: Aspect général de l'adulte.....	
Figure 9: Arista	
Figure 10: Tâche sur l'aile chez les mâles	
Figure 10bis: Tarse antérieur muni de 2 rangées de poils.....	
Figure 11: Ovipositeur denté chez les femelles.....	
Figure 12: Pourcentage de survie de <i>D. suzukii</i> en fonction de la température selon le morphotype	
Figure 13: Variation phénotypique de <i>D. suzukii</i> selon la température et la photopériode.....	
Figure 14: Nombre de drosophiles capturées selon les composés volatils dans l'environnement.....	
Figure 15: Dégâts sur fraise et cerise	
Figure 16: Essai piégeage massif autour d'un tunnel de fraisier avec le mélange artisanal VVE	
Figure 17: Technique de l'insecte stérile (a), technique de l'insecte incompatible (b) et combinaison des 2 techniques (c)	
Figure 18: Etapes pour le choix d'un nouvel agent de lutte biologique	
Figure 19: Effets de différents parasitoïdes sur <i>D. suzukii</i>	
Figure 20: Réaction immunitaire d'encapsulation des oeufs de parasitoïdes par <i>D. suzukii</i>	
Figure 21: Principe de l'augmentorium	
Figure 22: Phases de développement de <i>Ganaspis</i>	
Figure 22bis: Aspect morphologique de <i>Ganaspis</i> à la loupe binoculaire	
Figure 23: Culture de la <i>Cirafine</i> dans un des compartiments.....	
Figure 24: Focus sur un sac de culture de 5 plants	
Figure 25: Livraison de <i>Drosophila suzukii</i>	
Figure 26: Tubes à essai de <i>Drosophila suzukii</i>	
Figure 27: Livraison des 2 souches de <i>Ganaspis</i>	
Figure 28: Augmentorium au centre d'un compartiment	
Figure 29: Placette d'observation délimitée par 2 piquets blancs.....	
Figure 30: Gobelet contenant 5 fraises et recouvert par un filet à maille très fine.....	
Figure 31: Préparation Nutrifly en boîte de Pétri sur laquelle les larves sont déposées	
Figure 32: Plan d'un compartiment avec répartition concentrique des zones	
Figure 33: Emergence totale des individus par modalité en fonction du temps	
Figure 34: Emergence moyenne des individus par modalité.....	
Figure 35: Comparaison des effectifs de <i>D. suzukii</i> du 7 au 21 juin.....	
Figure 36: Comparaison des effectifs de <i>D. suzukii</i> du 28 juin au 26 juillet	
Figure 37: Température maximale atteinte chaque jour par compartiment	
Figure 38: Hygrométrie minimale atteinte chaque jour par compartiment	

Figure 39: Température moyenne de jour par compartiment
Figure 40: Température moyenne de nuit par compartiment
Figure 41: Hygrométrie moyenne dans chaque compartiment

Liste des illustrations - Tableaux

Tableau 1 : Pertes économiques causées par *D. suzukii* liées à des pertes de rendement de 20% selon les valeurs de production de 2008
Tableau 2 : Efficacité des différents parasitoïdes testés sur *D. suzukii*
Tableau 3 : Nombre de parasitoïdes (G: *Ganaspis*, Lj: *Leptopilina japonica*, Asp: *Asobara* spp.) ayant émergé des pupes de *D. suzukii* prélevées sur des cerises sauvages au parc de Naganuma (Tokyo) en 2010

Index des annexes

Annexe I : Plan de la serre

Annexe II : Plan de l'essai

Annexe III : Script R – analyse des données brutes

Annexe IV : Script R – analyse date par date

Annexe V : Script R – analyse des données climatiques

Avant-propos

Créé en 1952, le centre technique interprofessionnel de fruits et légumes (CTIFL) est un organisme de recherche appliquée. En plus du siège situé à Paris, le CTIFL mène ses actions de recherches dans les six centres opérationnels : Rungis, Carquefou, Nancy, Lanxade, St-Rémy-de-Provence et Balandran, et est partenaire de 33 stations d'expérimentation régionales en France.

Soucieux d'améliorer les pratiques culturales actuelles sans perdre la qualité des produits délivrés au consommateur, le CTIFL divise ses recherches en 5 axes thématiques :

- Recherche d'alternative aux pesticides
- Maintien des qualités des fruits et légumes jusqu'au consommateur
- Etude et développement de solutions de mécanisation et d'automatisation
- Réduction de l'utilisation des énergies fossiles sous serre
- Evolution des modes de consommation des fruits et légumes

Le **centre opérationnel de Balandran** situé près de Nîmes (30) dispose d'une exploitation de 75 hectares dont 2 hectares consacrés à la production sous serre et abris plastiques. Les serres verres concernent majoritairement les cultures hors-sol de fraise et de tomate.

Introduction

Avec la mondialisation et l'essor des échanges commerciaux par des moyens de transport modernes, l'introduction accidentelle d'espèces exotiques en dehors de leur territoire d'origine s'est intensifiée (Hulme, 2009). Si seulement une petite partie d'entre elles devient invasive, les dommages causés par celles-ci sont généralement conséquents, notamment du fait de l'absence de leurs ennemis naturels sur le nouveau territoire (Perrings et al., 2005; Kenis et al., 2017). C'est ainsi qu'entre 1945 et 2004, 162 espèces exotiques ont été introduites en Italie par exemple, dont 130 qui se sont acclimatées (Pellizzari and Dalla Montà, 2005; Grassi et al., 2011). C'est le cas de la mouche à ailes tachetées *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931), qui est introduite pour la première fois simultanément en Amérique du Nord et en Europe (Espagne) en 2008, puis officiellement identifiée en France en 2010 (Calabria et al., 2012).

Ce ravageur des cultures originaire d'Asie est hautement polyphage et s'attaque aux fruits rouges et aux baies en cours de maturation (Framout et al., 2017; Kenis et al., 2017). Il en résulte des pertes économiques considérables en raison des dégâts qu'elle cause sur les cultures. En Amérique du Nord, en 2008, des pertes de 20% des cultures de fraise ont coûté plusieurs millions de dollars (Lee et al., 2011). Plus localement, en France, en 2010, la Chambre d'Agriculture des Alpes Maritimes a évalué les pertes à plus de 80% sur fraisier dans ce département.

Ces pertes rendent la lutte indispensable mais les stratégies de protection actuelles contre *D. suzukii* ne sont pas satisfaisantes notamment sur fraise, cerise et petits fruits. La prophylaxie, bien qu'efficace, n'est pas suffisante, et demande de trouver de nouvelles solutions. Parmi les pistes explorées les plus prometteuses, la lutte biologique est fortement étudiée (Mitsui et al., 2007; Zhu et al., 2017; Wang et al., 2019). Ainsi, de nombreux parasitoïdes sont capables de s'attaquer à *D. suzukii* et constituent des candidats potentiels pour la gestion de ce ravageur (Chabert et al., 2012a). Une étude récente impliquant plusieurs laboratoires de recherche spécialisés dans la lutte biologique a permis d'identifier des espèces de parasitoïdes exotiques intéressantes face à *D. suzukii* (Girod et al., 2018b). Il s'agit d'un parasitoïde larvaire *Ganaspis cf. brasiliensis* (Hymenoptera, Figitidae), candidat potentiel pour la réalisation d'un programme de lutte par acclimatation.

La présente étude s'inscrit dans le projet CASDAR DS² - *Drosophila suzukii* : Développer des Stratégies de gestion efficaces, économiquement viables et durables, porté par le Ctifl. Dans ce projet, deux souches du parasitoïde *G. cf. brasiliensis* ont été retenues. Les travaux conduits ont pour but de **mesurer l'efficacité du parasitoïde *G. cf. brasiliensis* dans la lutte contre *D. suzukii* en termes d'efficience parasitaire et de capacité de dispersion**. Les données recueillies doivent permettre de constituer un dossier de **demande d'introduction auprès de l'ANSES pour débiter un programme de lutte biologique par acclimatation**.

I. Présentation de *Drosophila suzukii*

1. Historique

1.1. Origines

Drosophila suzukii (Diptera : Drosophilidae), la drosophile aux ailes tachetées, est un diptère appartenant au sous-genre *Sophophora*. Elle a été observée pour la première fois en 1916 au Japon, puis plus tard en 1931 sur fraise sauvage et cerise au sein de l'Empire japonais, incluant à l'époque la Chine et la Corée. Alors que les infestations se multiplient, elle est décrite en 1931 par Matsumura et étudiée en 1936 et 1939 par Kanzawa (Hauser, 2011; Walsh et al., 2011). Dans les décennies qui suivent, sa présence est rapportée en Chine, à Taïwan, en Corée du Nord et Corée du Sud, au Pakistan, au Myanmar, en Thaïlande, en Russie, et en Inde (Cini et al., 2012).

En 2017, l'équipe de Fraimout prélève les données microsatellite de 23 échantillons à travers le monde afin de retracer les principales routes d'invasion de *D. suzukii* par inférence bayésienne. Ils décrivent trois voies d'entrée principales : Hawaii en 1980, la côté Ouest des Etats-Unis et l'Europe de l'ouest en 2008. Vraisemblablement, l'introduction nord-américaine provient d'Hawaii et de la Chine, tandis que l'introduction Européenne provient de la Chine et, dans une moindre mesure, d'Amérique du Nord.

Aux Etats-Unis, *D. suzukii* est rapportée pour la première fois en 2008 à Santa Cruz en Californie. En 2009, elle est responsable de pertes économiques majeures dans la vallée de Santa Clara. Les dégâts sur culture étaient alors considérés à tort comme l'action d'infections secondaires. Au cours de la même année, *D. suzukii* s'étend dans toute la Californie et colonise d'autres Etats américains jusqu'à la côte est en 2010 (Bolda et al., 2010; Hauser, 2011; Walsh et al., 2011). Aujourd'hui, sa présence est confirmée sur 3 continents (Figure 1).

1.2. Arrivée en Europe

Simultanément à son arrivée aux Etats-Unis, *D. suzukii* est observée en 2008 à Rasquera en Espagne (Calabria et al., 2012). Mais des pièges déployés en Toscane au même moment et identifiés seulement récemment démontrent que la présence de *D. suzukii* en Italie était synchrone (Cini et al., 2012). En 2009, elle s'étend plus loin en Italie (Trentino) (Grassi et al., 2011), en Espagne (Barcelone) et en France (Montpellier, Alpes maritimes) (Cini et al., 2012). Elle n'est toutefois officiellement identifiée en France qu'en 2010 en raison de précédentes erreurs d'identification (Lee et al., 2011).

Il est cependant intéressant de noter qu'une étude récente a montré par la méthode GP (Geographic profiling), qui utilise les coordonnées spatiales d'événements liés, que le Sud de la France (Avignon) aurait été colonisé par *D. suzukii* avant les observations faites en Espagne et Italie en 2008, et serait le centre de propagation le plus plausible (Figure 2). L'origine estimée de la voie d'entrée serait alors le port de Marseille (Cini et al., 2014).

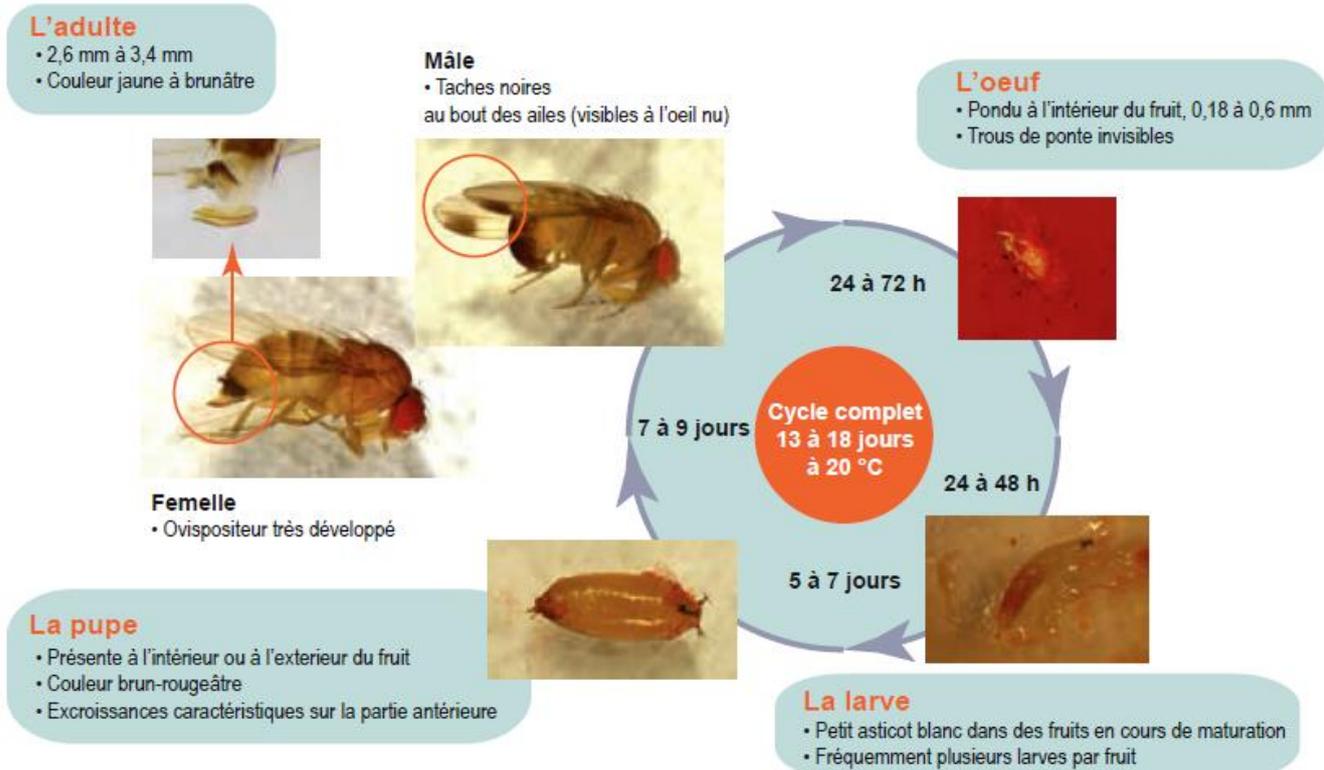


Figure 3: Cycle de vie de *D. suzukii*. Source : CTIFL

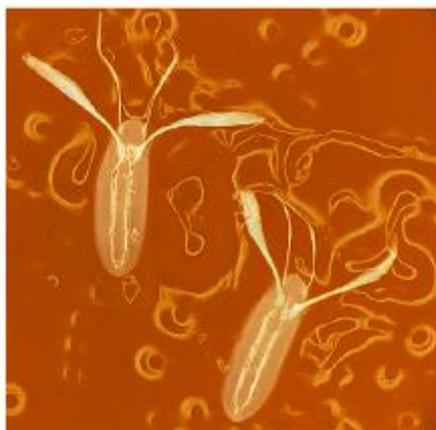


Figure 4 : Œuf. Source : CIRAD



Figure 5 : Larve. Source : CIRAD



Figure 6 : Puppe. Source : CIRAD



Figure 7: Adulte. Source : CIRAD

2. Cycle de vie

2.1. *Durée du cycle*

D. suzukii est un holométabole. C'est-à-dire que son développement passe par une métamorphose complète et est divisé en 4 stades : l'œuf, la larve, la nymphe (ici la puppe) et l'imago. Le cycle de vie de *D. suzukii* est très court (13 à 18 jours) et lui permet de faire jusqu'à 13 générations par an (Figure 3). La femelle pond 1 à 3 œufs par site d'oviposition (Walsh et al., 2011). Les œufs éclosent en l'espace de 1 à 3 jours. Ils aboutissent ensuite à 3 stades larvaires successifs sur une période de 3 à 13 jours. La pupaison commence à la fin du dernier stade larvaire et s'étale sur 3 à 15 jours jusqu'à émergence de l'adulte. La courte durée de son cycle confère à *D. suzukii* un fort potentiel de dispersion (Weydert et al., 2014).

2.2. *Œufs*

Les œufs sont pondus à l'intérieur du fruit, sous l'épiderme, à raison de 7 à 16 œufs par femelle et par jour. La plupart du temps, ils se retrouvent dans le creux de l'akène. Ils sont laiteux et luisants et ne mesurent pas plus de 0,6mm. Deux tubes respiratoires se situent à l'extrémité de l'œuf sous forme de filaments blancs visibles à la loupe binoculaire (Figure 4). Ces filaments sortent de l'incision d'oviposition afin de permettre la respiration. L'aspect laiteux de l'œuf s'estompe au cours du développement, et la larve devient plus visible (Walsh et al., 2011; Weydert et al., 2014).

2.3. *Larves*

Les larves se développent à l'intérieur du fruit. Elles sont cylindriques, de couleur blanc-crème, sauf pour les pièces buccales qui sont noires (Figure 5). Leur aspect translucide rend les organes visibles ainsi que le chemin de la pulpe ingurgitée. Elles mesurent entre 0,7 et 3mm en fonction du stade et acquièrent au fur et à mesure les stigmates postérieurs. Les larves n'aiment pas la lumière et sont très voraces, au cours de leur développement, elles consomment la chair du fruit ce qui le rend coulant et crée des zones brunes au niveau des sites d'alimentation. Les fruits, en plus d'être non commercialisables, deviennent sujets aux infections secondaires (Walsh et al., 2011).

2.4. *Pupes*

La pupaison peut avoir lieu à l'intérieur ou hors du fruit. Les pupes sont de couleur marron-rouge, elles sont pourvues de stigmates antérieurs caractéristiques en forme d'étoile (Figure 6). Au cours de leur développement, les pupes deviennent plus jaunes et plus dures. En raison de leur forte ressemblance avec les akènes, tant par la taille que par la couleur, les pupes peuvent s'avérer difficilement repérables (Walsh et al., 2011; Weydert et al., 2014).

2.5. *Adultes*

Les adultes sont marron-jaune avec des yeux rouges (Figure 7). Un individu adulte a une durée de vie de 3 à 9 semaines. Les femelles pondent jusqu'à 300 œufs au cours de leur vie (Dreves et al., 2009). Le nombre d'œufs déposés par fruit dépend de la maturité de ce dernier. Le même fruit peut contenir plusieurs larves puisque plusieurs femelles peuvent le visiter. Les fruits qui attirent le plus *D. suzukii* sont les fruits en cours de maturation (Walsh et al., 2011).



Figure 8: Aspect général de l'adulte. Source : CIRAD



Figure 9: Arista plumeuse. Source : CIRAD

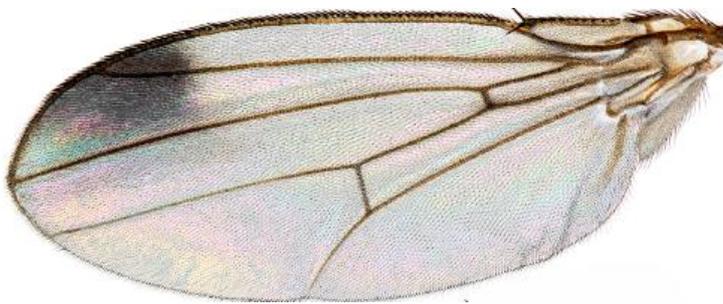


Figure 10: Tache sur l'aile chez les mâles. Source : CIRAD

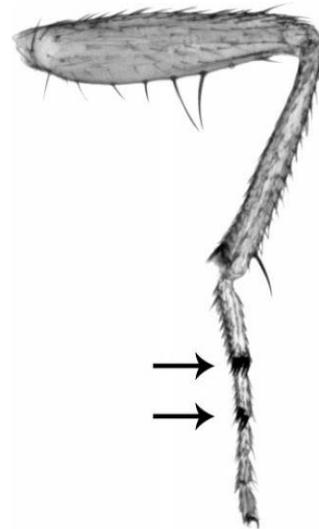


Figure 10bis: Tarse antérieur muni de 2 rangées de poils. Source : Hauser, 2011



Figure 11: Ovipositeur denté chez les femelles. Source CIRAD

3. Critères d'identification

3.1. Aspects morphologiques caractéristiques

D'une manière générale, *D.suzukii* a l'apparence d'une drosophile commune avec un corps brun-jaune et des yeux rouges (Figure 8). Mais plusieurs caractères permettent de l'identifier. Les adultes mesurent entre 2,6 et 3,4mm (la femelle étant plus grande que le mâle) avec des bandes noires ininterrompues observables au niveau des segments abdominaux (Dreves et al., 2009) . Les antennes sont courtes et l'arista est plumeuse (Figure 9) (Vlach, 2010).

Le dimorphisme sexuel est évident. À la différence de la femelle, le mâle possède une tache noire à l'extrémité de chaque aile (Figure 10). Elle apparaît environ 10 heures après émergence. Si d'autres drosophiles possèdent aussi cette tache, celle de *D. suzukii* se situe au niveau de la première nervure. Le mâle est également pourvu de deux séries de soies sur les tarses antérieurs qui sont orientées vers le bas (Vlach, 2010; Cini et al., 2012). La femelle n'en possède pas. En revanche, cette dernière se différencie des autres drosophiles par un large ovipositeur fortement denté dont l'extrémité est très pigmentée (Figure 11) (Weydert et al., 2014).

3.2. Confusion possible avec d'autres espèces

Malgré tous les critères d'identification existants, la reconnaissance de *D. suzukii* peut s'avérer compliquée. Aux stades précoces (œuf, larve, pupa), l'identification morphologique n'est pas possible et seule une analyse ADN barcoding peut permettre d'identifier le ravageur (Cini et al., 2012).

Les adultes, quant à eux, peuvent être aisément confondus avec *D. biarmipes*. Ce fut le cas à Santa Cruz en Californie en 2008 où *D. suzukii* a été identifiée à tort comme *D. biarmipes* car les deux espèces possèdent une tache noire au niveau de l'extrémité de la première nervure de l'aile. Les dégâts causés ont été considérés d'une autre origine puisque toutes les autres espèces de drosophiles sont inoffensives sur fruits sains (Hauser, 2011). En France, l'observation de la tache noire –visible à l'œil nu– reste cependant suffisante pour identifier les mâles de *D. suzukii* puisqu'aucune autre espèce de drosophile possédant cette caractéristique n'est présente à ce jour sur le territoire (Weydert et al., 2014). Toutefois, la tache noire n'apparaissant que dix heures après l'émergence, il est conseillé de disséquer les parties génitales ou d'observer les tarses antérieurs qui sont munis de 2 rangées de poils ayant un aspect de peigne (Figure 10bis) (Hauser, 2011).

Du côté des femelles, une étude réalisée par Atallah et al., (2014) montre que *D. suzukii* et *D. subpulchrella* bénéficient d'un ovipositeur denté capable de percer la peau de fruits en maturation. Mais seule *D. suzukii* pourrait percer la peau un peu plus épaisse des raisins car son ovipositeur est légèrement plus denté. Il est notamment possible de voir à la loupe binoculaire que l'ovipositeur de *D. suzukii* est bien plus grand que celui des autres drosophiles.

