



HAL
open science

Stratégies de lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique

Margaux Decosse

► **To cite this version:**

Margaux Decosse. Stratégies de lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique. Sciences du Vivant [q-bio]. 2024. dumas-04773049

HAL Id: dumas-04773049

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04773049v1>

Submitted on 8 Nov 2024

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

L'Institut Agro Rennes-Angers

Site d'Angers Site de Rennes

Année universitaire : 2023-2024

Spécialité : Horticulture

Spécialisation (et option éventuelle) :

Protection des Plantes et Environnement en Horticulture

Mémoire de fin d'études

d'ingénieur de l'Institut Agro Rennes-Angers (Institut national d'enseignement supérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

de master de l'Institut Agro Rennes-Angers (Institut national d'enseignement supérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

de l'Institut Agro Montpellier (étudiant arrivé en M2)

d'un autre établissement (étudiant arrivé en M2)

Stratégies de lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique

Par : Margaux Decosse



Soutenu à Angers le 12/09/24

Devant le jury composé de :

Président : Nicolas Chen

Maître de stage : Richard Lothion

Enseignant référent : Benjamin Carbonne

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle de l'Institut Agro Rennes-Angers

Ce document est soumis aux conditions d'utilisation « Paternité-Pas d'Utilisation Commerciale-Pas de Modification 4.0 France » disponible en ligne <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.fr>



Remerciements

Je souhaite tout d'abord remercier le CTIFL, et plus particulièrement Thierry Genter, directeur du centre opérationnel de la Morinière et Claude Coureau, responsable de l'unité DITA pour m'avoir accueillie pour mon stage de fin d'études.

Je remercie très sincèrement Richard Lothion qui m'a encadrée lors de ce stage, pour son accompagnement, la confiance qu'il m'a accordée, le partage de ses connaissances et le temps passé à corriger ce mémoire. C'était un plaisir de travailler à tes côtés.

Je remercie également Benjamin Carbonne, tuteur de stage, pour son accompagnement et ses précieux conseils notamment en statistiques. Merci aussi de nous avoir révélé le secret de la technique pour faire vomir les carabes !

Je remercie l'ensemble de l'équipe de la Morinière pour les échanges et le partage de leurs connaissances ainsi que pour les petits moments de convivialité autour du gâteau hebdomadaire.

Je voulais remercier particulièrement la chouette équipe de stagiaires qui sont devenus des amis, Aude, Clotilde et Noémie, pour les supers moments passés ensemble au cours de ces 6 mois.

Je remercie également l'ensemble de l'équipe pédagogique de PPEH, Bruno Jaloux, Benjamin Carbonne, Yann Tricault, Nicolas Chen, Alexandre Degrave, Valérie Leclerc, Vanessa Soufflet-Freslon, sans oublier Anne, Christelle et Thierry. Merci pour vos enseignements et votre pédagogie.

Enfin, je tenais à remercier profondément mes camarades et amis de PPEH, Aude, Rémi, Thomas, Victorine, Emma, Nolwenn, Louis, Julie, Indi, Anaïs et Florie. Merci pour cette super année les Megachiles !

Table des matières

Introduction.....	1
I. La pomme biologique en France	1
II. L'hoplocampe du pommier, un ravageur secondaire émergent.....	2
Identification.....	2
Cycle de vie et dégâts	2
Les modèles biologiques, des Outils d'Aide à la Décision pour optimiser la lutte.....	3
Méthodes de lutte en production biologique	4
III. Contexte et objectifs de l'étude.....	7
Matériel et méthode	9
I. Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro	9
Présentation du site d'étude	9
Suivi biologique	9
Modélisation.....	10
II. Évaluation de différentes méthodes de lutte alternatives contre l'hoplocampe du pommier .	10
Piégeage massif des adultes.....	10
Produits larvicides sur jeunes larves	11
Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes	12
II. Analyses statistiques.....	13
Modélisation.....	13
Piégeage massif des adultes.....	14
Produits larvicides sur jeunes larves	14
Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes	14
Résultats	15
I. Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro ..	15
Suivi du cycle biologique en verger	15
Suivi du cycle biologique via la modélisation	15
II. Évaluation de différentes méthodes de lutte alternatives contre l'hoplocampe du pommier .	16
Piégeage massif des adultes.....	16
Produits larvicides sur jeunes larves	17
Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes	17
Discussion	19
I. Fiabilité de la modélisation	19
II. Efficacité des méthodes de lutte alternatives	20
Piégeage massif des adultes.....	20
Produits larvicides sur jeunes larves	21

Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes	23
Coûts et faisabilités des différentes méthodes de lutte testées.....	24
Conclusion	25
Bibliographie.....	26
Sitographie.....	31

Glossaire

Hémocoèle : cavité dans laquelle circule l'hémolymphe.

Synovigène : se dit d'un insecte qui continue à produire des œufs s'il est nourri de façon adéquate.

Protection Fruitière Intégrée : mode de production fruitière visant à minimiser l'utilisation et les impacts des produits phytosanitaires chimiques en encourageant les mécanismes naturels.

Liste des abréviations

AB : Agriculture Biologique

APrHoPo : Améliorer la Protection des vergers biologiques contre l'Hoplocampe du Pommier