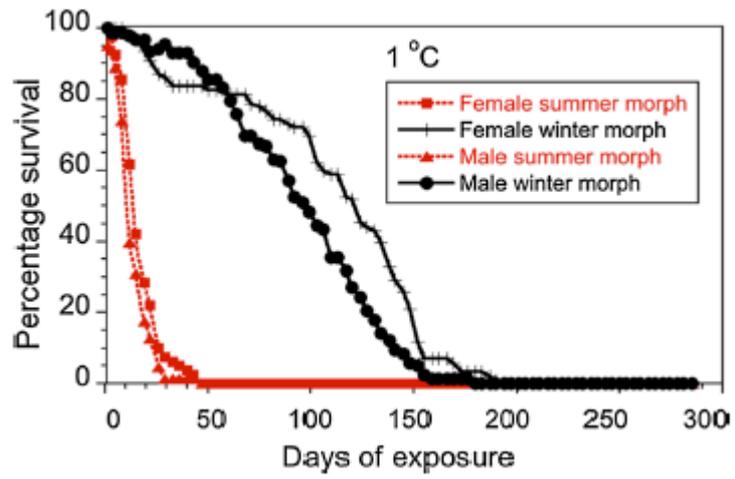


Figure 12: Pourcentage de survie de *D. sukii* en fonction de la température selon le morphotype. Source : Shearer et al., 2016

4. Comportement de *D. suzukii* en fonction des conditions climatiques

4.1. Conditions optimales de développement

Les conditions optimales de développement de *D. suzukii* se situent entre 20 et 25°C. (Baser et al., 2015). Une étude comparative du genre *Drosophila* réalisée par Kimura au Japon en 2004, montre que les températures létales pour 50% de la population de *D. suzukii*, respectivement pour les mâles et les femelles, se situent au-delà de 32.3°C et 32.7°C, et en dessous de -0.3°C et -1.2°C. Contrairement aux autres drosophiles, *D. suzukii* est plutôt résistante au froid mais fortement intolérante à la chaleur. Les périodes d'activité de *D. suzukii* se situent d'avril à octobre.

L'intolérance à la chaleur a été démontrée dans plusieurs études. Aux Etats-Unis, en 2014, une étude a été réalisée sur des populations de *D. suzukii* à Salem (Oregon), Parlier (Californie) et Wilmington (Caroline du Nord), 3 régions aux conditions climatiques distinctes. Dans les régions plus chaudes telles que Wilmington et Parlier, les populations de *D. suzukii* commencent à décroître dès la mi-saison alors que les températures se réchauffent fortement (Wiman et al., 2014). En 2018, Eben et collaborateurs étudient la réponse de *D. suzukii* au stress thermique et rapportent un taux de mortalité entre 50 et 80% pour des températures de 27, 33 et 39°C. De manière générale, la population de *D. suzukii* tend à décroître en période estivale, en raison de sa faible tolérance à la chaleur (Baser et al., 2015).

En ce qui concerne la résistance au froid, *D. suzukii* est un insecte qui, sans acclimatation, résiste davantage au froid que les autres espèces du genre *Drosophila*. Toutefois, lorsque la température et la photopériode diminuent, un phénomène d'acclimatation se produit et permet au ravageur de survivre à des températures encore plus basses (Figure 12). Si les températures diminuent progressivement, le minimum léthal pour *D. suzukii* peut atteindre -7,5°C (Jakobs et al., 2015; Stockton et al., 2018). Il était prédit que *D. suzukii* ne pourrait pas s'établir dans les régions les plus froides telles que les Etats de Washington et de l'Oregon aux Etats-Unis et l'Etat de Colombie Britannique au Canada, pourtant c'est également un ravageur de ces régions en raison de sa faculté d'acclimatation (Thistlewood et al., 2018).

4.2. Les stratégies de résistance au froid

Les insectes sont des organismes ectothermes, c'est-à-dire qu'ils ne produisent pas leur propre chaleur et sont donc très sensibles aux températures externes. Afin de survivre aux températures froides, *D. suzukii* met en place une résistance saisonnière qui implique notamment l'ajustement du transport des ions, une restructuration de la membrane qui devient plus fluide et la synthèse de cryoprotecteurs (Shearer et al., 2016). Cette résistance saisonnière est une partie importante de la diapause caractérisée par un arrêt de développement, une activité métabolique réduite et un état de dormance. Dans le cas de *D. suzukii*, ce sont les adultes qui entrent en diapause reproductive, avec notamment des ovaires non développés chez les femelles et une baisse de fertilité chez les mâles.

Les femelles fécondées en automne peuvent conserver le sperme et pondre leurs œufs à la fin de l'hiver (Zerulla et al., 2015; Panel et al., 2018). La diapause est un processus qui prend plusieurs jours à plusieurs semaines lorsque les températures rafraîchissent et que la luminosité diminue. Elle permet à la drosophile de survivre à l'hiver en vie ralentie, sous la litière des feuilles ou la couche de neige, et d'arriver très précocement sur les cultures au printemps (Stockton et al., 2018).

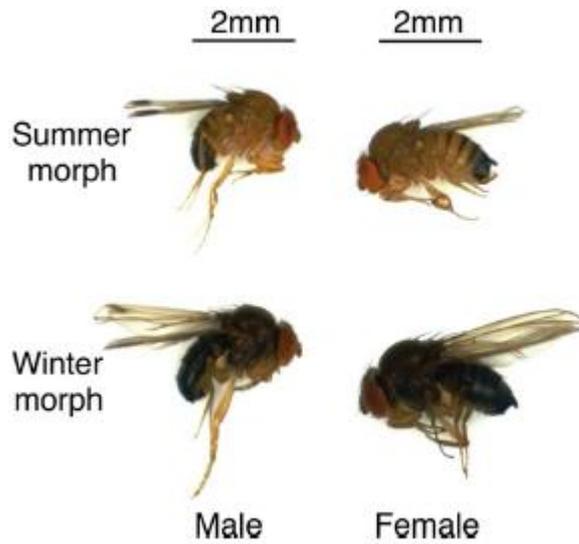


Figure 13: Variation phénotypique de *D. suzukii* selon la température et la photopériode. Source : Shearer et al., 2016

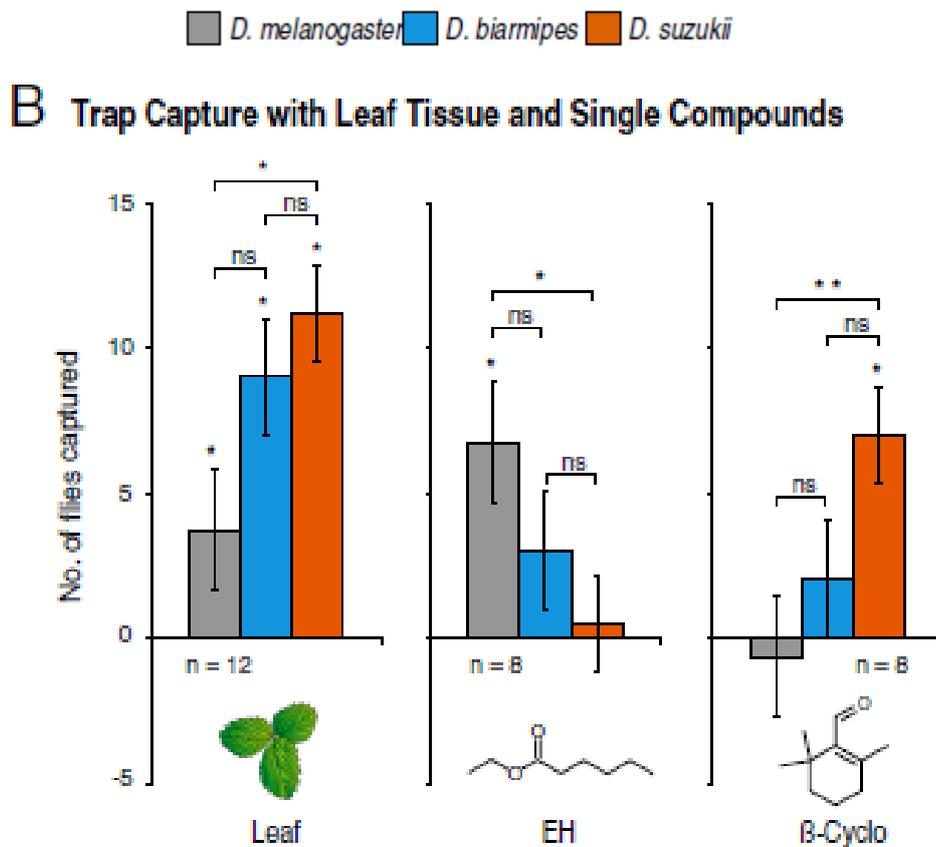


Figure 14: Nombre de drosophiles capturées selon les composés volatils dans l'environnement. Source : Keesey et al., 2015

Etroitement liée à la diapause, *D. suzukii* possède également une forte plasticité phénotypique, phénomène par lequel un génotype conduit à plusieurs phénotypes sous différentes conditions, ici climatiques, afin de ressortir les caractères les plus avantageux. En 2018, Thistlewood et collaborateurs mettent en évidence le passage de l'hiver par *D. suzukii* et observent notamment des morphotypes d'hiver et morphotypes d'été qui avaient été précédemment décrits par Shearer et al. (2016). Les morphotypes d'hiver survivent à des températures plus basses que les morphotypes d'été et sont caractérisés par la production de mélanine, aboutissant à une cuticule plus foncée, permettant de mieux capter les ultraviolets et donc de se réchauffer (Figure 13). Le corps est également plus gros, ce qui permettrait un meilleur stockage des sucres et des acides gras, et les ailes plus larges, ce qui favoriserait la dispersion du ravageur (Shearer et al., 2016).

5. Un ravageur extrêmement problématique

5.1. Attaque de petits fruits sains

Au Japon, *D. suzukii* attaque principalement les cerises, pêches, prunes, figes, fraises et raisins (Kanzawa, 1939). Mais la littérature relate aujourd'hui des attaques sur les abricots, mûres, myrtilles, cerises, figes, raisins, nectarines, pêches, poires, prunes, framboises et fraises (Walsh et al., 2011). Elle s'attaque parfois également à des fruits tombés au sol ou pourris du genre *Malus* indiquant son caractère opportuniste (Kenis et al., 2017). L'une des particularités bien connue de *D. suzukii* est son aptitude à percer la peau des fruits très tôt en cours de maturation, à la différence des autres drosophiles qui ne pondent que dans les fruits dégradés. Il a été expliqué précédemment que l'ovipositeur sclérifié des femelles leur permet de traverser les peaux fines des petits fruits.

Toutefois, d'autres mécanismes sont responsables de l'attrait de *D. suzukii* pour les fruits en cours de maturation. Keeseey et collaborateurs s'intéressent en 2015 aux mécanismes olfactifs de 3 espèces : *D. suzukii*, son proche cousin *D. biarmipes* et *D. melanogaster*. Au niveau de leurs antennes, les insectes possèdent des sensilles dotées de récepteurs olfactifs. L'étude réalisée sur fraisier montre que *D. suzukii* est attirée par les composés volatils libérés par les feuilles ce qui explique, non seulement sa présence lors des stades précoces de maturation des fruits (alors qu'ils commencent à peine à changer de couleur), mais aussi sa propension à pondre dans les fruits de la canopée plutôt que dans ceux tombés au sol. Cette préférence pour les composés volatils des feuilles serait liée à la β -cyclocitrale, un isoprénoïde volatile associé au processus de maturation des fruits (Figure 14).

5.2. Attaque des plants ornementaux et sauvages

Pour des raisons évidentes, la gamme d'hôtes de *D. suzukii* parmi les plantes cultivées est largement étudiée et connue. Mais depuis 2015, des études s'intéressent aux hôtes non cultivés. Dans une étude réalisée en Italie, en Suisse et aux Pays-Bas, 165 hôtes potentiels sont testés, majoritairement de plantes sauvages et ornementales. Plus de 24 000 drosophiles ont émergé de 84 espèces différentes appartenant à 19 familles différentes. Les taux d'infestation les plus hauts ont été trouvés sur *Cornus*, *Prunus*, *Sambucus* et *Vaccinium* mais également sur *Ficus carica*, *Frangula alnus*, *Phytolacca americana* et *Taxus baccata*. Il est donc nécessaire de prendre des précautions quant aux plantes qui se trouvent autour de la culture car elles pourraient attirer la drosophile sur la parcelle (Lee et al., 2015; Kenis et al., 2017).

Tableau 1: Pertes économiques causées par *D. suzukii* liées à des pertes de rendement de 20% selon les valeurs de production de 2008. Source : Bolda et al., 2008

	California	Oregon	Washington	Three-state Total
Strawberries				
Total farmgate value (\$Million)	1,544.7	16.8	10.1	1,571.5
Share of U.S. production (%)	82	1	1	83
Total losses (\$Million)	308.9	3.4	2.0	314.3
Blueberries (cultivated)				
Total farmgate value (\$Million)	49.1	49.4	43.4	141.9
Share of U.S. production (%)	9	9	8	26
Total losses (\$Million)	9.8	9.9	8.7	28.4
Raspberries and Blackberries				
Total farmgate value (\$Million)	179.5	41.7	92.1	313.3
Share of U.S. production (%)	57	13	29	100
Total losses (\$Million)	35.9	8.3	18.4	62.7
Cherries				
Total farmgate value (\$Million)	194.5	58.7	297.1	550.3
Share of U.S. production (%)	30	9	45	84
Total losses (\$Million)	\$38.3	\$9.9	\$57.8	\$105.9
ALL CROPS				
Total farmgate value (\$Million)	1,967.9	166.5	442.6	2,577.0
Share of U.S. production (%)	58	5	13	76
Total losses (\$Million)	393.0	31.4	86.9	511.3

Source: Authors' calculations based on data from the National Agricultural Statistics Service (NASS), 2009.



Figure 15: Dégâts sur fraise et cerise. Source : CTIFL

Une étude récente tempère toutefois ce risque. Au tout début du printemps, les femelles ayant passé l'hiver en diapause viennent pondre sur ces plantes que l'on appelle aussi hôtes alternatifs, en attendant que les premières cultures soient mises en place (notamment cerise). Elles s'attaquent ensuite aux plants cultivés mais pas forcément leur descendance. La contribution des hôtes alternatifs au développement des populations de *D. suzukii* et donc aux dégâts sur les cultures est réelle puisqu'elles servent de plantes relais pour les femelles hivernantes mais elle n'est pas aussi problématique qu'il n'y paraît (Panel et al., 2018).

5.3. Dégâts et impacts économiques

Les dégâts causés par *D. suzukii* sur fruits sains sont considérables (Figure 15). Au moment de la ponte, l'incision est difficilement visible à l'œil nu. Mais une fois que les larves se développent et commencent à consommer la pulpe du fruit, ce dernier s'affaisse et une dépression se crée généralement au niveau de l'épiderme (Walsh et al., 2011). À terme, la chair dégradée du fruit finit par s'oxyder. En plus des dégâts directs, la blessure engendre une porte d'entrée pour les champignons et les bactéries. Ces derniers peuvent alors également contaminer les fruits sains à proximité (Weydert et al., 2014).

Les pertes économiques engendrées par *D. suzukii* incluent les pertes de rendement, les coûts de main d'œuvre et l'utilisation de pesticides (Lee et al., 2011). En supposant des pertes de rendement de 20%, Bolda et son équipe (2010) estiment à 511 millions de dollars les pertes économiques en Californie, Oregon et à Washington pour les cultures de fraise, cerise, myrtille, mûre et framboise de l'année 2008 (Tableau 1). Or 76% de la production commerciale totale de ces cultures aux Etats-Unis est réalisée dans ces trois Etats, ce qui représente 2,6 milliards de dollars. Ces coûts colossaux font de *D. suzukii* un ravageur extrêmement problématique contre lequel il est nécessaire de lutter efficacement.

6. État des avancées dans la lutte contre *D. suzukii*

6.1. Méthodes de lutte actuelles

Certains types d'insecticides sont relativement efficaces contre *D. suzukii* (pyréthrinoides, organo-phosphorés, spinosad), bien que la larve soit enfoncée dans le fruit, limitant ainsi leur action sauf pour les produits systémiques. Cependant, les problèmes qu'ils présentent pour la santé humaine, l'environnement, et les restrictions réglementaires qui sont imposées (interdiction des substances actives) demandent le développement de lutte alternatives (Bruck et al., 2011). Actuellement, un bon nombre de ces méthodes est utilisé dans la gestion de ce ravageur, mais leur efficacité reste peu satisfaisante.

La méthode la plus indispensable pour la gestion de tout bioagresseur est la prophylaxie. Contre *D. suzukii* il faut faire attention au microclimat de la culture, puisqu'elle est favorisée par des températures inférieures à 30°C et une hygrométrie élevée. Il est donc nécessaire de favoriser la circulation de l'air et d'éviter l'eau stagnante. Le rapprochement des récoltes permet quant à lui de limiter le nombre de fruits en sur-maturité et donc de réduire les dégâts. Un passage au froid après récolte permet de stopper le développement des larves mais ces dernières reprennent souvent leur activité à température ambiante. Enfin, la gestion des déchets de culture est très importante. La solarisation a montré une réelle efficacité puisqu'elle tue toutes les larves (Weydert et al., 2015).



Figure 16: Essai piégeage massif autour d'un tunnel de fraiser avec le mélange artisanal VVE.
Source : CTIFL

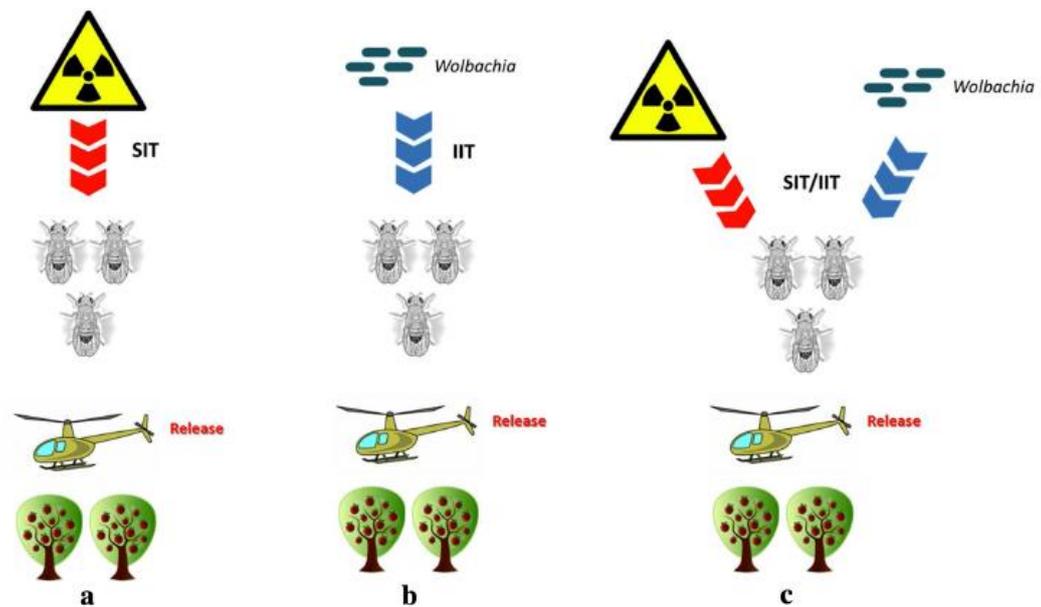


Figure 17: Technique de l'insecte stérile (a), technique de l'insecte incompatible (b) et combinaison des 2 techniques (c).
Source : Nikolouli et al., 2018

En 2013 et 2014, des essais de piégeage massif ont été réalisés par le Ctifl et l'Aprél sur cerisier, fraise sous abris et framboise sous abris (Figure 16). Le principe était de disposer de nombreux pièges autour ou à l'intérieur de la culture, afin d'attirer et piéger la drosophile en dehors de la culture. L'attractif utilisé était le mélange artisanal VVE (Vinaigre/Vin/Eau) dont l'efficacité a été démontrée (Landolt et al., 2012). Cette technique n'a pas été concluante sur cerisier puisque *D. suzukii* a fini par massivement investir la culture. Sur fraise et framboise sous abris, les pièges ont semblé limiter l'entrée de *D. suzukii* dans les cultures mais la faible présence du ravageur cette année-là ne permet pas de conclure (Weydert et al., 2015).

Enfin des essais de gestion du ravageur par filets insect proof ont été réalisés au Ctifl et sont reconduits en 2019 sur cerisier. Le principe est de protéger entièrement la parcelle avec un filet à mailles de 10 par 8 fils par cm. Sur mono-arbre, l'efficacité des filets était parfaite. Des dégâts ont quand même été déplorés, en raison de perforations. En outre, que ce soit en plein champ ou sous tunnel, les filets semblent soit favoriser les maladies fongiques en modifiant le climat, soit impacter le rendement, mais limitent quand même le ravageur (Weydert et al., 2015).

Toutes ces méthodes sont testées seules et également en combinaison puisque l'utilisation de plusieurs méthodes simultanément semble améliorer l'efficacité de la protection.

6.2. Méthodes de lutte en cours de recherche

Devant le manque d'efficacité des méthodes actuellement mises en œuvre, d'autres méthodes alternatives sont explorées. En 2017, Lee et Vilcinkas ont cherché à évaluer la susceptibilité de *D. suzukii* à trois virus : C virus, Cricket paralysis virus et Flock house virus. L'avantage de l'utilisation des virus étant leur spécificité et leurs effets négligeables envers les organismes non cibles. Les facteurs testés pouvant influencer la susceptibilité au virus étaient la présence de l'endosymbionte *Wolbachia* qui octroie une résistance et du gène *pastrel* dont les allèles confèrent une sensibilité aux virus. Toutes les souches de *D. suzukii* testées étaient négatives au *Wolbachia*, contenaient le gène *pastrel* et étaient sensibles aux trois virus. Si les résultats sont prometteurs, ils ne permettent pas de prédire si l'efficacité au champ sera réelle et l'étude appuie sur la nécessité de poursuivre les recherches afin de développer cette méthode en produit de biocontrôle.

En 2018, une étude s'intéresse à la combinaison de 2 techniques : la technique de l'insecte stérile (SIT) et la technique de l'insecte incompatible (IIT), pour la gestion de *D. suzukii*. Sur le principe, ces deux méthodes de lutte se ressemblent. Elles consistent en l'élevage de masse d'une population, le clivage des mâles et des femelles, la stérilisation des mâles et des lâchers inondatifs répétés de ces mâles dans la zone voulue afin d'assurer une compétition avec les mâles sauvages non stériles (Figure 17). La différence réside dans la méthode de stérilisation. La SIT utilise les rayons ionisants, créant des mutations létales dans le sperme, et la IIT utilise l'action parasitaire de l'endosymbionte *Wolbachia* qui induit entre autres chez son hôte de l'incompatibilité cytoplasmique empêchant la descendance de se développer.

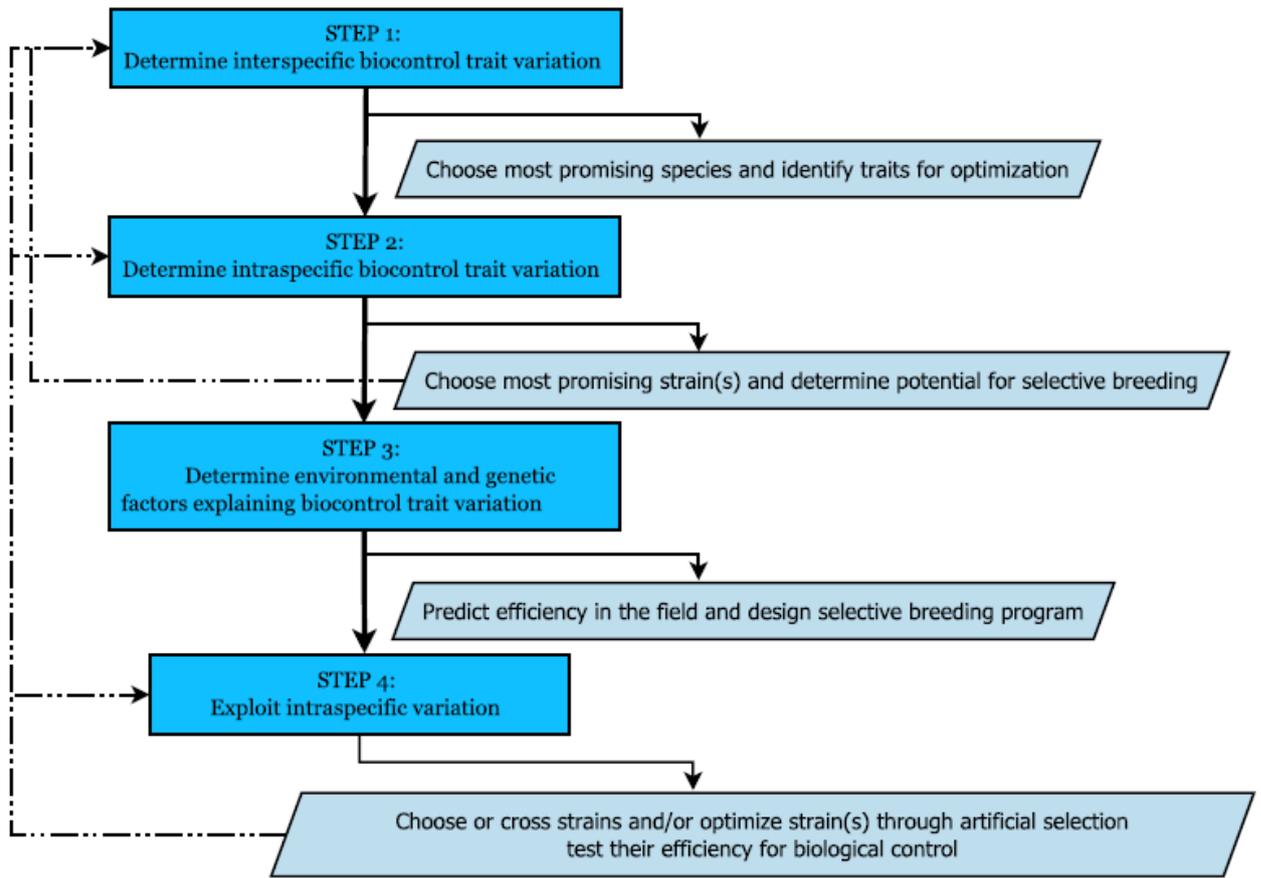


Figure 18: Étapes pour le choix d'un nouvel agent de lutte biologique. Source : Kruitwagen et al., 2018

Ces 2 techniques ont prouvé leur efficacité sur *D. sukii* (Cattel et al., 2016; Kruger et al., 2019), une fois que les mâles se reproduisent avec les femelles, le zygote produit n'est pas viable et meurt durant les premières phases de l'embryogénèse ce qui rend la descendance non viable et permet le déclin de la population. Toutefois, le risque de la IIT est que, si des femelles de l'élevage sont également infectées par *Wolbachia* puis relâchées accidentellement avec les mâles, elles pourront se reproduire à la fois avec les mâles stériles (annulation de l'action de *Wolbachia*) et avec les mâles fertiles. L'hypothèse proposée par l'étude sur l'intérêt de combiner les deux techniques est la suivante : les femelles sont plus sensibles aux radiations que les mâles en termes d'induction de stérilité, il faudrait alors trouver une dose minimale à administrer pour stériliser 100% des femelles par rayons ionisants. De ce fait, toute femelle infectée ensuite par *Wolbachia* et relâchée accidentellement dans la zone voulue avec les mâles serait stérilisée par la SIT, ce qui réduirait le risque de remplacement de la population (Nikolouli et al., 2018).

II. La lutte biologique à l'aide de parasitoïdes

1. Tour d'horizon des parasitoïdes

1.1. Des agents de lutte biologique

Dans la lutte biologique, l'objectif n'est pas d'éradiquer la population d'un ravageur mais de la maintenir sous un seuil de nuisibilité acceptable. Pour ce faire, des organismes vivants portant préjudice à l'organisme nuisible sont utilisés (Figure 18). Ces agents de lutte biologique sont des prédateurs, des agents pathogènes ou des parasitoïdes.

Les parasitoïdes sont des organismes dont la larve se nourrit sur ou dans un hôte, ce qui finit inévitablement par tuer ce dernier, à la différence des parasites qui ne provoquent pas systématiquement la mort de l'hôte. Il existe plusieurs types de parasitoïdes, qui parasitent différents stades de développement de leur hôte (œuf, larve, pupa). Les parasitoïdes n'ont besoin que d'un seul hôte pour assurer leur développement, qui est divisé en 4 stades : œuf, larve, pupa et adulte. Ce sont donc des holométaboles. Si les larves se développent et se nourrissent entièrement à l'intérieur de l'hôte, on parle d'endoparasitoïde. En revanche, si la larve reste à l'extérieur de l'hôte et seules les parties buccales sont à l'intérieur, on parle d'ectoparasitoïde. Si la femelle tue l'hôte avant de pondre ses œufs, il s'agit d'un parasitoïde idiobionte, dans le cas contraire on parle de parasitoïde koinobionte. D'autres phénomènes peuvent se produire : le superparasitisme, lorsqu'un individu de la même espèce parasite un hôte déjà parasité ou l'hyperparasitisme, lorsqu'un parasitoïde parasite un autre parasitoïde (Godfray, 1994).

Leur méthode de prédation extrêmement efficace puisque létale, et souvent très spécifique, en fait de très bons agents de lutte biologique. Contre *D. sukii*, les parasitoïdes pourraient constituer une méthode de gestion intéressante. Au Japon, de nombreux parasitoïdes indigènes sont efficaces contre *D. sukii* tels que *Asobara japonica*, et régulent naturellement la population du ravageur (Mitsui et al., 2007). Mais dans les nouvelles zones d'introduction, ces ennemis naturels sont absents. Selon l'Enemy Release Hypothesis (Keane, 2002), la perte des ennemis naturels du ravageur exotique dans la zone d'introduction est une des raisons qui pourrait expliquer le succès de *D. sukii* hors de son pays d'origine. Les seuls parasitoïdes capables de s'attaquer au ravageur dans cette nouvelle zone étant les parasitoïdes généralistes, moins efficaces que les parasitoïdes spécifiques. Si de nombreux parasitoïdes de *D. sukii* ont été identifiés au Japon (Mitsui et al., 2007), seule une espèce était un parasite spontané de la drosophile en 2015 dans les zones où elle a été introduite.

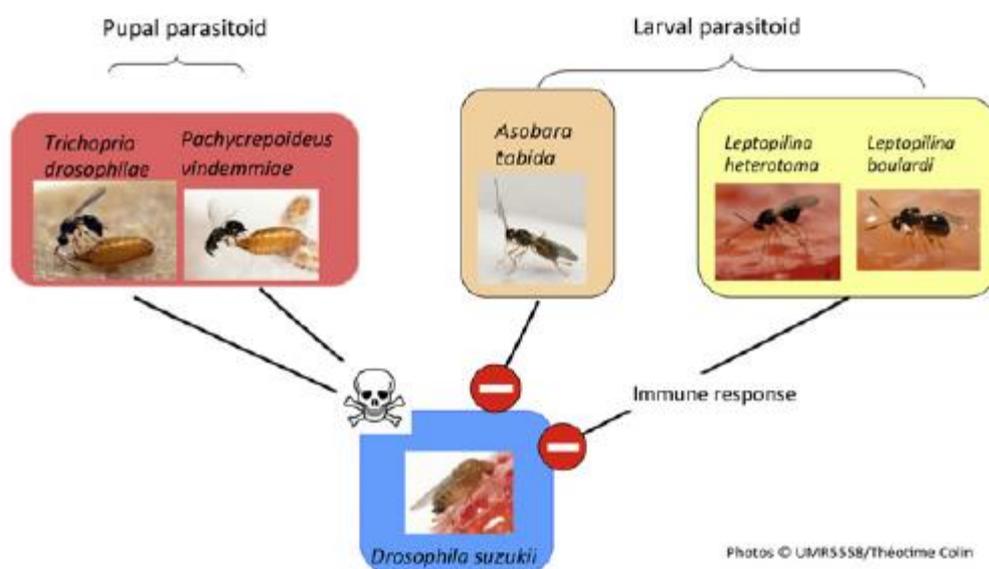


Figure 19: Effets de différents parasitoïdes sur *D. suzukii*. Source : Chabert et al., 2012

Tableau 2: Efficacité des différents parasitoïdes testés sur *D. suzukii*. Source : Chabert et al., 2012

Species	Temperature/Population	Lat. °N	Long. °E	Distance between the two populations tested (km)	No of replicates	DI	SP	TER
<i>A. japonica</i>	21 °C				10	98 ± 0.8	41 ± 8	NA
	25 °C				5	91 ± 3.1	71 ± 10.5	NA
<i>A. tabida</i>	Igé (IG)	46.39	4.74	120	10	0	0	-
	Sablons (SA)	45.32	4.77		10	0	0	-
<i>P. vindemmiae</i>	Serrières (SE)	45.32	4.76	70	9	68 ± 8.5	60 ± 11.2	-
	Maison Neuve (MN)	44.43	4.30		5	50 ± 9.4	53 ± 16.8	-
<i>Trichopria cf drosophilae</i>	Ste Foy (SF)	45.74	4.79	46	10	85 ± 5.1	38 ± 11.8	-
	Sablons (SA)	45.32	4.77		10	69 ± 8.7	76 ± 14.2	-
<i>L. boulardi</i>	Sablons (SA)	45.32	4.77	180	10	70 ± 4.9	0	45 ± 6.9
	Eyguières (EY)	43.69	5.03		10	63 ± 6.9	0	59 ± 10.8
<i>L. heterotoma</i>	St Etienne/Chalaronne (ST)	46.15	4.88	340	10	52 ± 7.7	0	68 ± 14.9
	Antibes (AN)	43.58	7.12		10	83 ± 5.7	0	80 ± 8.9

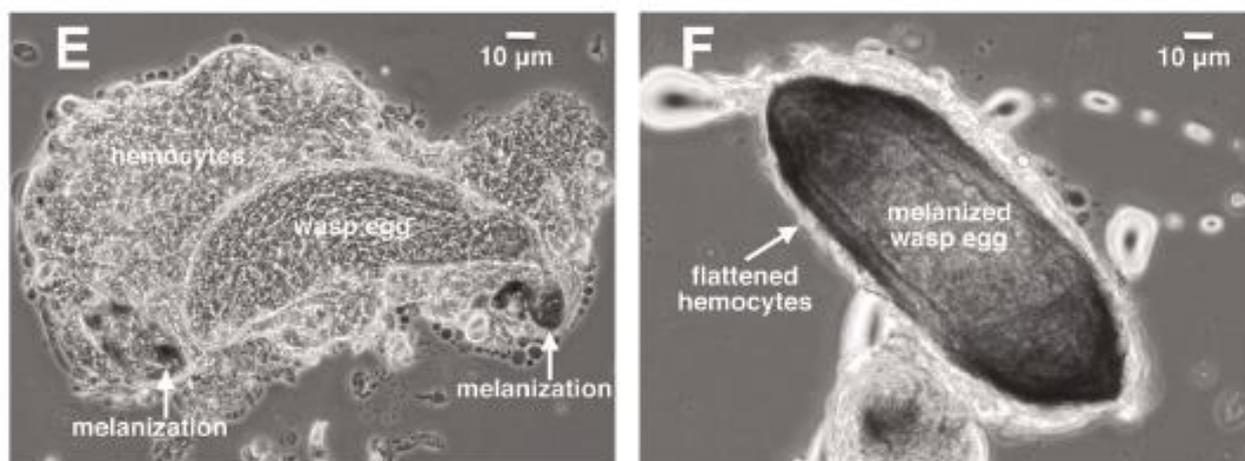


Figure 20: Réaction immunitaire d'encapsulation des oeufs de parasitoïdes par *D. suzukii*. Source : Kacsoh et Schenke, 2012

Pachycrepoideus vindemmiae est un parasitoïde de pupes généraliste s'attaquant à plus de 20 espèces de drosophiles et qui a prouvé son efficacité en plein champ face à *D. suzukii* (Gabarra et al., 2015).

1.2. L'efficacité des parasitoïdes indigènes face à *Drosophila suzukii*

Environ 50 espèces de parasitoïdes sont capables de se développer sur les individus du genre *Drosophila*, les principaux étant les parasitoïdes de pupes *Pachycrepoideus* et *Trichopria*, et les parasitoïdes larvaires *Asobara* et *Leptopilina* (Asplen et al., 2015).

En 2012, Chabert et al. s'intéressent à la capacité de cinq espèces de parasitoïdes européens à se développer sur *D. suzukii* comparativement à *Asobara japonica* dont le degré d'infestation sur le ravageur s'élève à 94,7%. Trois de ces espèces sont des parasitoïdes larvaires (*Asobara tabida*, *Leptopilina heteroma* et *Leptopilina boulandi*) et deux sont des parasitoïdes de pupes (*Trichopria cf drosophilae* et *Pachycrepoideus vindemmiae*). Pour ce faire, les critères mesurés sont : le degré d'infestation donnant la proportion d'hôtes parasités avec succès, le succès parasitaire donnant la probabilité d'émergence de l'adulte parasitoïde et le taux d'encapsulation évaluant la réponse immunitaire de l'hôte. L'étude montre que les parasitoïdes larvaires se sont avérés inefficaces. *L. heteroma* et *L. boulandi* provoquaient une forte réponse immunitaire et *A. tabida* ne parasitait pas du tout *D. suzukii* avec un degré d'infestation égal à 0. Seuls les deux parasitoïdes de pupes ont pu se développer sans problème sur *D. suzukii* avec un degré d'infestation moyen de 57% pour *P. vindemmiae* et 77% pour *T. cf drosophilae* (Figure 19, tableau 2).

Les mêmes conclusions sont tirées en Italie suite à des tests sur *L. heteroma*, *L. boulandi* et *T. cf drosophilae*. Les deux parasitoïdes larvaires se sont vus bloqués par une forte réponse immunitaire et seul le parasitoïde de pupes a réussi à se développer sur *D. suzukii* (Mazzetto et al., 2016).

La réponse immunitaire des larves aux parasitoïdes larvaires est l'encapsulation. Il a été montré que les mouches du groupe *D. melanogaster* dont *D. suzukii* fait partie sont pourvues d'une résistance au parasitisme étroitement liée au taux d'hémocytes qu'elles possèdent. Les hémocytes et les plasmocytes (sentinelles qui détectent l'infection) se différencient en lamellocytes et en podocytes. Les lamellocytes migrent vers les œufs du parasitoïde et forment une capsule qui se mélanise, bloquant ainsi le développement des œufs (Figure 20). Le taux d'hémocytes chez *D. suzukii* est cinq fois supérieur à celui des autres drosophiles du groupe *D. melanogaster* et explique l'extrême résistance de ce ravageur à de nombreuses espèces de parasitoïdes (Kacsoh and Schlenke, 2012; Poyet et al., 2013). Toutefois, il est intéressant de noter qu'une étude de Rossi Stacconi et al. (2015) a montré que *L. heteroma* pouvait contrer la réponse immunitaire de *D. suzukii* et parvenir à la parasiter, suggérant que certaines souches de la même espèce sont plus virulentes que d'autres.

En mars 2019, Bezerra Da Silva et al. découvrent que le parasitoïde de pupes de *D. suzukii*, *Pachycrepoideus vindemmiae*, est plus vorace lorsqu'il subit un manque d'eau. Le parasitisme serait alors une stratégie développée pour contrer la déshydratation.

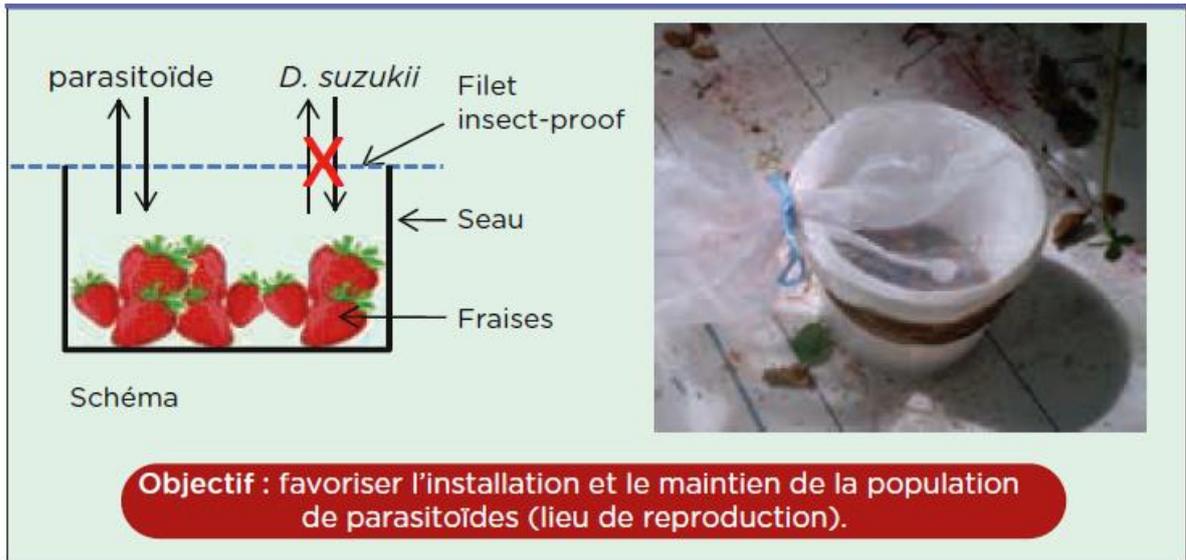


Figure 21: Principe de l'augmentorium. Source : CTIFL

2. Etude sur le parasitoïde indigène *Trichopria*

2.1. Présentation du parasitoïde

Entre 2013 et 2015, le Ctifl était porteur du projet CASDAR « *Drosophila suzukii* : connaissance du ravageur, caractérisation du risque et évaluation de méthodes pour sa maîtrise rapide et durable ». Ce projet visait notamment à réaliser un état des lieux des connaissances sur le ravageur et les moyens de protection existants. Un des volets de ce projet consistait à évaluer le potentiel du parasitoïde *Trichopria cf drosophilae* comme agent de lutte biologique contre *D. suzukii*.

T. cf drosophilae est un endoparasitoïde de pupes connu pour ne parasiter que les espèces du genre *Drosophila*. Plusieurs études récentes ont montré sa capacité à parasiter *D. suzukii* avec succès. En Corée du Sud et en Espagne, il fait partie des espèces retrouvées sur *D. suzukii* et s'avère le plus efficace puisqu'il s'agit de celui dont le plus d'individus ont émergé des pupes (Gabarra et al., 2015; Daane et al., 2016). Il en va de même en France, où l'étude de Chabert et al. (2012) décrite précédemment montre que le degré d'infestation de *T. cf drosophilae* était le plus élevé parmi les cinq espèces étudiées. En 2017, Zhu et al. comparent les populations de *T. cf drosophilae* de Californie et Corée du Sud (Wang et al., 2016) avec la Chine (leur étude) et montrent une efficacité similaire du parasitoïde, de plus la longévité et le nombre de descendants par femelle sont similaires sur les deux études. Ils présentent ainsi *T. cf drosophilae* comme le meilleur candidat pour la lutte biologique dans les nouvelles zones d'introduction.

2.2. Principaux résultats et conclusions

Dans cette optique, l'étude de 2013 et 2014 dans le cadre du projet CASDAR *Drosophila suzukii* a testé l'efficacité du parasitoïde en culture de fraises (variété *Cirafine*) en environnement confiné, dans 4 compartiments insect-proof. 3 compartiments dédiés à la modalité « avec parasitoïdes » et 1 compartiment témoin (Geniaux, 2016).

Dans 2 des compartiments contenant la modalité « avec parasitoïdes », un dispositif appelé « *augmentorium* » était ajouté (Figure 21). L'*augmentorium* a pour but de faciliter l'installation et le maintien des populations de parasitoïdes. Il s'agit d'un seau contenant une partie des fruits du compartiment potentiellement infectés par le ravageur fermé par un filet avec des mailles suffisamment grandes pour laisser entrer et sortir le parasitoïde mais assez petites pour retenir *D. suzukii*. Sur 2 semaines, plusieurs lâchers de *D. suzukii* ont été réalisés. Les lâchers de parasitoïdes ont été effectués plus tard à raison de 600 individus par compartiment selon les préconisations de l'INRA de Sophia Antipolis. Finalement, ce sont 3 lâchers de 200 individus qui ont été réalisés. 35 à 40 fruits étaient récoltés par parcelle élémentaire et les émergences de *T. cf. drosophilae* étaient observées sur la durée (Paulhiac, 2013).

Le taux de parasitisme évalué en laboratoire était au maximum de 60% pendant la durée de l'essai dans les compartiments avec les lâchers. Le parasitoïde a également été trouvé dans le compartiment témoin avec un taux de parasitisme de 30%. En 2014, des lâchers de *T. cf. drosophilae* ont donc été réalisés à l'aide d'un *augmentorium* (1/800m² de culture) dans des tunnels protégés par des filets. Le parasitoïde a été trouvé dans les pièges mais son efficacité n'a pas pu être démontrée (Weydert et al., 2015).

Plus tard en 2018, l'étude de Wang et al. montre que *T. drosophilae* est inefficace en champ avec un taux de parasitisme de seulement 5%. De plus, *T. drosophilae* étant un parasitoïde de pupes, les dégâts sur fraise sont déjà présents lorsqu'il agit.

Tableau 3: Nombre de parasitoïdes (G: *Ganaspis*, Lj: *Leptopilina japonica*, Aspp: *Asobara spp.*) ayant émergé des pupes de *D. suzukii* prélevées sur des cerises sauvages au parc de Naganuma (Tokyo) en 2010. Source : Kasuya et al., 2013

Collection Site	Position	No. of fruits	No. of pupae	No. of wasp individuals		
				G	Lj	Aspp
2010						
A	On tree	319	367	26	-	-
A	On ground	737	1152	21	-	5
B	On ground	1772	1528	63	-	2
C	On ground	1064	891	57	2	-
2011						
	On ground	>1000	NC	112	10	-

NC: Not counted.