CTIFL : Centre Technique Interprofessionnel des Fruits et Légumes

DITA : Durabilité des itinéraires Techniques en Arboriculture

GLM : Generalized Linear Model

GLMM : Generalized Linear Mixed Model

HT : Hors Taxes

IFT : Indice de Fréquence de Traitement

OAD : Outil d'Aide à la Décision

PFI : Protection Fruitière Intégrée

RPD : Redevance pour Pollution Diffuse

UV : Ultra-Violet

Liste des figures

- Figure 1 : Œuf, larve de premier stade, larve de dernier stade, cocon et adulte d'*H.testidunea* (Source personnelle)
- Figure 2 : Cycle de vie de *H. testudinea*, d'après D'Allibert 2022
- Figure 3 : Piqûre d'oviposition (a), dégâts primaires (b ; c), dégâts secondaires (d ; e) (source personnelle)
- Figure 4 : Modélisation 2024 du cycle biologique de l'hoplocampe avec l'OAD RIMpro (Source personnelle)
- Figure 5 : Parcellaire du centre technique de la Morinière d'après d'Allibert, 2022
- Figure 6 : Disposition des pièges pour le suivi des adultes (source personnelle)
- Figure 7 : Piège Rebell® blanc (source personnelle)
- Figure 8 : Piqûre d'oviposition sur une fleur dont les pétales ont été enlevés (source personnelle)
- Figure 9 : Dégâts secondaire d'*H. testidunea* (source personnelle)
- Figure 10 : Localisation des essais piégeages et produits larvicides sur les parcelles P21 et P23 (source personnelle)
- Figure 11 : Bandes CatchIt® (source personnelle)
- Figure 12 : Plan de l'essai piégeage massif (source personnelle)
- Figure 13 : Schéma de la répartition des notations sur une parcelle élémentaire pour les essais piégeage massif et produits larvicides (source personnelle)
- Figure 14 : Plan de l'essai produits larvicides (source personnelle)
- Figure 15 : Schéma (Miniou, 2023) et photos (source personnelle) du dispositif expérimental de l'essai nématodes et champignons entomopathogènes
- Figure 16 : Dispositifs en laboratoire (source personnelle)
- Figure 17 : Dispositifs en verger et traitement (source personnelle)
- Figure 18 : Larve morte et cocon (source personnelle)
- Figure 19 : Dynamique de vol des adultes sur les 12 pièges Rebell® du 22/03 au 30/04 et évolution des conditions climatiques (les lettres de D à I correspondent aux stades phénologiques du pommier)
- Figure 20 : Nombre moyen d'hoplocampes capturés par piège depuis 2018 (La grande variabilité des écarts types s'explique par le fait que la moyenne d'hoplocampes capturés a été calculée à partir des captures par date sur la période. Les captures étant très hétérogènes en fonction du moment du cycle, cela explique la variabilité.)
- Figure 21 : Évolution du stade de développement des hoplocampes dans les fleurs piquées (OR = Œil Rouge)
- Figure 22 : Évolution de la proportion de larves d'hoplocampes dans les fruits présentant des dégâts secondaires
- Figure 23 : Modélisation du cycle de l'hoplocampe pour la Morinière avec l'OAD RIMpro sans biofix
- Figure 24 : Modélisation du cycle de l'hoplocampe pour la Morinière avec l'OAD RIMpro avec biofix
- Figure 25 : Proportion moyenne d'hoplocampes capturés en fonction de la hauteur sur le piège (p-value du test de significativité = 1,257e-09)
- Figure 26 : Proportion moyenne d'hoplocampes capturés en fonction de l'orientation est/ouest du piège (p-value du test de significativité = 1,058e-05)
- Figure 27 : Proportion moyenne de capture d'auxiliaires, d'hoplocampes et d'autres insectes par piège
- Figure 28 : Proportion moyenne de capture d'auxiliaires et d'hoplocampes par piège
- Figure 29 : Proportion moyenne de corymbes touchés par l'hoplocampe avec le piégeage massif en comparaison des références biologiques et conventionnelles et d'un témoin non traité (T0) (T1 : Karaté Zéon® ; T2 : Bandes CachIt® ; T3 : Quassol®) (p-value du test de significativité = 3,581e-15)
- Figure 30 : Proportion moyenne de corymbes touchés par bloc (gradient nord/sud) pour l'essai piégeage massif (p-value du test de significativité = 0,0007202)

Figure 31 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction des différents traitements larvicides en comparaison d'un témoin non traité (T0) (T1 : Karaté Zéon® ; T2 : Quassol® ; T3 : Quassol® + Heliosol® ; T4 : Success™ 4 ; T5 : NeemazaL®-T/S) (p-value du test de significativité = 4,892e-09)

Figure 32 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction de la hauteur sur l'arbre (p-value du test de significativité < 2,2e-16)

Figure 33 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction de l'orientation est/ouest (p-value du test de significativité > 0,05)

Figure 34 : Proportion moyenne de corymbes touchés par bloc pour l'essai larvicides (p-value du test de significativité = 9,919e-05)

Figure 35 : Proportion moyenne de larves d'hoplocampes vivantes, mortes et en diapause pour le traitement aux nématodes et champignon en comparaison d'un témoin non traité (T0) en conditions contrôlées (T1 : demi-dose de nématodes ; T2 : simple dose de nématodes ; T3 : double dose de nématodes ; T4 : LALGUARD M52 OD) (p-value du test de significativité pour 'morte' = 8,355e-06 ; p-value pour 'diapause' = 0,001882 ; autres p-value > 0,05)

Figure 36 : Proportion moyenne de larves d'hoplocampes vivantes, mortes et en diapause en fonction du traitement simple dose de nématodes (T1) en comparaison d'un témoin non traité (T0) en verger (p-value des tests de significativité > 0,05).

Liste des tableaux

Table 1 : Résumé des différentes méthodes de lutttes contre l'hoplocampe du pommier (Jaworska, 1979 ; Swiergiel et al, 2016 ; Jacquot et al, 2019 ; Vincent et al, 2019)

Table 2 : Modalités de l'essai piégeage massif

Table 3 : Modalités de l'essai larvicides

Table 4 : Modalités de l'essai nématodes et champignons entomopathogènes

Table 5 : Comparaison des dates clés du cycle biologique de l'hoplocampe entre les données terrains et la modélisation. (+ : jours de retard par rapport au terrain ; - : jours d'avance par rapport au terrain) (** : p-value < 0,001 ; * : p-value < 0,01)

Table 6 : Coûts (HT) des stratégies testées sans Redevance pour Pollution Diffuse (RPD) selon Lothion 2024.

Liste des annexes

Annexe I : Protocole de dissection des fleurs (source personnelle)

Annexe I : partie 2

Annexe II : Modèles nuls pour la modélisation

Annexe III : GLMM pour l'analyse des captures d'hoplocampe de l'essai piégeage massif

Annexe IV : GLMM pour l'analyse du piégeage massif

Annexe IV : partie 2

Annexe V : GLMM pour l'analyse des produits larvicides sur jeunes larves

Annexe V : partie 2

Annexe VI : GLM pour l'analyse des traitements nématodes et champignons en laboratoire

Annexe VI : partie 2

Annexe VII : GLM pour l'analyse des traitements nématodes et champignons en verger

Annexe VII : Partie 2

Introduction

I. La pomme biologique en France

La filière pomme, biologique et conventionnelle confondues, représente une grande partie de la production française de fruits. En effet, en 2022, les pommes de table représentaient 66 % en volume de la production fruitière française (FranceAgriMer, 2024a). En surface, cela représente 39 445 ha en 2022, soit 16% des surfaces fruitières totales, pour une production de 1 446 027 t (FranceAgriMer, 2024b). Cela s'accorde avec le fait que la pomme se trouve être le fruit le plus consommé des Français avec en moyenne 16 kg de pommes mangées par an par ménage [1].