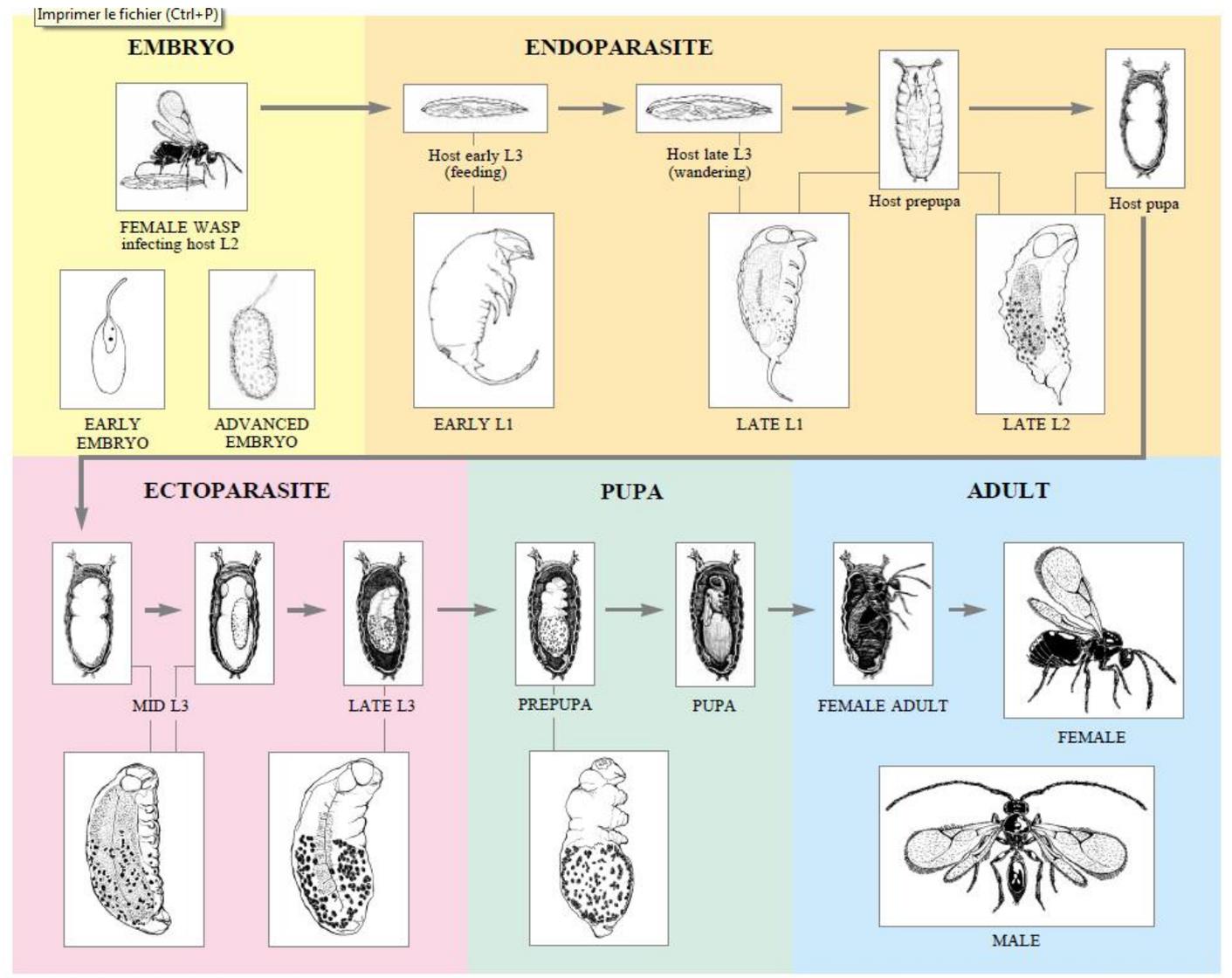


Figure 22: Phases de développement de *Ganaspis*. Source : Melk et Govind, 1999

3. Le parasitoïde exotique *Ganaspis cf. brasiliensis*

3.1. Candidat retenu pour la demande d'introduction

Depuis 2016, de plus en plus d'études s'intéressent aux parasitoïdes exotiques pour la gestion de *D. suzukii*. Les espèces exotiques seraient en effet plus efficaces pour gérer un ravageur introduit car, selon l'ERH, ils sont plus spécifiques en raison de la longue histoire de coévolution qui existe entre eux (Kruitwagen et al., 2018). En Asie, les parasitoïdes les plus retrouvés parasitant *D. suzukii* appartiennent aux genres *Asobara*, *Ganaspis*, *Leptopilina*, *Trichopria* et *Pachycrepoideus* (Girod et al., 2018a; Kruitwagen et al., 2018).

En 2012, Kacsoh et Schlenke ont réalisé une étude sur la réponse immunitaire de *D. suzukii* face aux parasitoïdes larvaires et ont montré que les seuls parasitoïdes larvaires suffisamment virulents pour contrer la résistance du ravageur sont *Asobara japonica* et *Ganaspis* sp. 1, une espèce non décrite collectée en Floride et à Hawaii. En outre, certaines espèces du genre *Ganaspis* sont très spécifiques à *D. suzukii* ce qui est très intéressant dans une logique d'introduction dans un nouvel environnement, par rapport à *A. japonica* qui est très efficace mais généraliste (Tableau 3) (Kasuya et al., 2013; Daane et al., 2016).

La très grande spécificité de nombreuses espèces du genre *Ganaspis* envers *D. suzukii* en fait d'excellents candidats pour la lutte biologique dans les zones d'introduction puisqu'ils ont moins de chances de s'attaquer à d'autres drosophiles ou insectes et sont donc adaptés à une demande d'introduction (Girod et al., 2018b).

Suite à des tests sur différentes souches de *Ganaspis*, deux en particulier ont été retenues dans cet essai. Elles sont de la même espèce mais l'espèce n'a pas encore été clairement identifiée en raison de la difficulté d'identification de ces parasitoïdes. Actuellement, le parasitoïde est identifié comme *Ganaspis brasiliensis*.

3.2. Biologie et aspect morphologique

Pour décrire *G. cf. brasiliensis*, il est possible de l'apparenter à *G. xanthopoda* puisque leur biologie est similaire et que la bibliographie sur *G. brasiliensis* est encore très maigre. *G. brasiliensis* a d'ailleurs été longtemps confondu avec *G. xanthopoda* et de nombreuses études sur *G. xanthopoda* sont en fait sur *G. brasiliensis* (Nomano et al., 2017). *Ganaspis* est un endoparasitoïde solitaire larvaire koinobionte appartenant à la famille des Figitidae. Son cycle de vie dure 33 à 35 jours à 21°C et peut être divisé en 5 phases : embryon, larve endoparasite, larve ectoparasite, pupa, adulte (Figure 22).

Le cycle commence lorsque l'adulte pond un ou plusieurs œufs dans la larve de l'hôte. Une première phase larvaire endoparasite suit peu après. La larve se nourrit de l'hôte jusqu'à sa transition en larve ectoparasite. Cette transition marque généralement la mort de l'hôte. Sous forme larvaire ectoparasite, le parasitoïde continue de se nourrir abondamment de l'hôte avant de former sa pupa. Au sein de la pupa se met en place une intense différenciation anatomique puis l'adulte émerge. Il fait au moins la moitié de la taille de son hôte (Melk and Govind, 1999).



Figure 22bis: Aspect morphologique de *Ganaspis* à la loupe binoculaire. Source : Buffington et Forshage, 2016

G. brasiliensis a fait l'objet de plusieurs erreurs d'identifications par le passé, notamment avec *G. xanthopoda* et *G. dieucoila*, en raison des fortes similitudes existant entre ces espèces. L'étude de Buffington et Forshage, (2016) éclaire les points d'ombre en donnant une identification complète de *G. brasiliensis* en s'appuyant sur des photos réalisées au microscope électronique à balayage ainsi qu'à la loupe binoculaire (Figure 22bis).

Le but de l'essai est de déterminer l'efficacité parasitaire et la capacité de dispersion du parasitoïde exotique *G. cf. brasiliensis* face à *D. suzukii* en conditions semi-naturelles (culture de fraise sous serre). Les travaux sont réalisés en serre confinée, le parasitoïde n'étant pas encore présent sur le territoire français. Ces essais viennent compléter les travaux en laboratoire conduits par l'INRA de Sophia Antipolis sur *G. cf. brasiliensis*, dans le cadre du projet DS². Si les résultats obtenus démontrent l'efficacité et la spécificité de *G. cf. brasiliensis* alors les données produites permettront de constituer un dossier de demande d'introduction de ce parasitoïde auprès de l'ANSES, afin de pouvoir débiter un programme de lutte biologique par acclimatation.

Au cours de cet essai, on souhaite mesurer **l'efficacité du parasitoïde *Ganaspis* sp. dans la lutte contre *Drosophila suzukii* en termes d'efficacité parasitaire et de capacité de dispersion.**

MATERIEL ET METHODES



Figure 23: Culture de la *Cirafine* au Ctifl dans un des compartiments, le 29/03/19. Photo personnelle



Figure 24: Focus sur un sac de culture de 5 plants. Ctifl, 12/04/19, photo personnelle

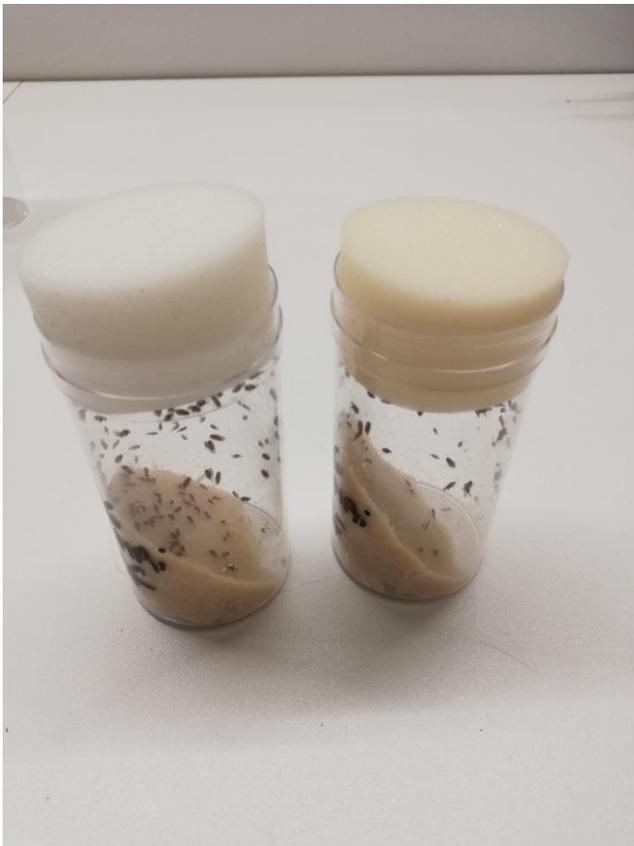


Figure 25: Livraison de *Drosophila suzukii* au Ctifl le 20/05/19. Photo personnelle



Figure 26: Tubes à essai de *Drosophila suzukii*. Ctifl, 20/05/19, photo personnelle



Figure 27: Livraison des 2 souches de *Ganaspis* au Ctifl le 27/05/19. Photo personnelle

Matériel et méthodes

1. Choix et installation de la culture

L'essai s'est déroulé en serre confinée dans 4 compartiments insect-proof de 60m². La culture mise en place était une culture de fraises de la variété *Cirafine* (CIREF), en plants frigo, une variété remontante résistante à l'oïdium. La culture était conduite en hors-sol, sur gouttière. Le substrat était un mélange de tourbe et écorces de pin. Chaque compartiment était composé de quatre rangées de 14 sacs de culture, chacune contenant 5 plants (Figures 23 et 24).

Les fraises ont été plantées le 20 mars 2019. La culture a été surveillée quotidiennement et un suivi phytosanitaire hebdomadaire était également réalisé. Le but étant d'éviter tout traitement phytosanitaire pendant l'essai afin de ne pas perturber les populations de ravageur et de parasitoïde. Les éventuels autres ravageurs étaient gérés grâce à l'introduction d'auxiliaires et l'utilisation de produits de biocontrôle. Les conditions climatiques (température et hygrométrie) ont été suivies pendant toute la durée de l'essai avec l'ordinateur de serres Aria.

2. Mise en place de l'essai

2.1. Modalités étudiées

Le dispositif comprenait : un compartiment avec un lâcher précoce de *Ganaspis* souche GS6, un compartiment avec un lâcher précoce de *Ganaspis* souche GT, un compartiment avec un lâcher tardif de *Ganaspis* souche GS6 et un compartiment témoin. Il y avait donc 4 modalités dont un témoin, avec un compartiment par modalité (Annexe I).

- Témoin
- *Ganaspis* souche GS6 x faible population de *D. suzukii* (lâcher précoce)
- *Ganaspis* souche GS6 x forte population de *D. suzukii* (lâcher tardif)
- *Ganaspis* souche GT x faible population de *D. suzukii* (lâcher précoce)

Les variables à expliquer au cours de cet essai étaient la capacité de dispersion du parasitoïde ainsi que son efficacité parasitaire. Les facteurs pris en compte étaient la souche du parasitoïde ainsi que la modalité de lâcher.

2.2. Installation des populations

- *Drosophila suzukii*

La population de *D. suzukii* a été fournie par l'INRA d'Avignon. Les individus ont été laissés 48 heures dans leurs tubes contenant du milieu nutritif et fermés par un bouchon en mousse avant de passer au sexage (Figure 25). Pour cela, les drosophiles ont été placées au réfrigérateur pendant quelques minutes puis récupérées dans des tubes par aspiration (Figure 26). La différenciation du sexe s'appuyait sur l'observation de la tache noire sur les ailes, visible à l'œil nu. Mâles et femelles ont été séparés dans des tubes à essai, 4 tubes de 10 mâles et 4 tubes de 25 femelles ont été réalisés. Dans chaque compartiment, les lâchers de 10 mâles et 20 femelles ont eu lieu le 20 mai. Un second apport du même nombre d'individus a ensuite été réalisé quelques jours plus tard, le 24 mai

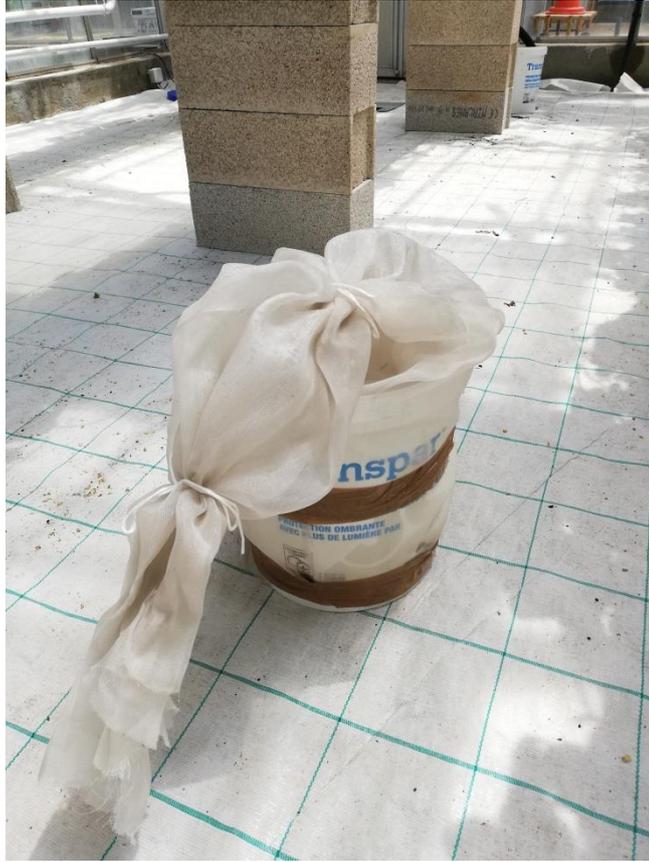


Figure 28: Augmentorium au centre d'un compartiment. Ctifl, 31/05/19, photo personnelle



Figure 29: Placette d'observation délimitée par 2 piquets blancs. Ctifl, 06/06/19, photo personnelle

- *Ganaspis* sp.

Deux souches de parasitoïdes ont été testées : la souche GT et la souche GS6 (Figure 27). Deux lâchers de 50 individus de la souche GS6 ont été réalisés dans 2 compartiments (un précoce et un tardif) et un lâcher précoce de 50 individus de la souche GT a été réalisé dans un compartiment. Les lâchers précoces ont été réalisés le 27 mai, au centre du compartiment, soit une semaine après le 1^{er} lâcher de *D. suzukii*. La souche GS6 a été lâchée dans le compartiment 1 tandis que la souche GT a été lâchée dans le compartiment 2. Le lâcher tardif de la souche GS6 a été réalisé le 27 juin dans le compartiment 4. L'objectif est de pouvoir comparer l'efficacité de *Ganaspis* sur un faible effectif de *D. suzukii* (lâcher précoce) et sur une population plus importante (lâcher tardif).

Chaque compartiment était équipé au centre d'un « augmentorium » (Figure 28). Il se présente sous la forme d'un seau fermé par un filet, avec des mailles suffisamment grandes pour laisser entrer et sortir le parasitoïde mais assez petites pour retenir *D. suzukii* (filet tissé 10 x 8 Crystal, Filpack, 710 μ x 960 μ). Les fruits non récoltés et potentiellement infestés ont été placés dans l'augmentorium, afin d'atténuer l'impact des prélèvements de fruits sur les populations de parasitoïdes.

En raison des risques biologiques, l'essai a été conduit en serre confinée, avec un protocole spécifique pour garantir le fonctionnement du parasitoïde.

3. Observations

Un sac de culture constitue une placette d'observation (Figure 29). 16 placettes d'observations ont été réparties de manière concentrique dans chaque compartiment. Cinq fruits par placette ont été récoltés à chaque date d'observation, soit un total de 80 fruits prélevés par échantillonnage (Annexe II). Pour chaque placette, une autre placette a été définie comme placette de secours si les 5 fruits n'étaient pas disponibles. Les observations ont été réalisées toutes les semaines et ont débuté une semaine après l'introduction du parasitoïde. Les 4 compartiments ont également été récoltés une fois par semaine pour retirer les fruits trop abîmés. Les récoltes se sont déroulées du 31 mai au 5 juillet, sauf pour le compartiment 4 qui a eu lieu du 28 juin au 5 juillet.

3.1. Méthode de suivi des émergences n°1

Les 5 fruits récoltés d'une même placette ont été placés dans des gobelets recouverts d'un filet à maille très fine (maille thrips) contenant un milieu nutritif absorbant et conservés en conditions contrôlées (22-23°C). Le milieu nutritif a été volontairement laissé déshydraté de sorte à maximiser le pouvoir absorbant et limiter la pourriture des fruits (Figure 30). Les émergences de ravageurs et parasitoïdes ont été observées pendant 3 semaines pour chaque récolte. Les insectes émergés ont été retirés au fur et à mesure à l'aide d'un aspirateur à bouche pour faciliter les observations et pour éviter une nouvelle reproduction.

3.2. Méthode de suivi des émergences n°2

Les fraises développant trop vite de la pourriture fongique dans les gobelets, une deuxième méthode mise en place a consisté à prélever, pour chaque compartiment, 25 fruits présentant des dégâts de *D. suzukii*, d'extraire les larves de ces fruits et les mettre en boîte de



Figure 30: Gobelet contenant 5 fraises et recouvert par un filet à maille très fine. Ctifl, 14/06/19, photo personnelle

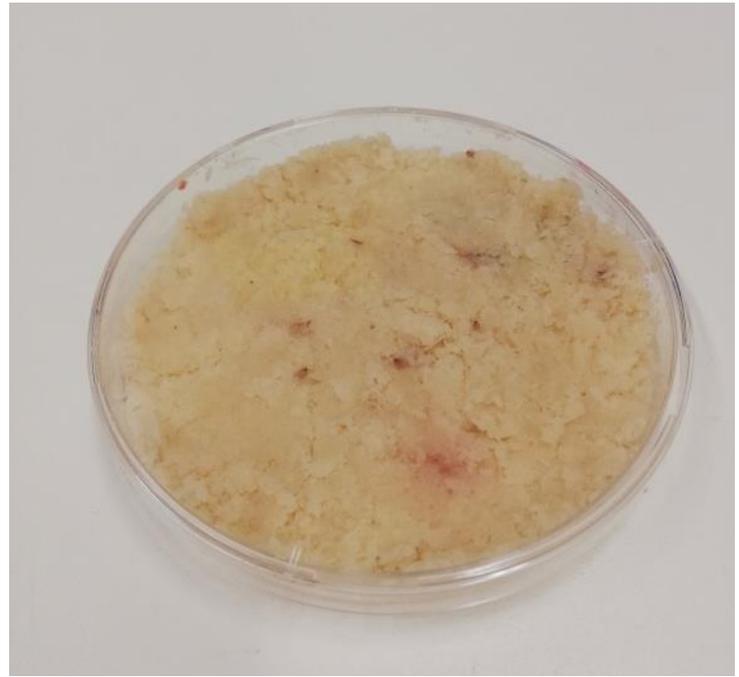


Figure 31: Préparation Nutrifly en boîte de Pétri sur laquelle les larves sont déposées. Ctifl, 14/06/19, photo personnelle

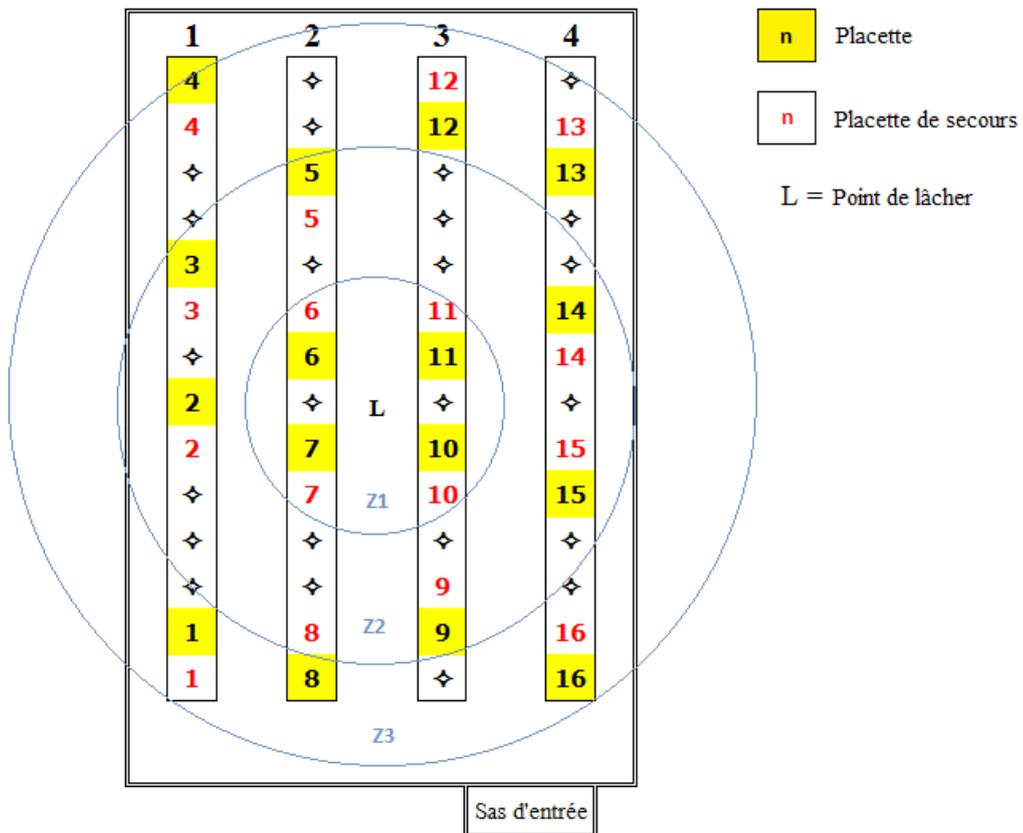


Figure 32: Plan d'un compartiment avec répartition concentrique des zones. Schéma modifié à partir du plan de l'essai réalisé par B. Gard

Pétri sur milieu nutritif (Nutrifly Instant®) auquel cette fois-ci on ajoutait un volume équivalent d'eau (Figure 31).

Le nombre de larves initial par boîte de Pétri étant connu et il n'était pas nécessaire de poursuivre les observations une fois que toutes les émergences ont été observées. Cette stratégie était réalisée en complément, et non à la place, de la première. Une manipulation préliminaire avait en effet permis de montrer que le transfert des larves sur milieu nutritif n'entraînait pas de mortalité.

3.3. Comptage des individus

Afin de dénombrer les individus émergés, les insectes ont été prélevés par aspiration et conservés dans un tube d'alcool. Le dénombrement final a été réalisé une fois qu'aucune émergence supplémentaire n'était observée. Les dénombrements étaient effectués sous loupe binoculaire afin de pouvoir s'assurer qu'il s'agisse bien de *D. suzukii*.

Lors de chaque observation, les données obtenues sont : le nombre de parasitoïdes émergés par placette, le nombre de drosophiles émergées par placette, la répartition dans l'espace du parasitoïde (présence/absence sur chaque placette).

4. Analyse des résultats

4.1. Efficience parasitaire

Pour évaluer l'efficience parasitaire, les adultes émergés de parasitoïdes et de drosophiles sont comptabilisés. *Ganaspis* étant un parasitoïde larvaire, il faut prélever les premiers fruits une semaine après son introduction de sorte à ce qu'il puisse parasiter les larves mais qu'il n'ait pas le temps de sortir des pupes.

4.2. Capacité de dispersion

Pour évaluer la capacité de dispersion, les placettes d'observation sont disposées de manière concentrique autour du point de lâcher. Le point de lâcher étant au centre, 3 zones sont définies (Figure 32).

- Zone 1, proche du point de lâcher : placettes 6, 7, 10 et 11
- Zone 2, à mi-distance : placettes 2, 3, 5, 9, 14 et 15
- Zone 3, éloignée du point de lâcher : placettes 1, 4, 8, 12, 13 et 16

La présence/absence du parasitoïde est évaluée dans ces 3 zones.

5. Analyse statistique

Les observations dans le compartiment 4 (GS6 tardif) ayant commencé à partir du 28 juin, les données sont traitées séparément pour les périodes du 7 au 21 juin (période 1) et du 28 juin au 26 juillet (période 2).

Les données brutes enregistrées sont le nombre de drosophiles et de parasitoïdes émergés par modalité et par placette de récolte, ainsi que les conditions de température et d'hygrométrie. L'ensemble des analyses statistiques ont été réalisées avec le logiciel R 3.5.0 (R Core Team, 2018).

Afin d'évaluer les effets des variables « Compartiment » et « Zone » sur le nombre d'individus émergés, pour l'ensemble des périodes 1 et 2, des modèles linéaires généralisés mixtes (GLMER, package « lme4 » (Ben Bolker, 2019)) ont été réalisés à partir des données brutes. La date a été prise en compte comme un effet aléatoire (cas des mesures répétées). Etant donné que l'espérance est forte, le modèle a été approché par une loi de Gausse plutôt qu'une loi de Poisson. Pour prendre cette décision, le critère d'Aikaké (AIC) a été utilisé. Les deux modèles sont alors testés, celui présentant l'AIC la plus faible est celui retenu. Une analyse de variance est ensuite réalisée sur le modèle le plus pertinent afin d'identifier l'effet des variables (Anova, package « car » (John Fox, 2019)).

Lorsque l'effet des variables était significatif, une comparaison des moyennes deux à deux était réalisée avec le modèle des moyennes des moindres carrés (least-squares means, package « Emmeans » (Russel Lenth, 2019)), pour identifier à quelle(s) date(s) les différences entre les facteurs des variables significatives.

Les données ont également été analysées date à date à l'aide d'un modèle linéaire général afin de comprendre à quelle(s) date(s) les différences de populations entre les compartiments étaient significatives. Pour cela, une analyse de variance a été réalisée sur le modèle, suivi d'un test de comparaison multiple de Tukey (HSD test, package « agricolae » (Felipe de Mendiburu, 2019)).

En outre, afin de vérifier l'homogénéité des conditions climatiques entre chaque compartiment, les données de température et d'hygrométrie ont été récupérées et analysées. Les données modifiées donnaient les températures maximales et moyennes par jour dans chaque compartiment, ainsi que les hygrométries minimales et moyennes. Le modèle utilisé pour déterminer une éventuelle différence d'un compartiment à l'autre était un modèle linéaire (LM). La variable à expliquer était la somme des effectifs des 16 placettes et les variables explicatives étaient les données « Température moyenne » ou « Hygrométrie moyenne ». Pour identifier l'effet des variables, une Anova est réalisée sur le modèle, suivi d'un test de comparaison multiple de Tukey (HSD test, package « agricolae »).

RESULTATS ET DISCUSSION

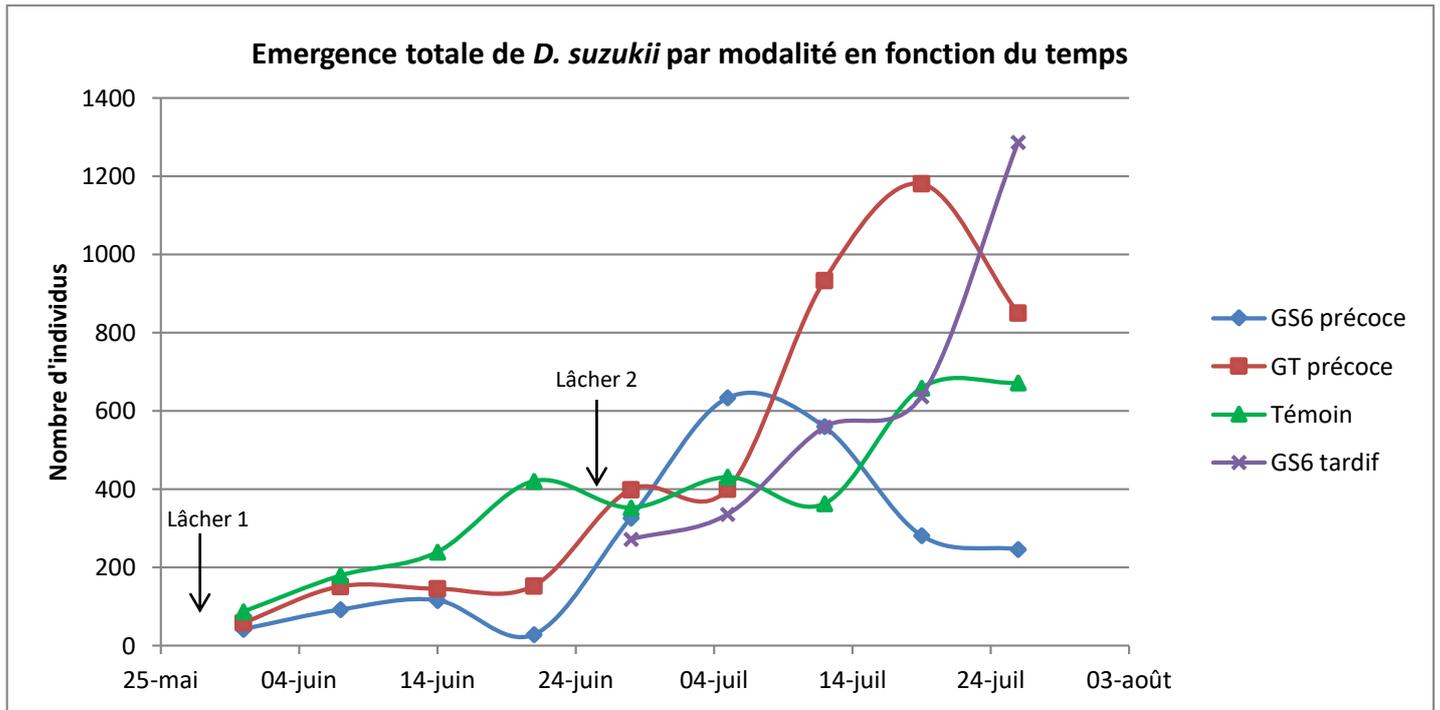


Figure 33: Emergence totale des individus par modalité en fonction du temps

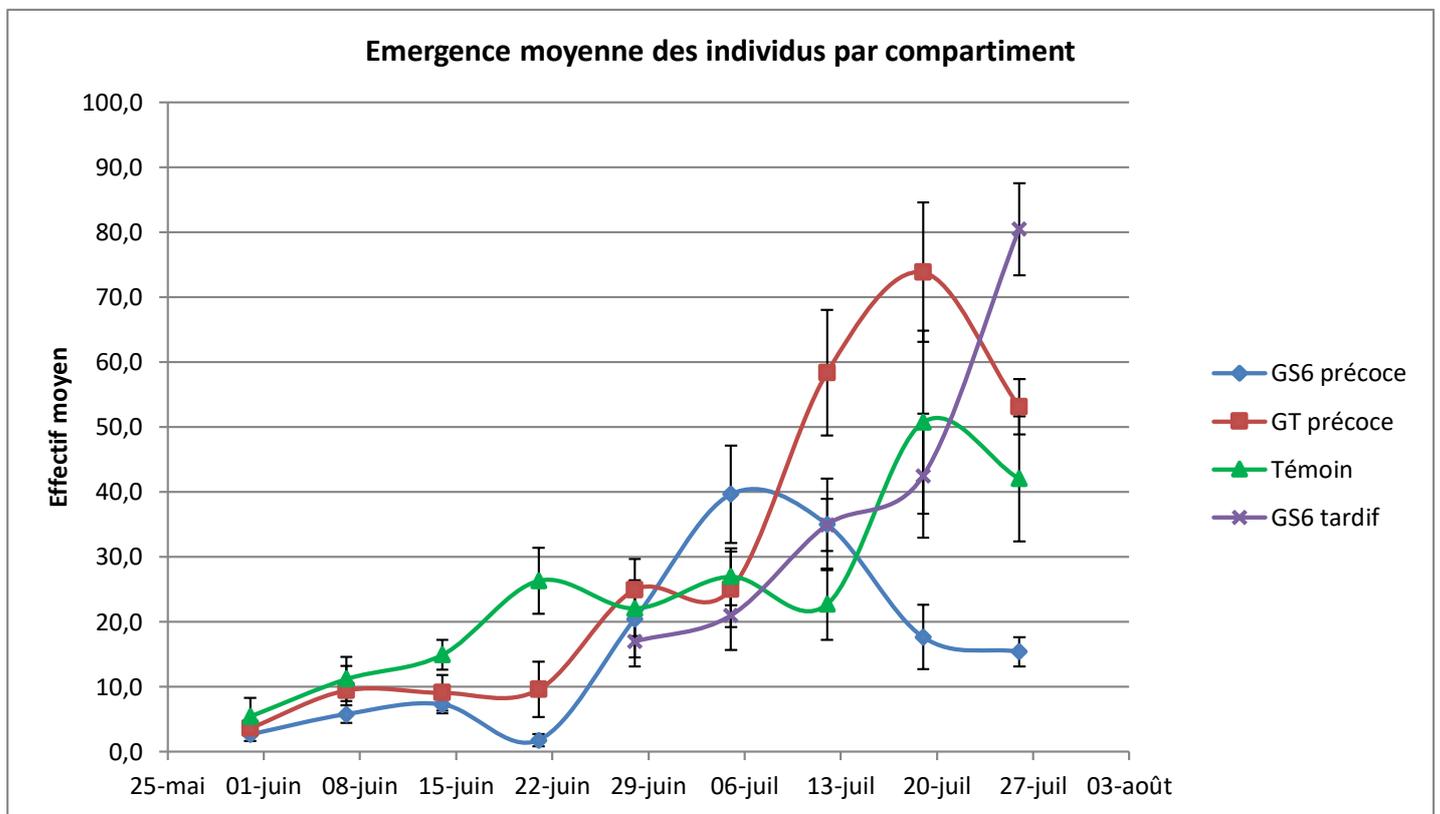


Figure 34: Emergence moyenne des individus par compartiment

Résultats

1. Evaluation de l'efficacité et de la capacité de dispersion de *Ganaspis* sp.

Sur toute la durée des observations, aucune émergence de parasitoïdes n'a été observée dans les fruits récoltés, dans les modalités avec lâchers (compartiments 1, 2 et 4) comme dans le témoin non traité. Seules les drosophiles ont émergé des fruits récoltés (Figure 33). Deux stratégies de suivi des émergences ont été testées dans cet essai, dans les fruits ou sur milieu nutritif. Dans les deux cas, aucun parasitoïde n'a émergé des larves suivies au laboratoire, qu'elles aient été élevées sur fruit ou sur milieu nutritif. Les augmentoriums installés dans les compartiments ont également été vérifiés mais n'ont pas révélé de présence de parasitoïdes. Lors du dernier échantillonnage (26 juillet), 25 fruits supplémentaires ont été prélevés par modalité, afin d'extraire les larves pour les disséquer et déterminer la présence ou non du parasitoïde. Cependant, aucune larve n'était parasitée.

2. Evolution de la population de *D. suzukii* dans les compartiments expérimentaux

La première date de prélèvement met en évidence une population de *D. suzukii* relativement homogène entre les compartiments 1 et 2 avec une population de 42 et 58 individus émergés et une population un peu plus importante dans le témoin avec 87 individus émergés dans 80 fruits prélevés (Figure 33).

Dans le compartiment 1, correspondant à la modalité lâcher précoce de la souche GS6, la population de *D. suzukii* évolue peu jusqu'au 21 juin puis les effectifs augmentent progressivement jusqu'au 5 juillet jusqu'à atteindre un maximum de 634 individus pour les 80 fruits récoltés. Après cette période, la population diminue pour se stabiliser aux alentours de 250 individus.

Dans le compartiment 2, correspondant au lâcher précoce de la souche GT, on observe sur les 3 premières semaines une évolution similaire au compartiment 1, puis la population augmente brusquement en 2 paliers, pour atteindre un maximum de presque 1200 individus au 19 juillet. Puis, comme dans le compartiment 1, la population diminue mais cette baisse intervient 2 semaines plus tard.

Dans le compartiment 3, correspondant à la modalité témoin, il n'y a pas de forte augmentation de population mais l'effectif s'accroît régulièrement jusqu'à atteindre 672 individus lors de la dernière observation le 26 juillet.

Dans le compartiment 4, correspondant au lâcher tardif de la souche GS6, le suivi de la population a débuté après le lâcher des parasitoïdes comme pour les autres modalités.

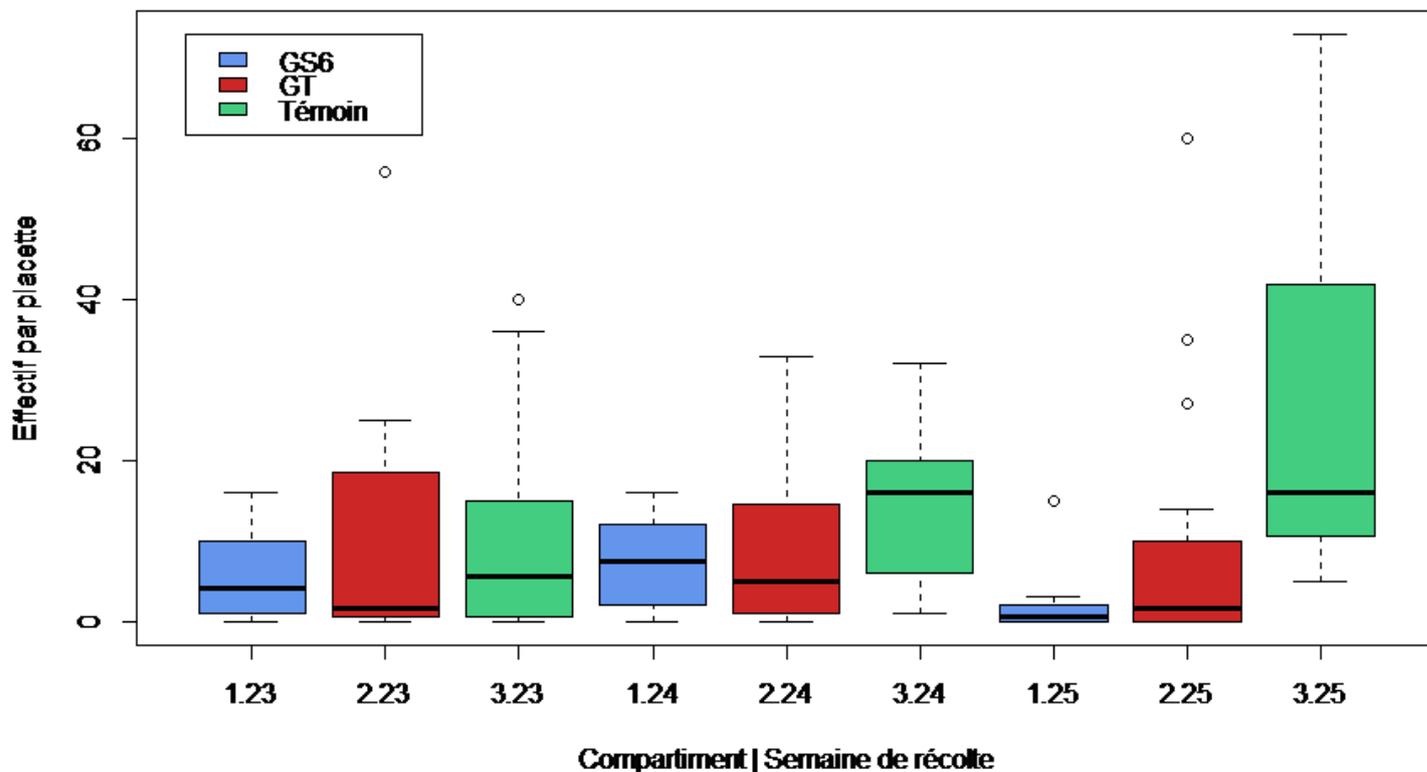


Figure 35: Comparaison des effectifs de *D. sukukii* du 7 au 21 juin pour l'ensemble des placettes

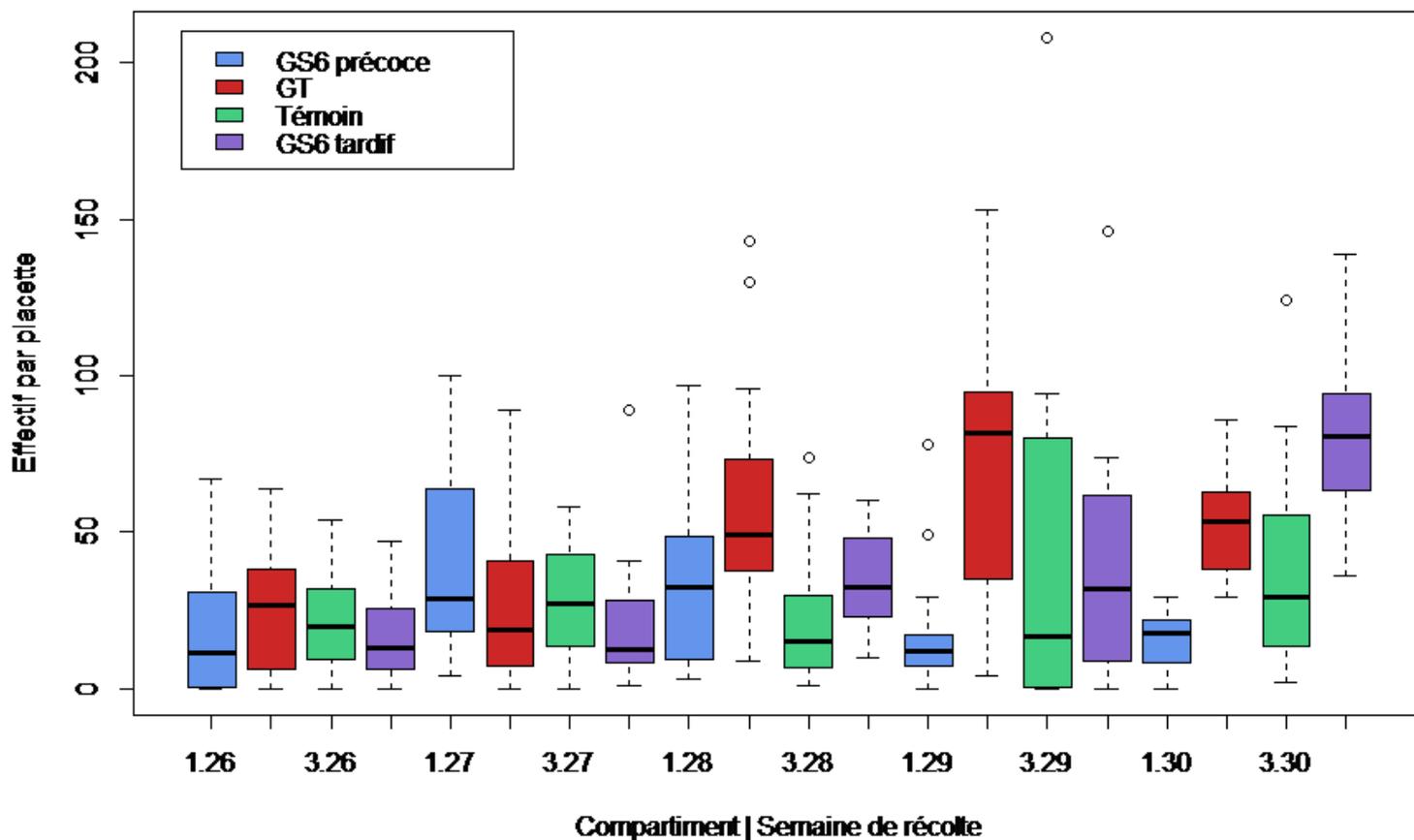


Figure 36: Comparaison des effectifs de *D. sukukii* du 28 juin au 26 juillet

L'effectif de départ au 28 juin (272 individus) est plus faible quand dans les autres compartiments mais reste à un niveau comparable. Par la suite, la population montre une très forte augmentation atteignant près de 1300 individus au 26 juillet, date de la dernière récolte.

Les émergences moyennes par placette ont une allure similaire aux émergences totales, on peut cependant noter une erreur standard relativement élevée à partir du 5 juillet (Figure 34), indiquant une variabilité importante entre les placettes de récolte.

2.1. Période du 7 juin au 21 juin

Cette période correspond aux dates des suivis d'émergences des modalités lâchers précoces (compartiments 1 et 2). Les lâchers dans la modalité 4 « lâcher tardif » n'avaient pas encore eu lieu et les observations dans le compartiment 4 n'avaient pas encore commencé. Les prélèvements ont eu lieu semaines 23, 24, 25 correspondant respectivement aux dates du 7 juin, 14 juin et 21 juin.

Sur cette période, les effectifs totaux de *D. suzukii* sont plus faibles dans les modalités avec lâchers (compartiments 1 et 2) que dans la modalité témoin (Figure 33). Cependant, lorsque l'on étudie les effectifs par placette, on observe une variation d'effectifs importante entre les placettes. Cette variation est plus forte dans le compartiment témoin que dans les deux autres à mesure que les semaines avancent (Figure 35). Pour la semaine 25, les émergences par placette sont comprises entre 5 et 73 individus pour le compartiment témoin contre des émergences comprises entre 0 et 3 pour le compartiment 1, et 0 et 14 pour le compartiment 2.

Les populations de *D. suzukii* sont significativement différentes entre les compartiments (Anova $p=7,58.10^{-6}$) (Annexe III). De plus, la comparaison des moyennes par zone montre que la population de *D. suzukii* dans le compartiment 1 est plus faible que dans le compartiment 3 pour les zones 2 ($p=0,0026$) et 3 ($p=0,023$). Celle dans le compartiment 2 est plus faible que dans le compartiment 3 pour la zone 2 ($p=0,037$).

2.2. Période du 28 juin au 26 juillet

Le lâcher tardif des *Ganaspis* a eu lieu le 27 juin. À partir de cette période, le compartiment 4 est récolté. Les quatre compartiments sont donc comparés.