Bien que le contexte économique actuel ait tendance à limiter son essor, l'agriculture biologique a connu une forte dynamique de développement ces dernières années, encouragée par l'intérêt que lui porte les consommateurs tant pour des raisons de santé qu'environnementales. La pomme ne fait pas exception, étant donné qu'elle occupe en 2019 la première place des productions fruitières certifiées Agriculture Biologique (AB) en France avec 5 500 ha [2]. De 2018 à 2021, la superficie du verger de pomme de table AB est passée de 4 500 ha à 8 400 ha, ce qui représente 22 % de la superficie totale du verger français. Le volume annuel de production atteint plus de 200 000 tonnes en 2022 et a presque été multiplié par deux depuis 2019 (Plumecocq, 2023). Il faut également prendre en compte les surfaces en conversion, soit environ 2 500 hectares en 2021 (Plumecocq, 2023). Bien que ces chiffres montrent le dynamisme de la filière biologique, ils ne doivent pas masquer pour autant les difficultés auxquelles les arboriculteurs doivent faire face.

Les producteurs doivent gérer plusieurs contraintes dans un contexte d'inflation. L'augmentation des coûts de production ces dernières années ainsi que la baisse du pouvoir d'achat des consommateurs fragilisent la production (Marchand, 2024).

Le pommier étant exposé à de nombreux bioagresseurs, son indice de fréquence de traitement (IFT) moyen est supérieur à 30, soit bien plus élevé que celui des autres productions fruitières (Agrete, 2021). Les arboriculteurs biologiques sont d'autant plus impactés, qu'il existe peu de solutions alternatives aux produits utilisés en agriculture conventionnelle. De plus, cette protection est nécessaire puisqu'elle garantit une production saine et de qualité comme l'attend le consommateur. Les producteurs doivent ainsi faire face à plusieurs contraintes en termes de protection. Premièrement, le statut réglementaire instable de plusieurs substances pèse sur la production. En effet, plusieurs substances utilisables en AB sont aujourd'hui soumises à des dérogations d'utilisation (Codinie, 2023). Deuxièmement, certaines solutions biologiques qui sont homologuées voient apparaître des résistances. Par exemple, c'est le cas pour le virus de la granulose, utilisé dans la lutte contre le carpocapse en vergers conduits en AB (Lopez-Ferber et al, 2015). Finalement, les arboriculteurs biologiques observent la résurgence de ravageurs dits secondaires. Ces derniers peuvent engendrer localement des dégâts conséquents parfois même supérieurs aux dommages causés par des ravageurs plus répandus, mais pour lesquels il existe davantage de solutions de lutte. L'hoplocampe du pommier, *Hoplocampa testidunea* est l'un de ces ravageurs secondaires dommageable sur pommier.

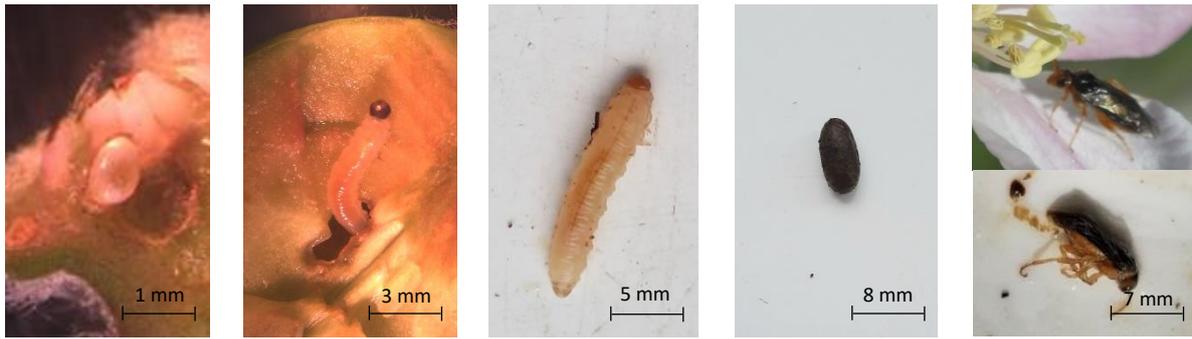


Figure 1 : Œuf, larve de premier stade, larve de dernier stade, cocon et adulte d'*H.testudinea* (Source personnelle)