Pour cette deuxième période, on observe que les effectifs sont relativement homogènes entre les 4 compartiments, lors du premier échantillonnage (S26) (Figure 36). L'effectif dans le compartiment 4, où les parasitoïdes ont été récemment introduits, croît avec le temps. La médiane passe en effet de 13 individus à 80 individus entre la semaine 26 et la semaine 30. On observe une importante variabilité entre les placettes au sein des 4 compartiments.

Pour la période du 28 juin au 26 juillet, les effectifs de *D. suzukii* sont significativement différents entre les 4 compartiments (Anova $p=7,49.10^{-5}$) (Annexe III).

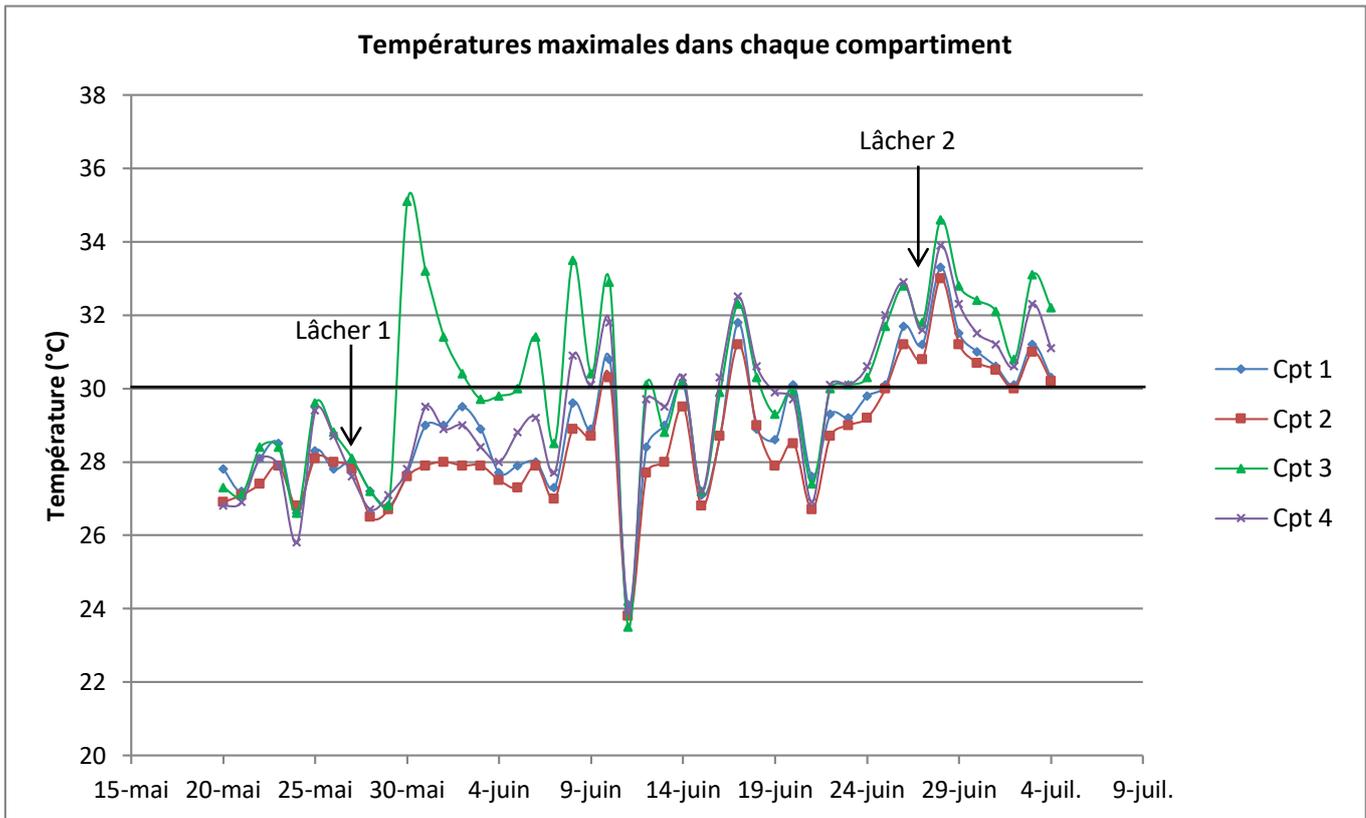


Figure 37: Température maximale atteinte chaque jour par compartiment

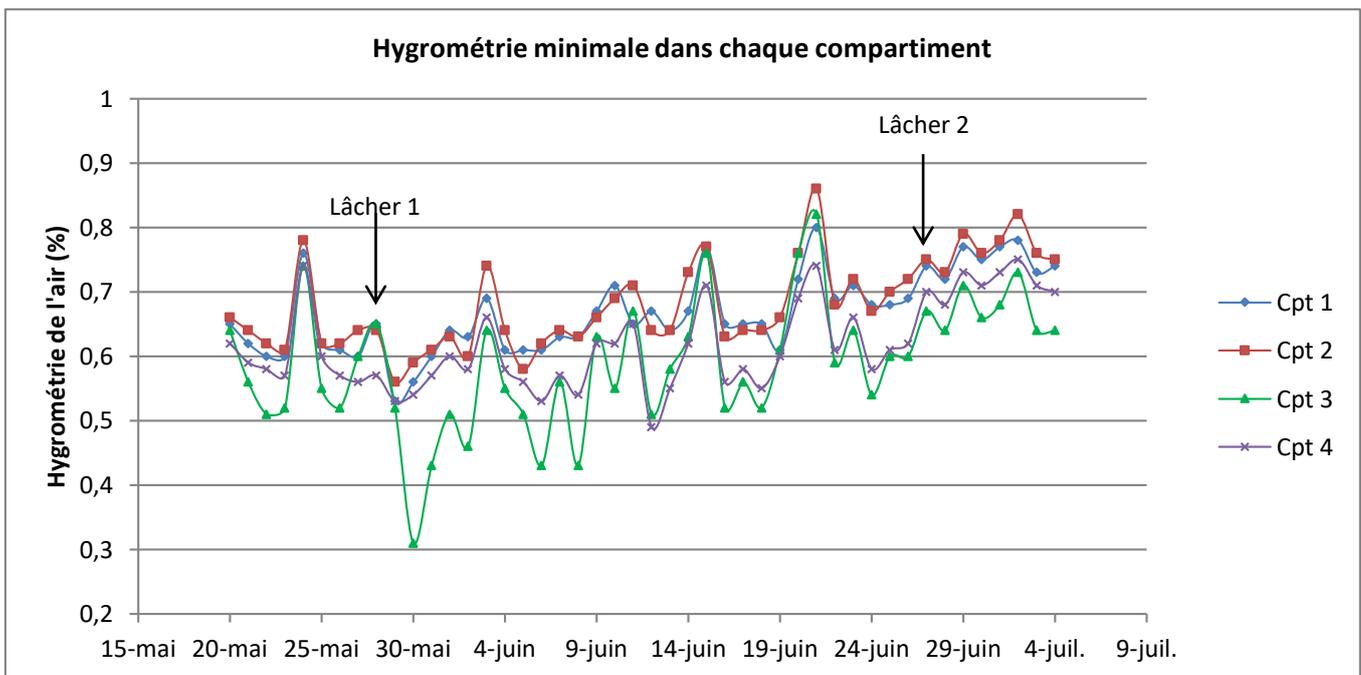


Figure 38: Hygrométrie minimale atteinte chaque jour par compartiment

La comparaison des moyennes indique toutefois une différence significative entre les compartiments 1 et 2 mais pas entre le témoin et le compartiment 4. Or cette c'est cette comparaison qui nous intéresse à cette période. Il n'y a donc pas de réduction de population de *D. sukukii* suite au lâcher de parasitoïdes (souche GS6) dans le compartiment 4. En outre, la différence observée sur le graphique (Figure 33) montre une augmentation de population dans le compartiment 4 bien supérieure à celle observée dans le compartiment témoin.

2.3. Analyse date par date

Lorsque l'on analyse les différences de population entre chaque compartiment pour chaque date de récolte (Annexe IV), on observe des différences significatives d'effectif de population entre les modalités pour les récoltes du 14 juin ($p=0,04$) et du 21 juin ($p=0,0002$). Le test HSD indique que les populations de *D. sukukii* dans les compartiments 1 et 2 sont significativement plus faibles que dans le compartiment 3. Il semblerait que malgré l'absence d'émergence observée, les parasitoïdes aient pu réduire la population de *D. sukukii*, en début d'infestation. En revanche, suite au 2^e lâcher le 27 juin, on observe aucune différence significative entre les compartiments pour les récoltes du 28 juin et du 5 juillet. Le lâcher de *Ganaspis* souche GS6 sur une population bien installée de *D. sukukii*, n'a eu aucun impact sur la population de drosophiles dans le compartiment.

3. Données climatiques

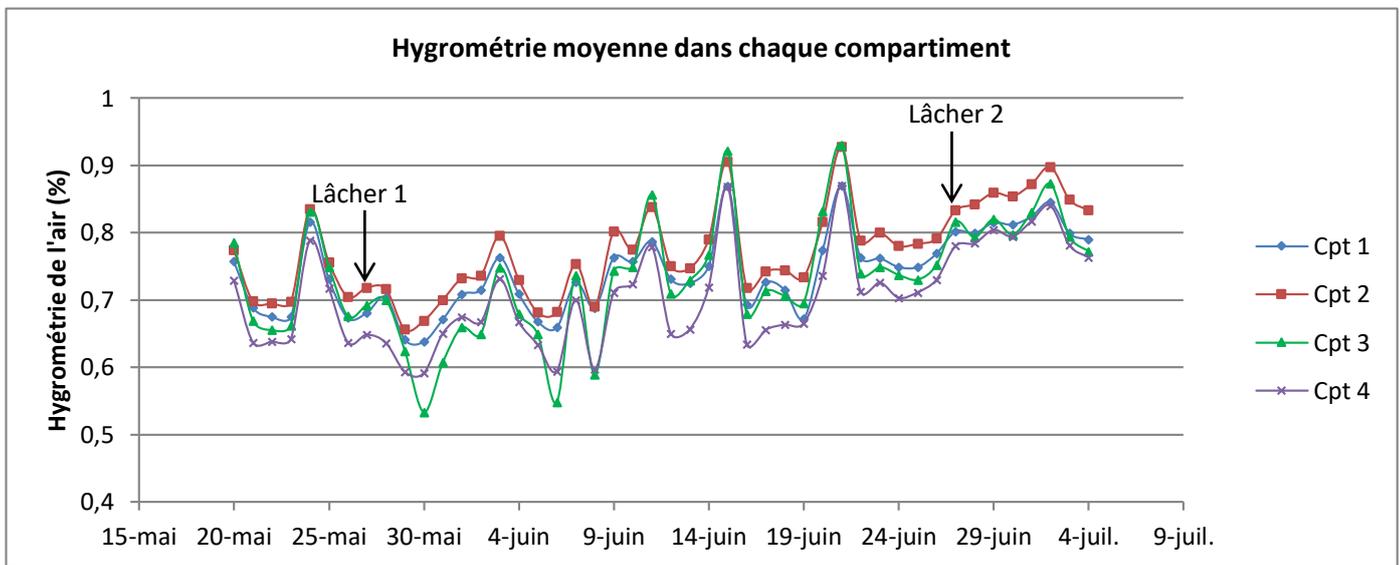
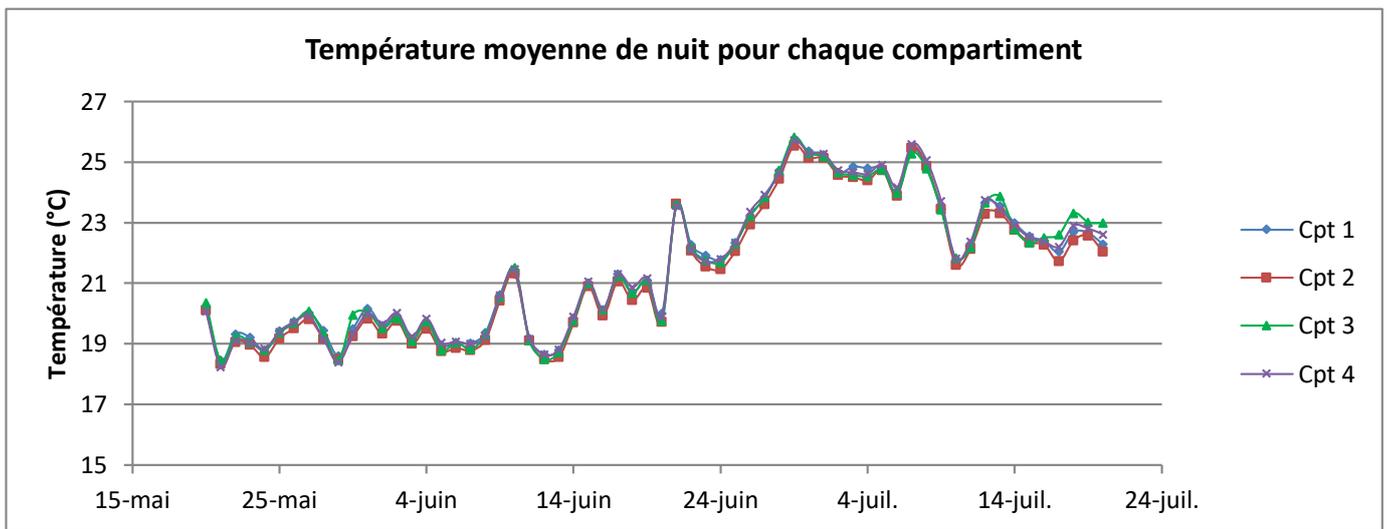
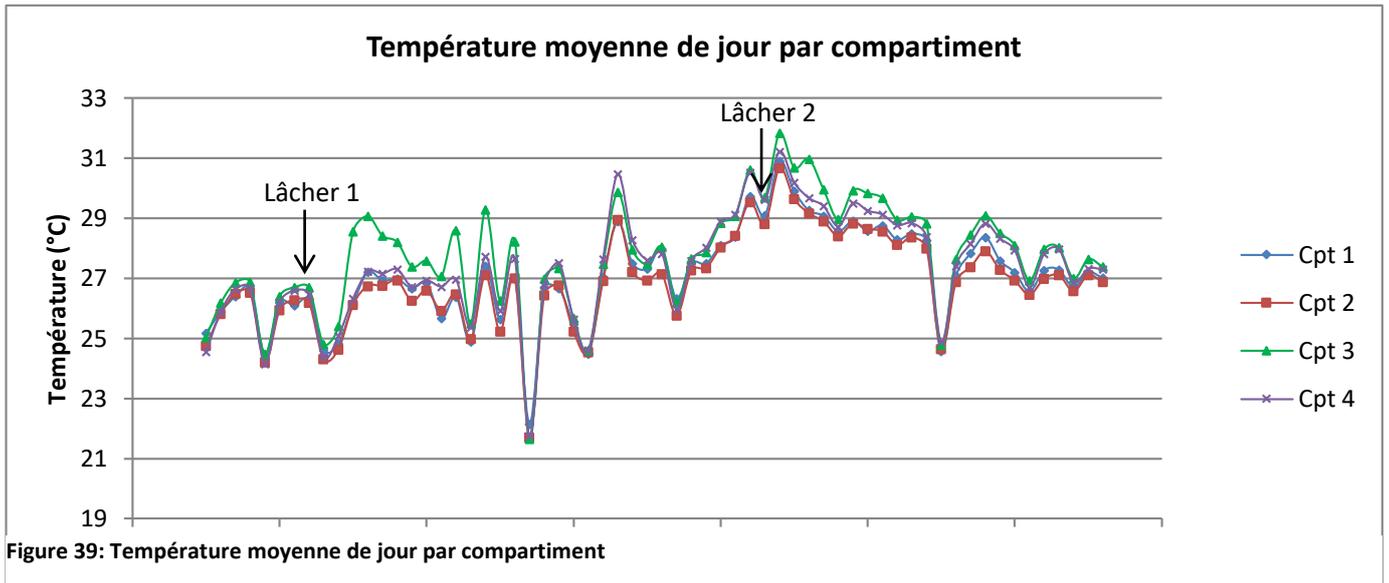
Les données climatiques sont analysées du 20 mai au 4 juillet, les lâchers de parasitoïdes ayant été réalisés les 27 mai (précoce) et 27 juin (tardif).

3.1. Extremums de température et d'hygrométrie

Les températures maximales atteintes au sein de chaque compartiment (Figure 37) montrent 3 pics de chaleur ($T^{\circ}\text{C} > 30^{\circ}\text{C}$) du 8 au 10 juin, du 16 au 18 juin ainsi que du 24 juin au 3 juillet. Au cours de ces périodes la température dépasse 30°C à plusieurs reprises, avec des maximums entre 33 et 35°C . Un premier pic de chaleur n'a touché que le compartiment 3 le 30 mai, à cause d'une défaillance ponctuelle du système de climatisation du compartiment. En dehors de ces pics de forte chaleur, la température maximale au sein des compartiments se situe généralement autour de 28 à 30°C .

La température maximale atteinte dans les compartiments 1 et 2 lors du premier lâcher le 27 mai était de 28°C . Le second lâcher de parasitoïdes au 27 juin coïncide quant à lui avec la canicule puisqu'il faisait 32°C dans le compartiment 4 et que les températures ont ensuite encore augmenté.

L'hygrométrie minimale atteinte chaque jour varie selon le compartiment (Figure 38). Elle est la plus basse dans les compartiments 3 et 4, et se situe entre 50 et 80% pour les autres selon la période. Elle est de 75% dans le compartiment 4 le 27 juin lors du deuxième lâcher, et de 60% le 27 mai dans les compartiments 1 et 2 lors du premier lâcher.



Nous avons choisi ici de ne présenter que les températures maximales et hygrométries minimales car ce sont les valeurs qui influent le plus sur les paramètres de développement des insectes étudiés et cela permet de simplifier la lecture des figures présentées. Dans les conditions de l'essai, les températures minimales ne sont pas descendues en dessous de 8,1°C et l'hygrométrie maximale n'a pas dépassé 91% (données non représentées).

3.2. Température moyenne de jour et de nuit

Les températures moyennes de jour et de nuit sont très homogènes d'un compartiment à l'autre. Les résultats de l'Anova ($p=0,2185$) (Annexe V) ne montrent pas de différence significative entre les températures moyennes de chaque compartiment. Ce résultat est illustré par les courbes de températures très proches pour les 4 compartiments (Figures 39 et 40). De mi-juin à mi-juillet, la température moyenne de jour se situe régulièrement autour de 29°C. De même de nuit, du 26 juin au 9 juillet, la température moyenne se situe autour de 24°C.

Lors des lâchers de parasitoïdes, au 27 mai, la température moyenne de jour dans les compartiments 1 et 2 était de 27°C tandis qu'au 27 juin la température moyenne de jour dans le compartiment 4 était de 29,5°C.

Pour les 4 compartiments, les consignes de température données à l'ordinateur de serre Aria pendant toute la durée de la culture étaient de 26°C/jour.

3.3. Hygrométrie moyenne

À la différence de la température, l'hygrométrie moyenne d'un compartiment à l'autre, bien que suivant souvent la même tendance, n'est pas homogène (Figure 41). L'hygrométrie moyenne dans le compartiment 2 est régulièrement 10% supérieure à l'hygrométrie moyenne dans le compartiment 4. Les résultats de l'Anova révèlent une différence significative entre les hygrométries moyennes de chaque compartiment ($p=0,0065$) (Annexe V). Le test de comparaison des moyennes 2 à 2 de Tukey HSD montre que la différence concerne les compartiments 2 et 4 ($p_{adj}=0.006$), le compartiment 4 étant significativement plus sec que le compartiment 2.

Discussion

1. Absence de *Ganaspis cf. brasiliensis*

1.1. Facteurs intrinsèques

Pour l'ensemble des modalités étudiées, 80 fruits présentant, dans la mesure du possible, des dégâts avérés de *D. suzukii* (fruits coulants) ont été récoltés chaque semaine peu après la date d'introduction des parasitoïdes. Aucun parasitoïde n'a émergé des larves présentes dans les fruits prélevés, alors que de nombreux adultes de *D. suzukii* ont émergés. Bien que les premières larves récoltées n'aient pas été disséquées pour rechercher la présence d'une larve de parasitoïde, les résultats des suivis des émergences des fruits échantillonnés ont mis en évidence l'absence de parasitisme par *G. brasiliensis*, et cela pour les 2 modalités de lâcher étudiées (précoce et tardif). Le parasitoïde exotique *G. cf. brasiliensis* ne semble donc pas capable de s'installer sur une population de *D. suzukii* en conditions expérimentales semi-contrôlées. Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette observation.

Tout d'abord, la quantité de parasitoïdes fournie pour l'essai était de 50 femelles et 20 mâles par compartiment au lieu du double prévu dans le protocole initial. En raison de problèmes survenus au cours de l'élevage du parasitoïde à l'INRA de Sophia Antipolis, il n'a pas été possible de lâcher la quantité initialement prévue de 100 femelles. Il est donc très probable que la population de départ n'ait pas été suffisante pour permettre l'installation et la survie de l'espèce au sein des compartiments. Lors des essais du projet CASDAR DS 2013-2016 sur *T. drosophilae*, pas moins de 600 individus étaient introduits par compartiment pour assurer un taux de parasitisme acceptable (Geniaux, 2016). Une autre étude réalisée en Italie sous tunnel sur culture de framboise introduisait 0,5 couple/m²/semaine de *T. drosophilae* pendant deux semaines (Rossi Stacconi et al., 2017). Pour notre essai, cela revient à 120 individus lâchés par compartiment. Il est donc raisonnable de penser que 70 individus ne soient pas suffisants pour permettre l'installation du parasitoïde et le retrouver dans les émergences.

Ensuite, les fraises moisissaient extrêmement vite dans les gobelets. En quelques jours seulement, elles étaient recouvertes d'une épaisse couche de mycélium et ce, malgré l'antifongique présent dans le milieu nutritif. Si le mycélium n'a pas semblé être un problème majeur au développement de *D. suzukii*, il est possible qu'il ait été un frein à l'émergence de *Ganaspis*, en supposant qu'il ait parasité quelques larves. Pourtant, cela ne semble pas poser de difficulté pour les élevages en conditions de laboratoire à l'INRA de Sophia-Antipolis (Borowiec, comm. pers.)

Enfin, au moment des premiers lâchers de *D. suzukii*, il y avait peu de fraises dans les compartiments 1 et 2 car elles avaient été récoltées par accident plus tôt dans la semaine. Des fraises provenant d'une autre culture avaient été ajoutées à raison de 5x5 fraises réparties par compartiment pour assurer malgré tout une bonne installation de *D. suzukii*.

Il est possible que, dans ces conditions, la population de *D. suzukii* n'ait pas eu le temps de s'installer correctement, ce qui aurait limité la ressource en hôte pour le parasitoïde. Cette hypothèse reste peu probable car des émergences d'adultes de *D. suzukii* étaient observées dans les fraises issues du premier prélèvement, effectué quelques jours après le premier lâcher de parasitoïdes. Ces observations laissent supposer que des larves étaient présentes dans les fruits lors du lâcher du parasitoïde qui disposait donc du stade adéquat pour pondre. De plus, les drosophiles lâchés étaient des femelles matures, prêtes à pondre. Les parasitoïdes ont été lâchés 3 jours après l'infestation de *D. suzukii* afin de s'assurer que les drosophiles aient le temps de pondre et que des larves jeunes soient rapidement disponibles pour les parasitoïdes.

1.2. Facteurs extrinsèques

Les conditions climatiques et sanitaires de la culture ont également pu jouer un rôle prépondérant dans l'échec de l'installation du parasitoïde *Ganaspis*.

En ce qui concerne les problèmes sanitaires, les fraises des compartiments 3 et 4 ont subi une forte attaque du champignon tellurique *Phytophthora fragariae*. Ce champignon colonise le système vasculaire de la plante et provoque le flétrissement et la mort des plants contaminés (Hickman, 1941). Le niveau d'attaque dans les compartiments était relativement élevé (40% dans le compartiment 3 selon les suivis phytosanitaires), et un nombre conséquent de plants ont été détruits, réduisant d'autant le nombre de fraise disponible. Plus de la moitié des sacs de culture étaient touchés en juillet. Cette attaque proviendrait de la contamination au préalable des plants frigo utilisés pour l'essai. Le repiquage de plants contaminés est le principal mode de transmission de cette maladie (INRA, 2008). Le phytophthora est également favorisé par un milieu de culture saturé en eau (excès d'humidité). Les difficultés de gestion du drainage en début de culture ont pu favoriser son développement. Des mesures de gestion ont été mises en place dès l'apparition des premiers symptômes : une augmentation du taux de drainage (>30%) et 2 applications successives de métalaxyl-M (Santhal, Syngenta) ont été réalisées. Ces actions n'ont pas permis d'enrayer le pathogène et des plants ont été détruits sur toute la durée des observations. Cette différence en nombre de plants entre les compartiments 1 et 2, et les compartiments 3 et 4, est peut-être à l'origine de la différence d'hygrométrie moyenne observée.

En outre, la réception des individus a été extrêmement tardive, ce qui a impliqué un début des suivis à une période plus avancée dans la saison et donc plus chaude. En effet, la culture a été confrontée à plusieurs reprises aux fortes chaleurs à partir du mois de juin. La plus importante étant la vague de canicule pour laquelle le département du Gard a été placé en vigilance rouge avec des températures atteignant 44°C. Cette vague de canicule a duré de fin juin à début juillet pendant environ une semaine et correspond au lâcher tardif de *Ganaspis*. Les températures maximales dans les compartiments, malgré la ventilation et les écrans d'ombrage mis en place, ont fréquemment dépassé les 30°C. Les températures de nuit restaient également très chaudes, laissant peu d'amplitude thermique et donc de répit aux insectes. La température moyenne avoisinait régulièrement les 29°C.

Or une très récente publication de Hougardy et al., (2019) affirme que la descendance de *G. cf brasiliensis* ne survit pas à une exposition des individus à 29°C constant pendant 24h. Si la température n'était pas de 29°C pendant 24h dans les compartiments, elle était cependant proche de cette valeur pendant une durée relativement longue, avec des pics supérieurs à 29°C. Ces observations suggèrent que la population déjà faible de parasitoïdes a rencontré des conditions abiotiques défavorables à son développement et donc son installation. Les parasitoïdes ont donc été soumis à de fortes chaleurs de manière prolongée, malgré la présence d'un système de refroidissement dynamique (pad-cooling) dans les compartiments.

2. Interprétation des différences d'effectifs entre les compartiments

Si le parasitoïde n'a pas émergé des fraises prélevées dans les gobelets, il semble toutefois qu'il ait pu avoir un impact sur les populations de *D. suzukii* lors de la première période, en conditions de faibles infestation. En effet, la différence d'effectifs est significative entre les 3 modalités et on observe des effectifs plus faibles dans les modalités avec lâcher du parasitoïdes (souches GS6 et GT) en comparaison du témoin. Le parasitoïde semblerait donc avoir eu une action temporaire sur la population de *D. suzukii*.

Toutefois, le compartiment 3 est celui qui a été touché le plus sévèrement par *P. fragariae*, réduisant de manière drastique le nombre de fruits disponible dans le compartiment. En outre, la ventilation est tombée en panne en début d'essai, expliquant quelques records de température. Ce qui a à nouveau compromis la production de fruits de la culture. Le nombre de fruits disponibles étant plus faible dans le compartiment témoin, les drosophiles ont probablement pondue en masse dans le peu de fruits restants, expliquant un nombre plus important de larves par fruit récolté. De plus, avec un nombre de fruits total plus faible, l'effort d'échantillonnage a été supérieur dans ce compartiment. Il est donc difficile de conclure sur une éventuelle action du parasitoïde étant donné les différences de conditions entre le compartiment témoin et les deux autres compartiments.

En ce qui concerne le lâcher tardif dans le compartiment 4, les résultats montrent cette fois-ci qu'il n'y a pas eu d'effet. À l'inverse, la population dans le compartiment 4 augmente tandis que celle dans le témoin stagne. À cette période, les dégâts dus à *P. fragariae* sont sévères dans le compartiment 4. Probablement que l'augmentation brusque de la population de drosophiles dans ce compartiment peut s'expliquer de la même façon que précédemment, les populations étant davantage contraintes à pondre dans les mêmes fruits.

Ensuite, au cours de l'essai, un problème dans la réception des ruches de bourdon a fortement réduit la pollinisation et donc réduit drastiquement le nombre de fruits récoltables dans les compartiments. Cela explique, en plus du *Phytophthora*, la croissance exponentielle des émergences de *D. suzukii* dans les gobelets. Avec moins de fruits disponibles, les drosophiles ont une fois de plus dû pondre dans les mêmes puisque la seule ressource nutritive disponible était réduite.

Conclusion

Cet essai s'inscrit dans le projet CASDAR DS² (2019-2021). Il s'agissait là de la première fois qu'il était mis en place. Il sera reconduit l'année prochaine en prenant en compte les difficultés rencontrées lors de cette première année. Plusieurs pistes d'amélioration possibles ont été identifiées et sont présentées ci-dessous.

L'essai a été conduit dans des conditions de forte chaleur, ce qui a donc probablement porté préjudice aux insectes introduits. Une plantation plus précoce des fraises devrait être envisagée, quelques semaines plus tôt, afin d'avancer la période de production et donc les dates de lâchers. Il est aussi envisageable de déclencher l'ouverture des écrans d'ombrage plus tôt dans la saison. Cette année, ils n'ont été utilisés qu'au cours de la première canicule (fin juin) mais il faisait déjà très chaud avant cela.

Les difficultés d'élevage rencontrées à l'INRA liées à l'absence prolongée d'un collaborateur sont un imprévu exceptionnel. Les parasitoïdes ont été reçus bien plus tard que la date prévue et en nombre très limité, ce qui a contraint de réaliser les lâchers lorsqu'il faisait déjà très chaud, avec de faibles effectifs. Il semble indispensable de produire une quantité plus importante de parasitoïdes afin de pouvoir introduire plus tôt une quantité plus importante que la dose initialement prévue de 100 individus par compartiment. En considérant que les lâchers de *T. drosophilae*, supposé moins efficace, impliquaient 600 individus, il est raisonnable d'espérer pouvoir lâcher au minimum 200 individus par compartiment.

Les premiers lâchers de drosophiles ont été réalisés alors que les fruits dans les compartiments venaient d'être récoltés, laissant peu de fruits disponibles et ainsi une faible possibilité pour la population de correctement s'installer. Il sera donc très important de veiller à ce que les récoltes de fruits soient arrêtées au moins deux semaines avant les premiers lâchers.

Pour ce qui est des attaques de *Phytophthora*, elles auraient été causées en grande partie par le fait que les plants commandés aient déjà été contaminés. C'est pourquoi l'année prochaine les plants ne seront plus commandés en plants frigo mais en tray-plants pour une meilleure qualité et une plus forte vigueur. Enfin, le pilotage de l'irrigation sera suivi de façon plus précise grâce à la mise en place de sondes de drainage pour mesurer automatiquement et de façon quotidienne le taux de drainage dans les sacs de culture et réajuster rapidement si besoin l'apport de solution nutritive.

En ce qui concerne les observations à proprement parler, les fruits placés directement dans les gobelets moisissaient très vite créant une épaisse couche de mycélium malgré le milieu nutritif antifongique. Les essais en laboratoire réalisés par l'INRA ont montré que les parasitoïdes parvenaient à émerger malgré le mycélium, mais cela peut représenter un frein dans des conditions différentes des conditions de laboratoire.

Dès le début des essais, il faudra donc continuer à réaliser les deux stratégies de prélèvement : les fruits en gobelets et la sortie des larves des fruits mises en élevage sur milieu artificiel en boîte de Pétri. Comme il n'est pas certain que les parasitoïdes survivent correctement en boîte de Pétri, il ne faut donc pas prioriser une stratégie par rapport à une autre mais bien réaliser les deux, et ce, dès le début des prélèvements.

Le comptage des drosophiles émergées dans les gobelets s'est avéré difficile. Le prélèvement des drosophiles émergées par aspiration est compliqué à réaliser sans laisser aucun individu s'échapper des gobelets. Les drosophiles émergent parfois par dizaines dans les gobelets et sont très agitées. Comme il n'est pas possible de les mettre au réfrigérateur pour ne pas perturber le développement des insectes qui sont encore dans leur puppe, la méthode de l'injection de CO₂ s'avèrera nécessaire afin de calmer les individus et les prélever plus facilement. Ainsi prélevés, les individus pourront être gardés en vie quelques heures dans des tubes sans ajouter d'alcool. Cela permettra notamment de s'assurer que la tache noire sur l'aile des mâles apparaisse sur tous les individus émergés, celle-ci n'apparaissant que 10 heures après émergence environ. L'intérêt ici sera de faciliter les manipulations et les observations à la loupe binoculaire (identification et sexage).

Enfin, bien que la culture ait été suivie tous les jours, certains problèmes restent difficiles à détecter. C'est notamment le cas de l'arrêt de l'un des 2 ventilateurs dans un compartiment, comme cela s'est produit cette année. Une surveillance accrue des paramètres abiotiques des compartiments doit donc être envisagée, notamment grâce à une vérification quotidienne des valeurs de température et hygrométrie enregistrées par l'ordinateur de serre.

Toutes ces pistes d'amélioration devraient permettre de réduire considérablement les différences de conditions entre les compartiments et d'optimiser les chances de retrouver le parasitoïde dans les émergences.

Bibliographie

- Asplen MK, Anfora G, Biondi A, Choi D-S, Chu D, Daane KM, Gibert P, Gutierrez AP, Hoelmer KA, Hutchison WD, et al** (2015) Invasion biology of spotted wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*): a global perspective and future priorities. *J Pest Sci* **88**: 469–494
- Atallah J, Teixeira L, Salazar R, Zaragoza G, Kopp A** (2014) The making of a pest: the evolution of a fruit-penetrating ovipositor in *Drosophila suzukii* and related species. *Proc R Soc B Biol Sci* **281**: 20132840–20132840
- Baser N, Ouantar M, Broutou O, Lamaj F, Verrastro V, Porcelli F** (2015) First finding of *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae) in Apulia, Italy, and its population dynamics throughout the year. *Fruits* **70**: 225–230
- Ben Bolker** (2019) Package lme4.
- Bezerra Da Silva CS, Price BE, Walton VM** (2019) Water-Deprived Parasitic Wasps (*Pachycrepoideus vindemmiae*) Kill More Pupae of a Pest (*Drosophila suzukii*) as a Water-Intake Strategy. *Sci Rep* **9**: 3592
- Bolda MP, Goodhue RE, Zalom FG** (2010) Spotted Wing *Drosophila*: Potential Economic Impact of a Newly Established Pest. University of California 4
- Bruck DJ, Bolda M, Tanigoshi L, Klick J, Kleiber J, DeFrancesco J, Gerdeman B, Spitler H** (2011) Laboratory and field comparisons of insecticides to reduce infestation of *Drosophila suzukii* in berry crops. *Pest Manag Sci* **67**: 1375–1385
- Buffington ML, Forshage M** (2016) Redescription of *Ganaspis brasiliensis* (Ihering, 1905), New Combination, (Hymenoptera: Figitidae) a Natural Enemy of the Invasive *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae). *Proc Entomol Soc Wash* **118**: 1–13
- Calabria G, Máca J, Bächli G, Serra L, Pascual M** (2012) First records of the potential pest species *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Europe: First record of *Drosophila suzukii* in Europe. *J Appl Entomol* **136**: 139–147
- Cattel J, Kaur R, Gibert P, Martinez J, Fraimout A, Jiggins F, Andrieux T, Siozios S, Anfora G, Miller W, et al** (2016) Wolbachia in European Populations of the Invasive Pest *Drosophila suzukii*: Regional Variation in Infection Frequencies. *PLOS ONE* **11**: e0147766
- Chabert S, Allemand R, Poyet M, Eslin P, Gibert P** (2012a) Ability of European parasitoids (Hymenoptera) to control a new invasive Asiatic pest, *Drosophila suzukii*. *Biol Control* **63**: 40–47
- Chabert S, Allemand R, Poyet M, Eslin P, Gibert P** (2012b) Ability of European parasitoids (Hymenoptera) to control a new invasive Asiatic pest, *Drosophila suzukii*. *Biol Control* **63**: 40–47
- Cini A, Anfora G, Escudero-Colomar LA, Grassi A, Santosuosso U, Seljak G, Papini A** (2014) Tracking the invasion of the alien fruit pest *Drosophila suzukii* in Europe. *J Pest Sci* **87**: 559–566
- Cini A, Ioriatti C, Anfora G** (2012) A review of the invasion of *Drosophila suzukii* in Europe and a draft research agenda for integrated pest management. *Bull Insectology* **12**

- Daane KM, Wang X-G, Biondi A, Miller B, Miller JC, Riedl H, Shearer PW, Guerrieri E, Giorgini M, Buffington M, et al** (2016) First exploration of parasitoids of *Drosophila suzukii* in South Korea as potential classical biological agents. *J Pest Sci* **89**: 823–835
- Dreves AJ, Walton VM (Vaughn M, Fisher GC** (2009) A new pest attacking healthy ripening fruit in Oregon : spotted wing *Drosophila* : *Drosophila suzukii* (Matsumura).
- Eben A, Reifenrath M, Briem F, Pink S, Vogt H** (2018) Response of *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) to extreme heat and dryness. *Agric For Entomol* **20**: 113–121
- Felipe de Mendiburu** (2019) Package agricolae.
- Fraimout A, Debat V, Fellous S, Hufbauer RA, Foucaud J, Pudlo P, Marin J-M, Price DK, Cattel J, Chen X, et al** (2017) Deciphering the routes of invasion of *Drosophila suzukii* by means of ABC random forest. *Mol Biol Evol* msx050
- Gabarra R, Riudavets J, Rodriguez GA, Pujade-Villar J, Arno J** (2015) Prospects for the biological control of *Drosophila suzukii*. *Biocontrol* **60**: 331–339
- Geniaux M** (2016) Evaluation qualitative et quantitative du parasitisme naturel de *Drosophila suzukii* en condition d'infestation artificielle. Ctifl Balandran
- Girod P, Borowiec N, Buffington M, Chen G, Fang Y, Kimura MT, Peris-Felipo FJ, Ris N, Wu H, Xiao C, et al** (2018a) The parasitoid complex of *D. suzukii* and other fruit feeding *Drosophila* species in Asia. *Sci Rep* **8**: 11839
- Girod P, Lierhmann O, Urvois T, Turlings TCJ, Kenis M, Haye T** (2018b) Host specificity of Asian parasitoids for potential classical biological control of *Drosophila suzukii*. *J Pest Sci* **91**: 1241–1250
- Godfray HCJ** (1994) *Parasitoids: Behavioral and Evolutionary Ecology*. Princeton University Press
- Grassi A, Giongo L, Palmieri L** (2011) *Drosophila* (Sophophora) *suzukii* (Matsumura), new pest of soft fruits in Trentino (North-Italy) and in Europe. *Integr Plant Prot Soft Fruits* **9**
- Hauser M** (2011) A historic account of the invasion of *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae) in the continental United States, with remarks on their identification. *Pest Manag Sci* **67**: 1352–1357
- Hickman CJ** (1941) The Red Core Root Disease of The Strawberry Caused By *Phytophthora fragariae* n.sp. *J Pomol Hortic Sci* **18**: 89–118
- Hougardy E, Hogg BN, Wang X, Daane KM** (2019) Comparison of thermal performances of two Asian larval parasitoids of *Drosophila suzukii*. *Biol Control* **136**: 104000
- Hulme PE** (2009) Trade, transport and trouble: managing invasive species pathways in an era of globalization. *J Appl Ecol* **46**: 10–18
- INRA** (2008) *Phytophthora fragariae* Hickman. Hypermédia En Prot. Plantes, <https://www7.inra.fr/hyp3/pathogene/3phyfra.htm>
- Jakobs R, Sinclair BJ, Garipey TD** (2015) Adult plasticity of cold tolerance in a continental-temperate population of *Drosophila suzukii*. *J. Insect Physiol.*

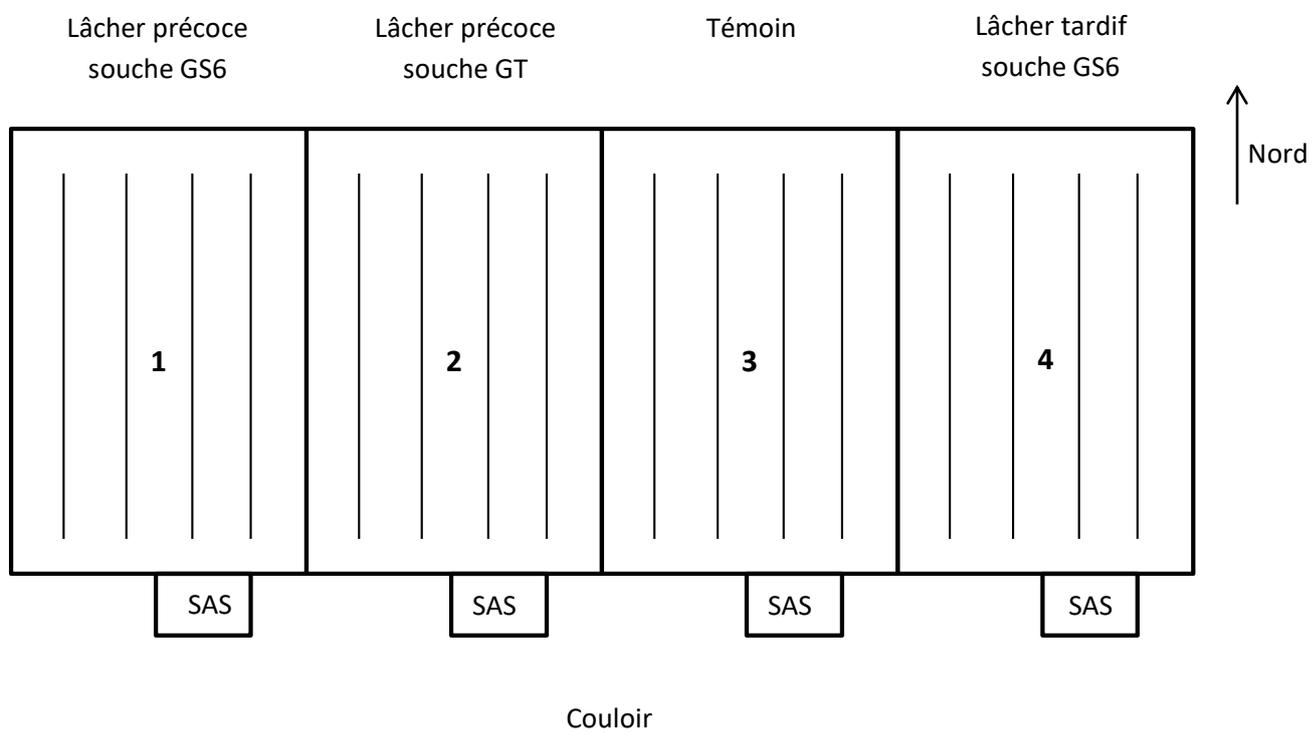
- John Fox** (2019) Package car.
- Kacsoh BZ, Schlenke TA** (2012) High Hemocyte Load Is Associated with Increased Resistance against Parasitoids in *Drosophila suzukii*, a Relative of *D. melanogaster*. *PLOS ONE* **7**: e34721
- Kanzawa T** (1939) Studies on *Drosophila suzukii* Mats. *Stud. Drosoph. Suzukii Mats*
- Kasuya N, Mitsui H, Ideo S, Watada M, Kimura MT** (2013) Ecological, morphological and molecular studies on *Ganaspis* individuals (Hymenoptera: Figitidae) attacking *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). *Appl Entomol Zool* **48**: 87–92
- Keane R** (2002) Exotic plant invasions and the enemy release hypothesis. *Trends Ecol Evol* **17**: 164–170
- Keesey IW, Knaden M, Hansson BS** (2015) Olfactory Specialization in *Drosophila suzukii* Supports an Ecological Shift in Host Preference from Rotten to Fresh Fruit. *J Chem Ecol* **41**: 121–128
- Kenis M, Tonina L, Eschen R, van der Sluis B, Sancassani M, Mori N, Haye T, Helsen H** (2017) Non-crop plants used as hosts by *Drosophila suzukii* in Europe (vol 89, pg 735, 2016). *J Pest Sci* **90**: 985–985
- Kim J, Kim J, Park CG** (2016) X-ray radiation and developmental inhibition of *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae). *Int J Radiat Biol* **92**: 849–854
- Kimura MT** (2004) Cold and heat tolerance of drosophilid flies with reference to their latitudinal distributions. *Oecologia* **140**: 442–449
- Kruger AP, Schlesener DCH, Martins LN, Wollmann J, Depra M, Garcia FRM** (2019) Radiation effects on *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) reproductive behaviour. *J Appl Entomol* **143**: 88–94
- Kruitwagen A, Beukeboom LW, Wertheim B** (2018) Optimization of native biocontrol agents, with parasitoids of the invasive pest *Drosophila suzukii* as an example. *Evol Appl* **11**: 1473–1497
- Landolt PJ, Adams T, Rogg H** (2012) Trapping spotted wing drosophila, *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae), with combinations of vinegar and wine, and acetic acid and ethanol. *J Appl Entomol* **136**: 148–154
- Lee JC, Bruck DJ, Dreves AJ, Ioriatti C, Vogt H, Baufeld P** (2011) In Focus: Spotted wing drosophila, *Drosophila suzukii*, across perspectives. *Pest Manag Sci* **67**: 1349–1351
- Lee JC, Dreves AJ, Cave AM, Kawai S, Isaacs R, Miller JC, Van Timmeren S, Bruck DJ** (2015) Infestation of Wild and Ornamental Noncrop Fruits by *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). *Ann Entomol Soc Am* **108**: 117–129
- Lee K-Z, Vilcinskas A** (2017) Analysis of virus susceptibility in the invasive insect pest *Drosophila suzukii*. *J Invertebr Pathol* **148**: 138–141
- Mazzetto F, Marchetti E, Amiresmaeili N, Sacco D, Francati S, Jucker C, Dindo ML, Lupi D, Tavella L** (2016) *Drosophila* parasitoids in northern Italy and their potential to attack the exotic pest *Drosophila suzukii*. *J Pest Sci* **89**: 837–850