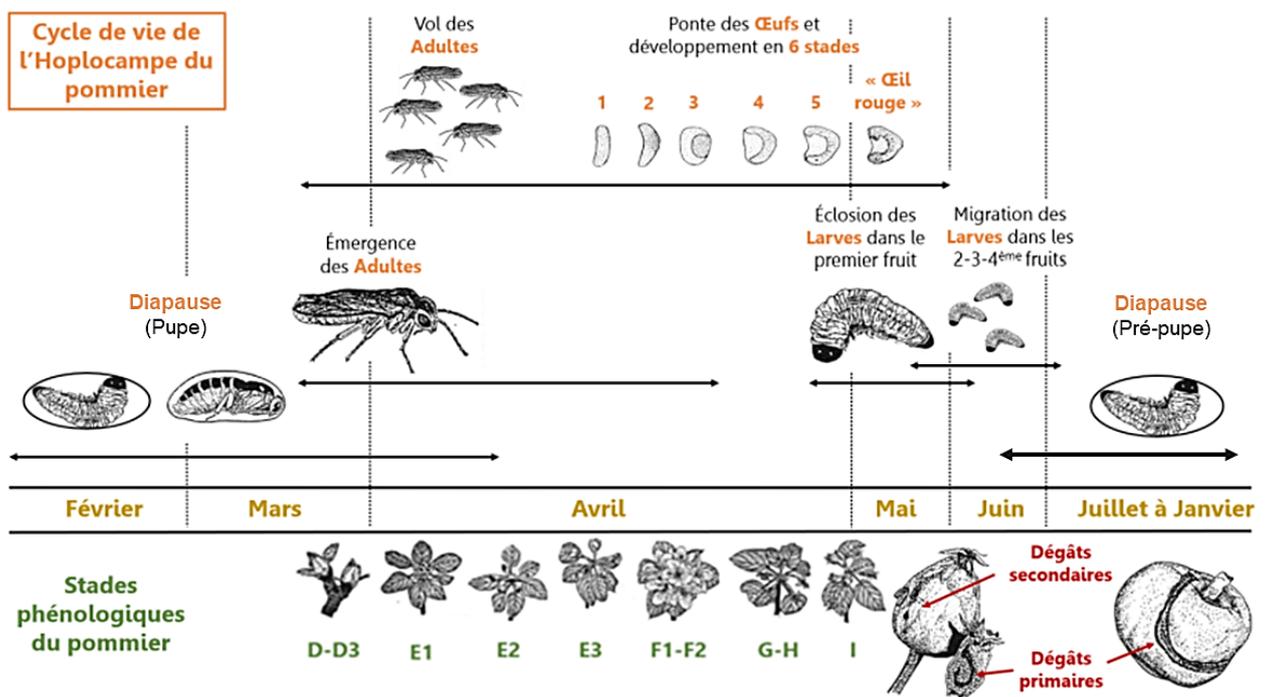


Figure 2 : Cycle de vie de *H. testudinea*, d'après D'Allibert 2022

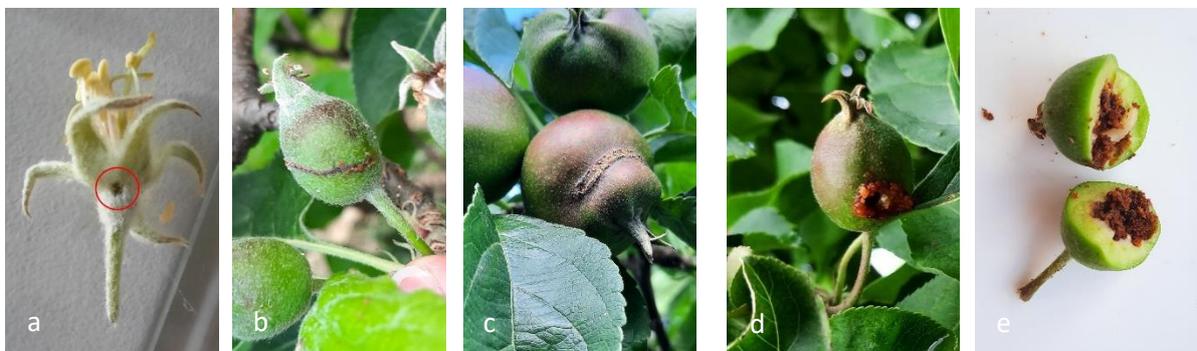


Figure 3 : Piqûre d'oviposition (a), dégâts primaires (b ; c), dégâts secondaires (d ; e) (source personnelle)

II. L'hoplocampe du pommier, un ravageur secondaire émergent

L'hoplocampe du pommier, *H. testudinea* (Klug), est un ravageur secondaire « émergent ». Il ne posait plus de problèmes importants depuis plusieurs années. Cependant, l'augmentation de l'utilisation des produits spécifiques accompagnée par le retrait des produits à large spectre peuvent expliquer son retour dans les vergers.

En France, sa présence n'est pas systématique dans les vergers de pommiers mais il est présent dans l'ensemble des bassins de production. En cas de forte pression dans les parcelles infestées, les dégâts peuvent aller jusqu'à 90 % de fruits atteints (Miles, 1932). Il est particulièrement préjudiciable en agriculture biologique mais peut également avoir un impact sur les productions conventionnelles (Parveaud et al, 2016).

Identification

L'hoplocampe du pommier appartient à l'ordre des hyménoptères et à la famille des Tenthredinidées [3]. Les espèces du genre *Hoplocampa* sont toutes des espèces spécifiques des Rosacées. *Hoplocampa testudinea* est la seule espèce associée au pommier. Décrit pour la première fois en 1816 par Friedrich Klug, *H. testudinea* est présent dans les régions tempérées d'Europe et se fait rare en Méditerranée. Il a été introduit accidentellement en Amérique du Nord dans les années 40 (Vincent et al, 2019).

Les adultes (figure 1) mesurent 6 à 8 mm et possèdent une face dorsale noire brillante et une face ventrale orange (Miles, 1932). Leurs œufs (figure 1) sont blancs translucides et mesurent 1 mm (Parveaud et al, 2016 ; Dicker 1953). Trapman (2016), décrit 6 stades d'œufs, dont le dernier, appelé œil rouge, est particulièrement caractéristique : l'œil rouge de la larve est visible à travers les parois de l'œuf. Après éclosion, 5 stades larvaires se succèdent pendant environ 4 semaines (Miles, 1932). Les larves (figure 1) possèdent 3 paires de pattes thoraciques et 6 paires de fausses pattes abdominales. Leur corps est blanc jaunâtre et leur tête de couleur brune. Elles mesurent de 2 mm au premier stade à 12 mm au dernier. Enfin, les cocons sont noirs, d'aspect soyeux et mesurent 7 mm (figure 1) (Miles, 1932 ; Parveaud et al, 2016).

Cycle de vie et dégâts

Hoplocampa testudinea est une espèce qui effectue un seul vol dans l'année et dont le cycle (figure 2) est lié aux stades phénologiques de son unique hôte, le pommier. Ils passent l'hiver sous forme de cocon dans le sol. Les larves matures entrent dans le sol en juin/juillet et entrent en diapause jusqu'au printemps suivant (Miles, 1932).

Les adultes émergent fin mars – début avril ce qui correspond à la fin d'apparition de l'inflorescence (stade E1 à E3). L'émergence des adultes dépend fortement de la température (Graf et al, 2001). En conditions contrôlées, il a été montré que les adultes ont une durée de vie moyenne de 6 à 9 jours. Dans certaines conditions de terrain à 10°C, elle peut aller jusqu'à 22 jours (Graf et al, 2001). Toutes les larves ne se transforment pas en nymphe l'année suivant leur entrée dans le sol. Certaines peuvent rester en diapause jusqu'à l'année d'après (Kuenen et al, 1951). Ce ravageur s'attaque principalement aux variétés précoces ou modérément précoces. Le début du vol des adultes correspond donc généralement à la période de début de floraison de ces variétés. Cependant, les stades de développement du pommier dépendent principalement de la température de l'air alors que l'émergence des hoplocampes adultes est déterminée par la température du sol. Les sommes de températures cumulées dans le sol et dans l'air peuvent être différentes. D'une année à l'autre, l'émergence des adultes peut donc être décalée par rapport à la période de floraison (Graf et al, 1996). L'accouplement se fait après l'émergence et les femelles se mettent ensuite à pondre dans les 24 h