- Melk JP, Govind S** (1999) Developmental analysis of *Ganaspis xanthopoda*, a larval parasitoid of *Drosophila melanogaster*. *J Exp Biol* **202**: 1885–1896
- Mitsui H, Achterberg KV, Nordlander G, Kimura MT** (2007) Geographical distributions and host associations of larval parasitoids of frugivorous Drosophilidae in Japan. *J Nat Hist* **41**: 1731–1738
- Nikolouli K, Colinet H, Renault D, Enriquez T, Mouton L, Gibert P, Sassu F, Caceres C, Stauffer C, Pereira R, et al** (2018) Sterile insect technique and *Wolbachia* symbiosis as potential tools for the control of the invasive species *Drosophila suzukii*. *J Pest Sci* **91**: 489–503
- Nomano FY, Kasuya N, Matsuura A, Suwito A, Mitsui H, Buffington ML, Kimura MT** (2017) Genetic differentiation of *Ganaspis brasiliensis* (Hymenoptera: Figitidae) from East and Southeast Asia. *Appl Entomol Zool* **52**: 429–437
- Panel ADC, Zeeman L, van der Sluis BJ, van Elk P, Pannebakker BA, Wertheim B, Helsen HHM** (2018) Overwintered *Drosophila suzukii* Are the Main Source for Infestations of the First Fruit Crops of the Season. *Insects* **9**: 145
- Paulhiac E** (2013) Etude expérimentale sur le ravageur émergent *Drosophila suzukii* - Démarche de protection intégrée cultre de fraisiers sous abris.
- Pellizzari G, Dalla Montà L** (2005) Alien insect and mite pests introduced to Italy in sixty years (1945-2004).
- Perrings C, Dehnen-Schmutz K, Touza J, Williamson M** (2005) How to manage biological invasions under globalization. *Trends Ecol Evol* **20**: 212–215
- Poyet M, Havard S, Prevost G, Chabrerie O, Doury G, Gibert P, Eslin P** (2013) Resistance of *Drosophila suzukii* to the larval parasitoids *Leptopilina heterotoma* and *Asobara japonica* is related to haemocyte load. *Physiol Entomol* **38**: 45–53
- R Core Team** (2018). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.
- Rossi Stacconi V, Amiresmaeli N, Biondi A, Carli C, Caruso S, Luisa Dindo M, Francati S, Gottardello A, Grassi A, Lupi D, et al** (2017) Host location and dispersal ability of the cosmopolitan parasitoid *Trichopria drosophilae* released to control the invasive spotted wing *Drosophila*. *Biol Control*. doi: 10.1016/j.biocontrol.2017.11.013
- Russel Lenth** (2019) Estimated Marginal Means.
- Shearer PW, West JD, Walton VM, Brown PH, Svetec N, Chiu JC** (2016) Seasonal cues induce phenotypic plasticity of *Drosophila suzukii* to enhance winter survival. *BMC Ecol* **16**: 11
- Stockton DG, Wallingford AK, Loeb GM** (2018) Phenotypic Plasticity Promotes Overwintering Survival in A Globally Invasive Crop Pest, *Drosophila suzukii*. *Insects*. doi: 10.3390/insects9030105
- Thistlewood HMA, Gill P, Beers EH, Shearer PW, Walsh DB, Rozema BM, Acheampong S, Castagnoli S, Yee WL, Smytheman P, et al** (2018) Spatial Analysis of Seasonal Dynamics and Overwintering of *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in the Okanagan-Columbia Basin, 2010–2014. *Environ Entomol* **47**: 221–232

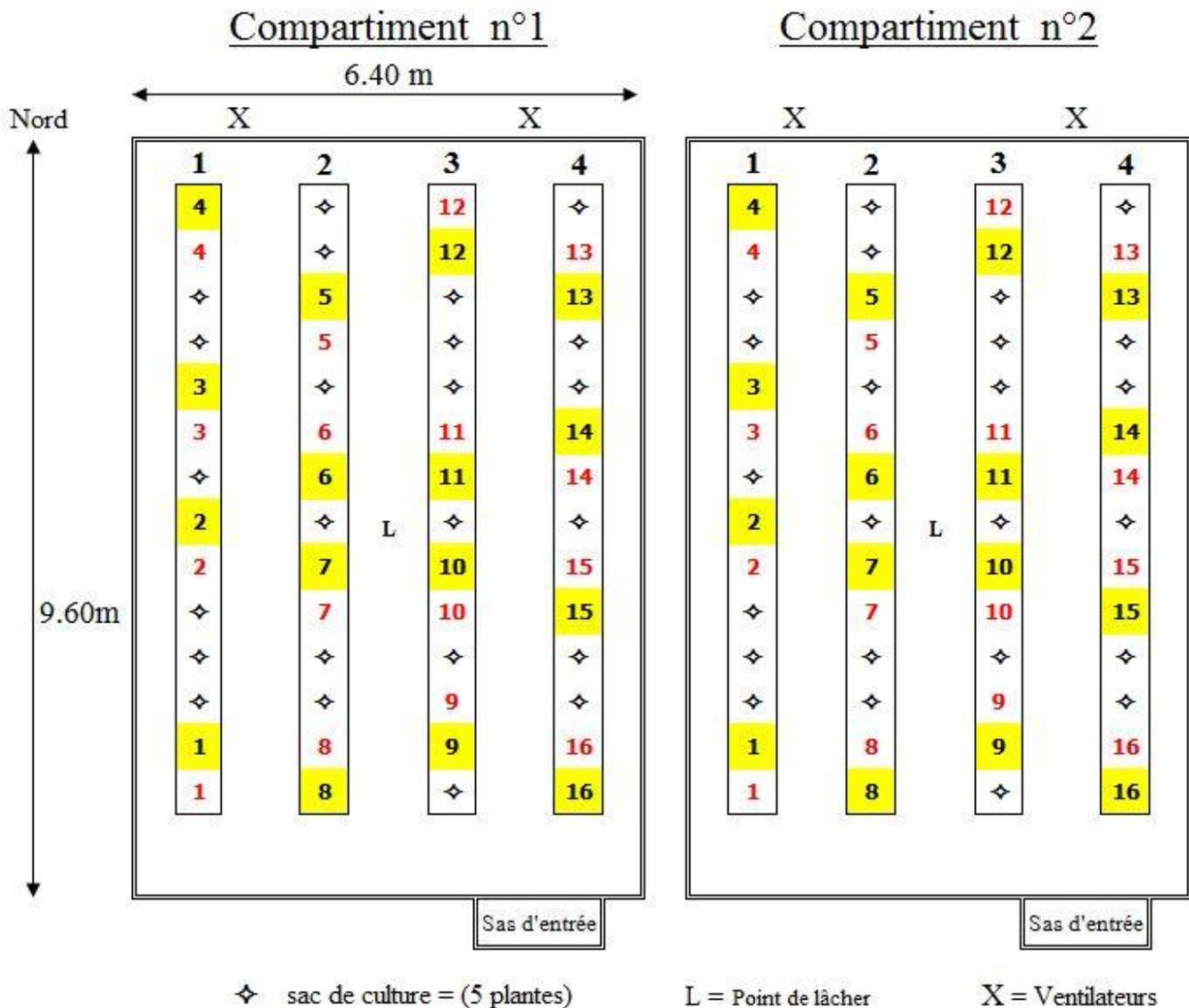
- Vlach J** (2010) Identifying *Drosophila suzukii*. https://www.ndermattbiocontrol.com/media/pdf/pests/identification_key_drosophila_suzukii.pdf
- Walsh DB, Bolda MP, Goodhue RE, Dreves AJ, Lee J, Bruck DJ, Walton VM, O'Neal SD, Zalom FG** (2011) *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae): Invasive Pest of Ripening Soft Fruit Expanding its Geographic Range and Damage Potential. *J Integr Pest Manag* **2**: G1–G7
- Wang X, Hogg BN, Hougardy E, Nance AH, Daane KM** (2019) Potential competitive outcomes among three solitary larval endoparasitoids as candidate agents for classical biological control of *Drosophila suzukii*. *Biol Control* **130**: 18–26
- Wang X-G, Kaçar G, Biondi A, Daane KM** (2016) Life-history and host preference of *Trichopria drosophilae*, a pupal parasitoid of spotted wing drosophila. *BioControl* **61**: 387–397
- Wang X-G, Nance AH, Jones JML, Hoelmer KA, Daane KM** (2018) Aspects of the biology and reproductive strategy of two Asian larval parasitoids evaluated for classical biological control of *Drosophila suzukii*. *Biol Control* **121**: 58–65
- Weydert C, Mandrin J-F, Trottin Y** (2014) *Drosophila suzukii* : connaissances et pistes de contrôle - Le point sur : les maladies et ravageurs. *Infos Ctifl* 26–36
- Weydert C, Mandrin J-F, Trottin Y** (2015) Le ravageur émergent *Drosophila suzukii* : Bilan de deux années d'étude dans le cadre du projet CASDAR. *Infos Ctifl*
- Wiman NG, Walton VM, Dalton DT, Anfora G, Burrack HJ, Chiu JC, Daane KM, Grassi A, Miller B, Tochen S, et al** (2014) Integrating Temperature-Dependent Life Table Data into a Matrix Projection Model for *Drosophila suzukii* Population Estimation. *PLoS ONE* **9**: e106909
- Zerulla FN, Schmidt S, Streitberger M, Zebitz CPW, Zelger R** (2015) On the overwintering ability of *Drosophila suzukii* in South Tyrol. *J Berry Res* **5**: 41–48
- Zhu C-J, Li J, Wang H, Zhang M, Hu H-Y** (2017) Demographic potential of the pupal parasitoid *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae) reared on *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). *J Asia-Pac Entomol* **20**: 747–751

ANNEXES

ANNEXE I : Plan de la serre



ANNEXE II : Plan de l'essai



C1 = faible DS x G souche 1

C2 = fort DS x G souche 1

C3 = témoin

C4 = faible DS x G souche 2

ANNEXE III : Script R – analyse des données brutes

```
## Modèle pour mesures répétées
library(lme4)
library(phia)
library(lsmmeans)

data<-read.table("donnees_essaiDS.txt",header=T)
attach(data)
summary(data)

#Du 7 au 21 juin
moda <- glmer(Nbdroso~as.factor(Cpt)*as.factor(Zone)+(1|DateRecolte), data=data3, family=poisson(link=log))
modb <- lmer(Nbdroso~as.factor(Cpt)*as.factor(Zone)+(1|DateRecolte), data=data3)
AIC(moda,modb) #AIC modb plus faible

plot(resid(modb)~fitted.values(modb))
hist(resid(modb))
plot(resid(modb)~data3$Cpt)
plot(resid(modb)~data3$Zone)
qqnorm(residuals(modb))
qqline(residuals(modb))

AIC(moda,modb) #AIC modb plus faible

Anova(modb,type = "II",test.statistic = "Chisq") #effet compartiment
summary(modb)
testInteractions(modb, pairwise="Cpt", random="DateRecolte", adjustment="fdr")

a = lsmmeans(modb,specs = "Cpt",type="response", by="Zone")
a
pairs(a)

> pairs(a)
Zone = 1:
  contrast estimate   SE df t.ratio p.value
1 - 2      -2.42  5.25 133 -0.461  0.8898
1 - 3     -11.83  5.25 133 -2.255  0.0659
2 - 3      -9.42  5.25 133 -1.794  0.1754

Zone = 2:
  contrast estimate   SE df t.ratio p.value
1 - 2      -4.27  4.69 133 -0.909  0.6356
1 - 3     -15.93  4.69 133 -3.395  0.0026
2 - 3     -11.67  4.69 133 -2.486  0.0375

Zone = 3:
  contrast estimate   SE df t.ratio p.value
1 - 2      -5.71  3.97 133 -1.440  0.3232
1 - 3     -10.57  3.97 133 -2.665  0.0234
2 - 3      -4.86  3.97 133 -1.224  0.4409

P value adjustment: tukey method for comparing a family of 3 estimates
```

```

#Du 28 juin au 26 juillet
moda <- glmer(Nbdroso~as.factor(Cpt)*as.factor(Zone)+(1|DateRecolte), data=data2, family="poisson")
modb <- lmer(Nbdroso~as.factor(Cpt)*as.factor(Zone)+(1|DateRecolte), data=data2)
AIC(moda,modb) #AIC modb plus faible

plot(resid(modb)~fitted.values(modb))
hist(resid(modb))
plot(resid(modb)~data2$Cpt)
plot(resid(modb)~data2$Zone)

Anova(modb,type = "II",test.statistic = "Chisq") #effet compartiment
summary(modb)
testInteractions(modb, pairwise="cpt", random="DateRecolte", adjustment="fdr")

a = lsmeans(modb,specs = "cpt",type="response", by="Zone")
a
pairs(a)

```

```

> pairs(a)
Zone = 1:

```

contrast	estimate	SE	df	t.ratio	p.value
1 - 2	-14.70	9.82	304	-1.498	0.4402
1 - 3	-5.90	9.82	304	-0.601	0.9317
1 - 4	-18.30	9.82	304	-1.864	0.2457
2 - 3	8.80	9.82	304	0.897	0.8066
2 - 4	-3.60	9.82	304	-0.367	0.9831
3 - 4	-12.40	9.82	304	-1.263	0.5870

```

Zone = 2:

```

contrast	estimate	SE	df	t.ratio	p.value
1 - 2	-27.00	8.78	304	-3.075	0.0122
1 - 3	-4.96	8.78	304	-0.565	0.9424
1 - 4	-5.52	8.78	304	-0.629	0.9228
2 - 3	22.04	8.78	304	2.510	0.0603
2 - 4	21.48	8.78	304	2.447	0.0707
3 - 4	-0.56	8.78	304	-0.064	0.9999

```

Zone = 3:

```

contrast	estimate	SE	df	t.ratio	p.value
1 - 2	-21.31	7.42	304	-2.873	0.0225
1 - 3	-5.34	7.42	304	-0.720	0.8891
1 - 4	-15.37	7.42	304	-2.072	0.1648
2 - 3	15.97	7.42	304	2.153	0.1391
2 - 4	5.94	7.42	304	0.801	0.8539
3 - 4	-10.03	7.42	304	-1.352	0.5308

P value adjustment: tukey method for comparing a family of 4 estimates

ANNEXE IV : Script R – analyse date par date

```
##Analyse date à date
library(agricolae)

#14 JUIN
DR14<-subset(data,DateRecolte=="14-juin")
attach(DR14)
mod <- lm(formula=Nbdroso~as.factor(Cpt))
plot(mod$fitted.values~mod$residuals)
hist(resid(mod))
plot(resid(mod)~DR14$Cpt)
plot(resid(mod)~DR14$Zone)
summary(aov(mod)) #significatif
sortie<-HSD.test(mod,"as.factor(Cpt)",45,77.4,group = T, console = T,
                main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement")

sortie
par(cex=0.7, cex.axis=1)
plot(sortie,ylab="Nombre de droso par placette", xlab="Modalités traitements",
      main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement", cex.main=1.2)

#21 JUIN
DR21<-subset(data,DateRecolte=="21-juin")
attach(DR21)
summary(DR21)
mod <- lm(formula=Nbdroso~as.factor(Cpt))
plot(mod$fitted.values~mod$residuals)
hist(resid(mod))
plot(resid(mod)~DR21$Cpt)
plot(resid(mod)~DR21$Zone)
summary(aov(mod)) #5
sortie<-HSD.test(mod,"as.factor(Cpt)",39,254.5,group = T, console = T,
                main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement")

sortie
par(cex=0.7, cex.axis=1)
plot(sortie,ylab="Nombre de droso par placette", xlab="Modalités traitements",
      main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement", cex.main=1.2)
```

Study: Comparaison pop droso en fonction du traitement

HSD Test for Nbdroso 21 juin

Mean Square Error: 239.3861

as.factor(Cpt), means

	Nbdroso	std	r	Min	Max
1	1.7500	3.678768	16	0	15
2	9.5625	17.037092	16	0	60
3	26.3125	20.355896	16	5	73

Alpha: 0.05 ; DF Error: 45

Critical Value of Studentized Range: 3.427507

Minimum Significant Difference: 13.25769

Treatments with the same letter are not significantly different.

Nbdroso	groups
3 26.3125	a
2 9.5625	b
1 1.7500	b

```

#28 JUIN
DR28<-subset(data,DateRecolte=="28-juin")
attach(DR28)
mod <- lm(formula=Nbdroso~as.factor(Cpt))
plot(mod$fitted.values~mod$residuals)
hist(resid(mod))
plot(resid(mod)~DR28$Cpt)
plot(resid(mod)~DR28$Zone)
summary(aov(mod)) #Non significatif

#05 JUILLET
DR05<-subset(data,DateRecolte=="05-juil")
attach(DR05)
mod <- lm(formula=Nbdroso~as.factor(Cpt))
plot(mod$fitted.values~mod$residuals)
hist(resid(mod))
plot(resid(mod)~DR05$Cpt)
plot(resid(mod)~DR05$Zone)
summary(aov(mod)) #Non significatif

#12 JUILLET
DR12<-subset(data,DateRecolte=="12-juil")
attach(DR12)
mod <- lm(formula=Nbdroso~as.factor(Cpt))
plot(mod$fitted.values~mod$residuals)
hist(resid(mod))
plot(resid(mod)~DR12$Cpt)
plot(resid(mod)~DR12$Zone)
summary(aov(mod)) #significatif
sortie<-HSD.test(mod,"as.factor(Cpt)",60,754,group = T, console = T,
                main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement")
sortie
par(cex=0.7, cex.axis=1)
plot(sortie, ylab="Nombre de droso par placette", xlab="Modalités traitements",
      main = "Comparaison pop droso en fonction du traitement", cex.main=1.2)

```

Study: Comparaison pop droso en fonction du traitement

HSD Test for Nbdroso 12 juillet

Mean Square Error: 753.8021

as.factor(Cpt), means

Nbdroso	std	r	Min	Max
1 35.0000	28.05946	16	3	97
2 58.3750	38.62620	16	9	143
3 22.6875	21.90196	16	1	74
4 34.9375	16.00612	16	10	60

Alpha: 0.05 ; DF Error: 60

Critical Value of Studentized Range: 3.737089

Minimum Significant Difference: 25.65087

Treatments with the same letter are not significantly different.

Nbdroso	groups
2 58.3750	a
1 35.0000	ab
4 34.9375	ab
3 22.6875	b

Annexe V : Script R – analyse des données climatiques

```
# Données climatiques

dataclim<-read.table("donneesclimat_essais.txt",header=T)
attach(dataclim)
summary(dataclim)

hist(TMoyJour) #loi normale

modclim<-lm(TMoyJour~as.factor(Cpt))
anova(modclim)
summary(modclim)
qqnorm(residuals(modclim))
qqline(residuals(modclim))
plot(fitted(modclim)~TMoyJour)

modclim2<-lm(HygMoy~as.factor(Cpt))
anova(modclim2)
summary(modclim2)
qqnorm(residuals(modclim2))
qqline(residuals(modclim2))
plot(fitted(modclim)~HygMoy)

comp<-aov(HygMoy~as.factor(Cpt))
TukeyHSD(comp,"as.factor(Cpt)")

> TukeyHSD(comp,"as.factor(Cpt)")
  Tukey multiple comparisons of means
    95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = HygMoy ~ as.factor(Cpt))

$`as.factor(Cpt)`
      diff      lwr      upr      p adj
2-1  0.02339115 -0.02211658  0.0688988870 0.5475864
3-1 -0.02147894 -0.06698667  0.0240287972 0.6167090
4-1 -0.03447952 -0.07998725  0.0110282173 0.2075515
3-2 -0.04487009 -0.09037782  0.0006376449 0.0549388
4-2 -0.05787067 -0.10337840 -0.0123629349 0.0061256
4-3 -0.01300058 -0.05850831  0.0325071549 0.8824667
```

	Diplôme : Diplôme d'Ingénieur de l'Institut Supérieur des Sciences Agronomiques, Agroalimentaires Horticoles et du Paysage Spécialité : Horticulture Spécialisation / option : Protection des Plantes et Environnement en Horticulture Enseignant référent : Bruno JALOUX
Auteur : Pauline PASSERI Date de naissance : 22/09/95	Organisme d'accueil : CTIFL Adresse : CTIFL 751 chemin de Balandran
Nb pages : 28 Annexe(s) : 5	30127, Bellegarde
Année de soutenance : 2019	Maître de stage : Benjamin GARD
Titre français : Etude de l'efficacité du parasitoïde exotique <i>Ganaspis cf. brailiensis</i> pour la gestion de <i>Drosophila suzukii</i> , ravageur invasif en culture de fraise sous abri Titre anglais: Efficiency of the larval parasitoid <i>Ganaspis cf. brasiliensis</i> for the control of <i>Drosophila suzukii</i> in strawberry crop under shelter	
Résumé : <i>Drosophila suzukii</i> est une espèce invasive hautement polyphage originaire d'Asie qui s'attaque particulièrement aux petits fruits rouges. Sa capacité à pondre dans les fruits sains cause d'importants dégâts en culture de cerises et de fraises, notamment. A ce jour, il n'y a pas de méthode de lutte satisfaisante contre ce ravageur tant au niveau sanitaire qu'environnemental, c'est pourquoi la lutte biologique est un levier d'action fortement étudié. Les parasitoïdes indigènes ne présentant pas une solution adéquate, l'intérêt s'est donc porté vers les parasitoïdes exotiques. Dans le cadre du projet CASDAR DS ² , le parasitoïde larvaire <i>Ganaspis cf. brasiliensis</i> a ainsi été retenu comme candidat potentiel pour la lutte par acclimatation en raison de sa spécificité pour <i>D. suzukii</i> et de son efficacité dans son aire d'origine. Deux souches de <i>G. cf. brasiliensis</i> , issues d'évaluations préliminaires en laboratoire, ont été testées dans cet essai, en serre confinée, en culture de fraise hors-sol. Des lâchers de <i>G. cf. brasiliensis</i> ont été réalisés dans 3 compartiments de serre étanches de 60m ² , sur une culture de fraise préalablement infestée par <i>D.suzukii</i> et comparés à un témoin non traité. Cependant, aucun parasitoïde n'a émergé des fruits prélevés chaque semaine. Cet essai n'a donc pas permis de conclure sur l'intérêt du parasitoïde comme agent de lutte biologique. Des études supplémentaires seront menées dans les prochaines années afin de déterminer la réelle efficacité du parasitoïde.	
Abstract: <i>Drosophila suzukii</i> is a highly polyphagous invasive pest from Asia which mainly attacks soft fruits. Its ability to lay eggs in ripe or ripening berries causes important damage, as in cherry and strawberry crops. Until now, there is no satisfying control method in terms of efficacy and environment safety. In that regard, biological control is a lever widely studied. Indigenous parasitoids have not shown enough efficacy so scientific interest is now focused on exotic parasitoids. As part of the CASDAR project DS ² , larval parasitoid <i>Ganaspis cf. brasiliensis</i> has been chosen as a potential candidate for biological control because of its specificity for <i>D. suzukii</i> and its efficiency in its native area. Two strains of <i>G. cf. brasiliensis</i> , that have been selected in previous laboratory tests, have been tested in the present study. Releases of <i>G. cf. brasiliensis</i> were carried out in 3 insect-proof greenhouse compartments of 60m ² , on a strawberry crop previously infested with <i>D. suzukii</i> , and compared to untreated control. However, no parasitoid emerged from the fruits collected each week. Therefore, this trial did not allow us to conclude on the potential of the parasitoid as a biological control agent. Further studies are needed in order to conclude about the efficiency of the parasitoid.	
Mots-clés : drosophile à ailes tachetées, parasitoïde larvaire, lutte biologique par acclimatation, culture hors-sol, serre confinée Key Words: spotted wing drosophila, larval parasitoid, classic biological control, soil-less culture, quarantine greenhouse	