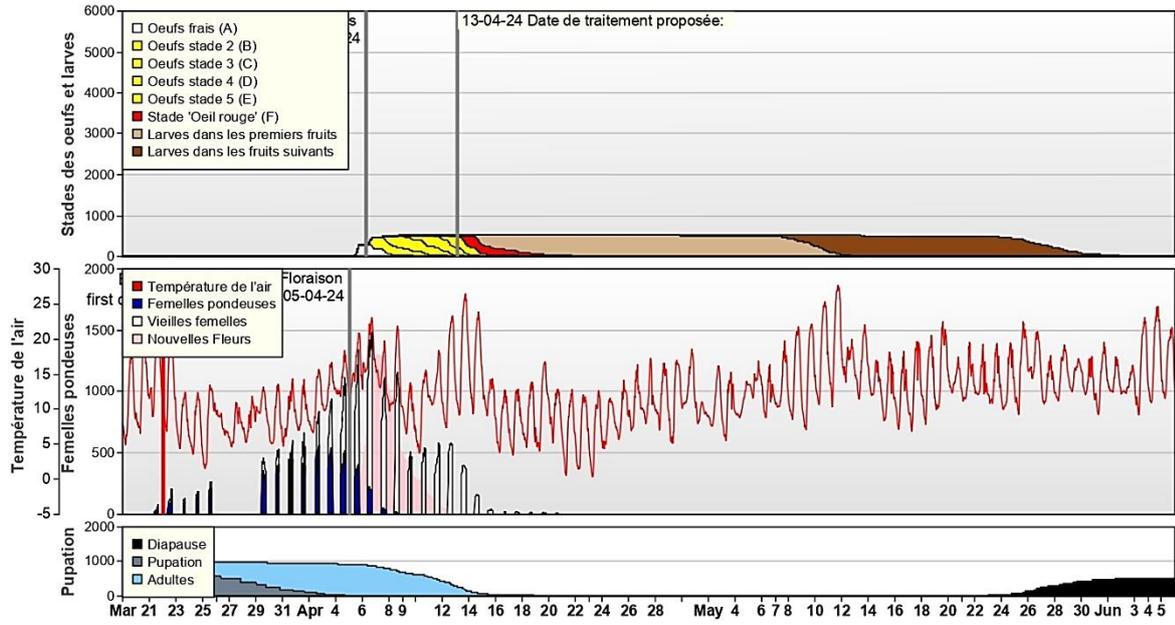


Figure 4 : Modélisation 2024 du cycle biologique de l'hoplocampe avec l'OAD RIMpro (Source personnelle)

(Vincent et al, 2019). La reproduction peut se faire de manière sexuée mais également par parthénogénèse (Dicker 1953). Selon Velbinger (1952) et Chaboussou (1961), les femelles vierges pondent autant d'œufs viables que les femelles accouplées. La femelle pond ses œufs à l'intérieur du réceptacle floral, à la base des étamines, des pommiers de stade F-F2 à l'aide d'un ovipositeur en forme de scie (Graf et al, 1996 ; Dicker 1953). Un seul œuf est déposé par fleur et la femelle ne pond que dans des fleurs ouvertes et ne pond pas lorsqu'il n'y a plus de pétales. Dans certains cas, il est possible qu'elles pondent dans des fleurs pas encore ouvertes (Kuenen et al, 1951). Pour pondre, la femelle se place à l'extérieur de la fleur et insère son ovipositeur de manière oblique pour réaliser une fente parallèle à la base du calice dans laquelle elle dépose l'œuf (Dicker 1953). Une tache brune caractéristique de sève végétale apparaît autour de la blessure laissée par l'ovipositeur (figure 3). Il est ainsi possible de reconnaître une fleur infectée. Il a été montré, en laboratoire, que les femelles pondent en moyenne une trentaine d'œufs au cours de leur vie (Dicker 1953). Les femelles d'*H.testidunea* sont synovigènes : elles continuent à produire des œufs matures si elles sont nourries de manière adéquate. Leur capacité de ponte dans les conditions de terrain peut donc potentiellement être plus élevée (Vincent et al, 2019). Plusieurs auteurs observent cependant une grande variabilité dans le nombre d'œufs pondus en fonction des individus. De plus, la reproduction des hoplocampes nécessitent des conditions de températures particulières avec un seuil de reproduction se situant environ autour de 11°C. L'hoplocampe du pommier développe sa pleine activité dans des conditions relativement chaudes (plus de 15°C) et ensoleillées (Graf et al, 2001). Selon Wildbolz et Staub (1986), les adultes sont d'abord attirés par la cime des arbres puis ils descendent pour pondre. La majorité des œufs se retrouvent par conséquent dans le haut des arbres.

En fonction de la température, le développement embryonnaire de l'œuf dure entre 8 à 20 jours (Kuenen et al, 1951). Au premier stade larvaire, la larve mange la chair sous l'épiderme du jeune fruit. Cela provoque un enrubannement caractéristique à la surface des pommes. Ce sont les dégâts dit primaires (figure 3). Les fruits touchés peuvent se déformer avec leur grossissement. La larve de stade suivant sort ensuite à la recherche d'un autre fruit. Elles entrent en moyenne dans 2 à 5 autres fruits. Leur passage dans ces autres pommes se caractérise par la présence d'excréments brunâtres dans le fruit et au niveau de l'orifice de sortie de la larve. Ce sont les dégâts secondaires (figure 3). Lorsqu'elles rentrent dans un autre fruit, elles ne mangent pas la peau mais la gratte avec leurs mandibules pour l'écarter. Les fruits dont les pépins ont été mangés tombent au sol prématurément, souvent en juin. (Kuenen et al, 1951 ; Parveaud et al, 2016 ; Vincent et al, 2019). Ainsi, les larves d'hoplocampe entraînent une diminution de la qualité mais également une perte de rendement (Kuenen et al, 1951). Après quatre semaines à se nourrir, les larves atteignent leur maturité et quittent les fruits pour le sol dans lequel elles s'enfoncent entre 7 à 20 cm de profondeur. Elles forment des cocons dans lesquels elles restent au stade prépupale jusqu'à ce qu'elles se transforment en pupe trois ou quatre semaines avant l'émergence des adultes (Miles, 1932 ; Dicker 1953).

Les modèles biologiques, des Outils d'Aide à la Décision pour optimiser la lutte

De nombreux Outils d'Aide à la Décision (OAD) sont développés aujourd'hui pour accompagner les arboriculteurs que ce soit pour l'éclaircissage ou bien la lutte contre les bioagresseurs. Certains outils permettent de modéliser le cycle biologique des ravageurs ou maladies fongiques. Les modèles biologiques sont d'ailleurs beaucoup utilisés dans la lutte contre la tavelure grâce au modèle RIMpro développé par Trapman (DAMINET, 2019). Ils le sont également dans la lutte contre le carpocapse. Concernant l'hoplocampe, il existe actuellement deux modèles : FruitWeb et RIMpro.

Ces outils permettent de modéliser, à l'aide de données météorologiques, les dates clés du cycle biologique de l'insecte (vol des adultes, éclosion des œufs, stades larvaires). Ils peuvent également proposer des dates de traitements sur les stades larvaires. Pour que les modèles réalisent ces prédictions, la date de floraison doit leur être fournie. Pour leur indiquer les données météorologiques,

Table 1 : Résumé des différentes méthodes de lutttes contre l'hoplocampe du pommier (Jaworska, 1979 ; Swiergiel et al, 2016 ; Jacquot et al, 2019 ; Vincent et al, 2019)

Contrôle naturel	Parasitoïdes : <i>Lathrolestes ensator</i> Prédateurs de larves : coccinelles, chrysopes... Champignons et nématodes entomopathogènes
Lutte physique	Piégeage massif avec bandes CatchIt® Piégeage massif à l'aide d'assiettes blanches engluées ou de pièges Rebell® blancs Toiles en celluloses posées sur le sol pour éviter que les larves n'y entrent
Produits de biocontrôle (Selon la définition du Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire [4])	<i>Quassia amara</i> Azadirachtine Spinosad Huiles essentielles (Ail, Achillée millefeuille) Champignons entomopathogènes (<i>B. bassiana</i> , <i>M. brunneum</i> , <i>L.lecanii</i> , <i>P. fumosoroseus</i>)
Agents de biocontrôles (Selon la définition du Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire [4])	Nématodes entomopathogènes (<i>S. carpocapsae</i> , <i>S. feltiae</i> , <i>H. bacteriophora</i>)

une station météo doit être placée sur l'exploitation. Cette étude portant seulement sur le modèle RIMpro, seul celui-ci est décrit par la suite.

Les sorties du modèle se présentent sous la forme de 3 graphiques (figure 4). Le graphique inférieur montre l'évolution des individus dans le sol : la diapause des larves, la présence de pupe et la présence d'adultes. Le graphique du milieu illustre le vol des femelles en montrant également la température de l'air et la période de floraison. Enfin, le graphique supérieur modélise l'évolution des six stades d'œufs ainsi que la migration des larves du premier fruits vers les autres fruits. Le modèle propose également de saisir le « biofix » qui correspond à la date de début de vol observée. Cette donnée permet d'apporter plus de précision à la modélisation.

La période d'éclosion des œufs est une étape déterminante pour optimiser le positionnement des traitements larvicides contre l'hoplocampe. Ainsi, l'utilisation de modèles biologiques prévoyant les différents moment clés du cycle du ravageur, comme l'éclosion, permettrait une optimisation des dates d'application de produits. Il est toutefois nécessaire d'évaluer leur fiabilité en confrontant leurs données avec celles du terrain sur plusieurs années, le retour récent du ravageur dans les vergers ne permettant pas d'avoir du recul.

Méthodes de lutte en production biologique

Il existe actuellement quelques méthodes de lutte en arboriculture biologique pour gérer l'hoplocampe du pommier. La lutte physique est mise en place chez certains producteurs à l'aide de pièges englués. Une des méthodes les plus courantes, comme en production conventionnelle, est celle de l'application de larvicides foliaires sur jeunes larves. Enfin, d'autres méthodes qui ont fait leurs preuves sur d'autres ravageurs comme l'utilisation de champignons ou de nématodes entomopathogènes pourraient être envisagées. Cette étude se porte sur ces trois types de méthodes de lutte mais il en existe toutefois d'autres qui sont répertoriées dans la table 1.

Piégeage massif des adultes

Une méthode de lutte physique contre *H. testidunea* est celle du piégeage massif. Celle-ci a pour objectif de capturer les individus adultes dès leur émergence du sol pour éviter qu'ils ne pondent dans les fleurs. Cette méthode existe depuis plusieurs années. Des pièges spécifiques sont aujourd'hui commercialisés comme les bandes CatchIt® sous forme de rouleaux de bandes adhésives (Andermatt, 2023). Plusieurs auteurs ont démontré que la couleur blanche avec une forte réflexion des UV permettait d'attirer les hoplocampes en imitant la couleur des fleurs de pommier (Helsen et al, 2020 ; Owens et Prokopy, 1978 ; Haalboom, 1983). Haalboom (1983) a montré que les dégâts causés par l'hoplocampe étaient moins importants sur les arbres situés à proximité des pièges englués blancs en comparaison d'autres couleurs de pièges. Ainsi, il est possible de piéger l'hoplocampe à l'aide de pièges englués de couleur blanche. Cette méthode est néanmoins efficace lorsqu'elle est mise en place sur plusieurs années consécutives. Il faudrait en moyenne 3 années pour voir un effet significatif (Tournant et al, 2021).

Larvicides foliaires

La lutte contre l'hoplocampe via insecticides foliaires peut être complexe puisque le positionnement du traitement est primordial, cette méthode vise les larves de premier stade (Miles, 1932). Ces traitements concernent les jeunes larves juste après éclosion, au moment où celles-ci sortent du premier fruit pour aller vers le second. Cette période rend les larves vulnérables puisqu'elles ne sont plus protégées par les fruits. Elles ont donc plus de chance d'ingérer les produits lors de ce déplacement vers un autre fruit. Les traitements doivent donc être effectués au début de l'éclosion des œufs (Trapman 2016).

En production conventionnelle, un insecticide à large spectre de la famille des pyréthriinoïdes à base lambda-cyhalothrine, le Karaté Zéon®, a fait ses preuves et est couramment utilisé pour lutter contre l'hoplocampe. Il est principalement utilisé sur jeunes larves.

Bien que les solutions soient limitées, certaines alternatives existent pour l'arboriculture biologique.

Azadirachtine

Les produits à base d'azadirachtine comme le NEEMAZAL®-T/S sont formulés à partir d'extraits d'*Azadirachta indica* aussi appelé margousier. Cet insecticide d'origine végétale possède 3 modes d'action. Il arrête l'alimentation, inhibe la mue et affecte la reproduction (Andermatt 2019 ; Danelski et al, 2014). Paaske (2013) a démontré que le NeemAzal®-T/S avait une efficacité notable et permettait de réduire les dommages causés par l'hoplocampe, réduisant de 30 à 60 % leur impact. En revanche, Jamar et al (2012) affirment que cette spécialité a une efficacité limitée sur l'hoplocampe, ce qui est également confirmé par d'autres études (Paask, 2013). Évaluer ce produit permettrait de trancher entre ces résultats en demi-teinte. L'utilisation de ce traitement est interdite pendant la floraison (Andermatt 2019).

Spinosad

Le spinosad est composé du mélange de deux toxines, les spinosides A et D, produites par fermentation de la bactérie *Saccharopolyspora spinosa* (CORTEVA agriscience, 2023). Le Success™4, formulé à partir de spinosad, est un insecticide agissant selon deux modes d'actions : par ingestion et par contact (CORTEVA agriscience, 2023). Des études menées avec le produit Tracer™, également composé de spinosad, ont montré une réduction des dégâts d'hoplocampes allant jusqu'à 85 % en comparaison d'arbres non traités (Paask, 2013). Ce produit est néanmoins interdit au moment de la floraison de par sa forte toxicité pour les abeilles (IFPC, 2014).

Quassia amara

Le *Quassia amara* est un arbre tropical de la famille des Simaroubacées contenant des quassines, néoquassines et des triterpènes oxygénés (Guo et al., 2005). L'extrait de son écorce possède des propriétés insecticides grâce à ces composés qui se caractérisent par une forte neurotoxicité par contact ou ingestion (Danelski et al, 2014). De nombreuses études montrent l'efficacité des extraits de *Q. amara* contre l'hoplocampe, que ce soit en conditions contrôlées en laboratoire ou en verger (Kienzel et al, 2004 ; Kienzel et al, 2006 ; Psota et al, 2010 ; Neupane, 2012 ; Danelski et al, 2014).

Kienzel et ses collègues (2006) ont montré une efficacité contre l'hoplocampe des extraits de quassia allant de 50 % à 90 % en comparaison d'arbres non traités. Ils déterminent un dosage optimal de 6 g de quassine pure/ha. Il n'est pas nécessaire que les œufs soient touchés, mais le produit doit être ingéré par les larves d'hoplocampes pour qu'il soit efficace (Kienzel et al, 2004). En outre, Kienzel et son équipe (2004) montrent que l'extrait de *Q. amara* agit principalement par ingestion sur les larves du ravageur et non par contact.

Nématodes entomopathogènes

Parmi la grande diversité de nématodes qui existe, certains ont développé une symbiose avec des bactéries ce qui leur permet d'être létaux pour les insectes. Ce sont les nématodes entomopathogènes. Le nématode sert de vecteur aux bactéries. Il infeste son hôte en entrant par les orifices naturels ou par la cuticule et libèrent les bactéries endosymbiotiques dans l'hémolymphe. Les bactéries vont proliférer et rapidement tuer l'insecte par septicémie. Le nématode va ensuite se nourrir des tissus de l'insecte digérés par les bactéries. Il va se reproduire et donner naissance à plusieurs générations qui vont se développer sur l'hôte. Les juvéniles se développent et se nourrissent jusqu'à épuisement des ressources du cadavre. La nouvelle génération émerge et part à la recherche d'un nouvel hôte à infecter (Dillman et Sternberg, 2012 ; Labaude et Griffin, 2018).

Les familles les plus étudiées sont les Heterorhabditidées et Steinernematidées de par leur fort potentiel en tant qu'agent de lutte biologique contre de multiples ravageurs (Labaude et Griffin, 2018). Les principales espèces de nématodes entomopathogènes commercialisées pour la lutte biologique sont *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* et *Heterorhabditis bacteriophora* (Lacey et al, 2015).

Dans la lutte contre l'hoplocampe, ce sont les deux premières qui ont principalement été étudiées. Selon Vincent et Bélair (1992), il est possible de les utiliser en application foliaire et en application au sol. Les applications foliaires visent les larves et les adultes tandis que les applications au sol visent les adultes juste avant leur émergence (Happe et al, 2016). Des tests en laboratoire en conditions contrôlées sur les larves, ont montré une efficacité de 86 % 24 h après le traitement avec *S. carpocapsae* (Vincent et Bélair, 1992). Pour ce qui est de la lutte contre les adultes, avec un positionnement du traitement au sol juste avant l'émergence des hoplocampes en début de floraison, Happe et al (2016) ont obtenu une efficacité d'environ 80 % avec *S. feltia*.

Il pourrait être également envisagé d'appliquer les nématodes en traitement de sol mais en visant les larves pré-diapausantes qui descendent dans le sol pour se mettre en diapause. Ainsi, cette étude porte sur l'évaluation de l'efficacité de cette alternative. Cette méthode n'est peu, voire pas, utilisée sur le terrain, il est donc primordial d'évaluer son efficacité. De plus, les doses recommandées par les distributeurs ne sont pas spécifiques à l'hoplocampe mais aux ravageurs des fruits de manière générale [5]. Ainsi, étudier l'effet dose des nématodes permettrait d'optimiser la lutte contre l'insecte.

Champignons entomopathogènes

De par leur large spectre d'hôtes et leur voie de pathogénicité, les champignons entomopathogènes occupent une place importante parmi les agents de lutte biologique. Contrairement à d'autres microorganismes qui pénètrent dans leurs hôtes par ingestion, les champignons transpercent directement la cuticule pour entrer dans l'hémocoel grâce à la sécrétion d'enzymes comme la chitinase, les protéases et les lipases qui dégradent les différents composés de la cuticule. Le champignon colonise ensuite l'insecte qui finit par mourir (Khan, 2012 ; Sharma et Sharma, 2021). Les causes de cette mortalité sont multiples allant de l'obstruction respiratoire ou de la circulation de l'hémolymphe à la sécrétion de toxines par le champignon, en passant par l'épuisement des réserves ([6] ; Sharma et Sharma, 2021).

Quelques champignons entomopathogènes ont été étudiés pour lutter contre l'hoplocampe du pommier comme *Beauveria bassiana*, *Metarhizium brunneum*, ou *Lecanicillium lecanii* (Jaworska, 1979 ; Swiergiel et al, 2016). Dans leur étude sur la souche GHA de *B. bassiana*, Swiergiel et al (2016) ont montré une efficacité significative du champignon sur la mortalité des larves en conditions contrôlées en comparaison d'un témoin non traité. Les cadavres dans les contrôles positifs et négatifs n'ont pas présenté de mycose, tandis que 49 % à 68 % des larves mortes traitées au champignon présentaient des mycoses. Pour ce qui est des essais en champs, ils n'ont pas observé de différence significative de mortalité entre les parcelles traitées et les parcelles non traitées. Il faut cependant noter que les cocons des parcelles traitées présentaient des mycoses alors que ceux du témoin n'en avaient pas (Swiergiel et al, 2016). Selon Swiergiel et al (2016), ces résultats contrastent avec ceux d'un essai au champ de Jaworska réalisé en 1981, dans lequel 60 à 80 % des larves d'hoplocampe étaient infectées. Dans une étude de 1979, Jaworska a montré que les champignons *B. bassiana*, *M. brunneum* et *L. lecanii* avaient un impact significatif sur la mortalité des larves de dernier stade en conditions contrôlées en comparaison d'un témoin non traité.

Cette méthode n'est pas encore employée sur le terrain, il est nécessaire d'évaluer son efficacité avant de la proposer aux producteurs.

III. Contexte et objectifs de l'étude

Le CTIFL (Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes) a pour objectif « d'aider les professionnels à relever les défis de production durable et de satisfaction du consommateur » [7]. Le travail du centre opérationnel de la Morinière s'inscrit dans le cadre de l'unité de recherche DITA : Durabilité des itinéraires Techniques en Arboriculture. Plusieurs thématiques de recherches en découlent telles que la qualité des fruits, l'agroécologie, la réduction des intrants, les techniques culturales, la protection des plantes... Le centre a donc parmi ses objectifs la recherche de solutions alternatives pour lutter contre les bioagresseurs. Dans cette optique, le projet APrHoPo, Améliorer la Protection des vergers biologiques contre l'Hoplocampe du Pommier a été développé.

Les arboriculteurs biologiques doivent faire face à la résurgence de ravageurs secondaires tel l'hoplocampe du pommier. Le statut réglementaire « instable » de différentes substances utilisables contre ce ravageur constitue un défi majeur dans la lutte contre ce bioagresseur. En effet, des produits comme le NEEMAZAL®-T/S (azadirachtine), le Success™4 (spinosad), ou bien plus récemment le Quassol® (quassine) sont aujourd'hui soumis à dérogation [8]. Par conséquent, une partie importante de la lutte contre l'hoplocampe du pommier ne repose que sur le renouvellement de dérogations annuelles. Dans ce contexte, il est nécessaire de rechercher de nouvelles alternatives.

La fenêtre de temps où le ravageur est sensible aux insecticides étant courte, il est également important de prendre en compte le bon positionnement des produits (Trapman 2016). Ainsi, l'enjeu est d'optimiser l'efficacité de ces alternatives et de faciliter leurs mises en œuvre. Usuellement, le positionnement des traitements se fait à partir de la phénologie du pommier. Pour optimiser l'efficacité des produits, il serait donc intéressant de les positionner en fonction du cycle de l'hoplocampe. Ainsi, cela permettrait de prendre en compte plus facilement la courte période de sensibilité du bioagresseur, mais également le fait que son cycle ne soit pas entièrement dépendant de celui du pommier et qu'ils peuvent par conséquent être en décalage (Graf et al, 1996). L'utilisation d'OAD comme les modèles biologiques serait ainsi une piste dans l'optimisation de l'efficacité des alternatives. Il existe actuellement quelques modèles sur l'hoplocampe du pommier, mais il est nécessaire de les valider avant de les diffuser aux acteurs de la filière.

Le projet pluriannuel APrHoPo a été initié en 2022 pour faire face à ces contraintes, avec pour principaux objectifs :

- Évaluer et optimiser l'efficacité des solutions de lutte alternative sur différents stades de développement du ravageur,
- Évaluer la fiabilité du principal OAD proposant une modélisation du cycle de l'hoplocampe du pommier afin d'optimiser les applications de traitements.

Ainsi la question qui se pose est la suivante :

Comment optimiser la lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique en s'appuyant sur de nouvelles alternatives et l'utilisation d'OAD ?

Dans ce cadre, différents essais sont mis en place en 2024 au CTIFL. Le premier vise à évaluer l'efficacité du piégeage massif des individus adultes à l'aide de pièges englués blanc en comparaison d'une référence conventionnelle, d'une référence biologique et d'un témoin non traité. Le deuxième permet de comparer l'efficacité du Quassol® avec celle d'autre substance utilisable en AB sur jeunes larves postéclosion au verger. Le troisième essai a pour objectif d'évaluer l'efficacité et l'effet dose de nématodes entomopathogènes sur larve pré-diapausantes au laboratoire et au verger. L'efficacité d'un champignon entomopathogène est également évaluée au laboratoire. Enfin, en parallèle, un suivi de population du bioagresseur est réalisé tout au long de la saison pour évaluer la fiabilité de l'OAD RIMpro.

Ces différents essais permettront d'étudier les hypothèses suivantes :

« L'OAD RIMpro permet de modéliser de manière fiable le cycle biologique de l'hoplocampe. »

« Le piégeage massif des adultes peut réduire l'impact de l'hoplocampe du pommier. »

« Les hoplocampes se retrouvent plus dans la partie haute des arbres que dans la partie basse. »

« Il y a plus de dégâts d'hoplocampes dans la partie haute des arbres que dans la partie basse. »

« Le Quassol®, le NEEMAZAL®-T/S et le Success™4 sont des alternatives viables pour lutter contre l'hoplocampe du pommier en tant que larvicides foliaires sur jeunes larves. »

« L'utilisation de nématodes entomopathogènes en traitement de sol contre larves pré-diapausantes peut réguler la pression d'hoplocampe. »

« L'utilisation de champignons entomopathogènes en traitement de sol contre larves pré-diapausantes peut réguler la pression en hoplocampes. »

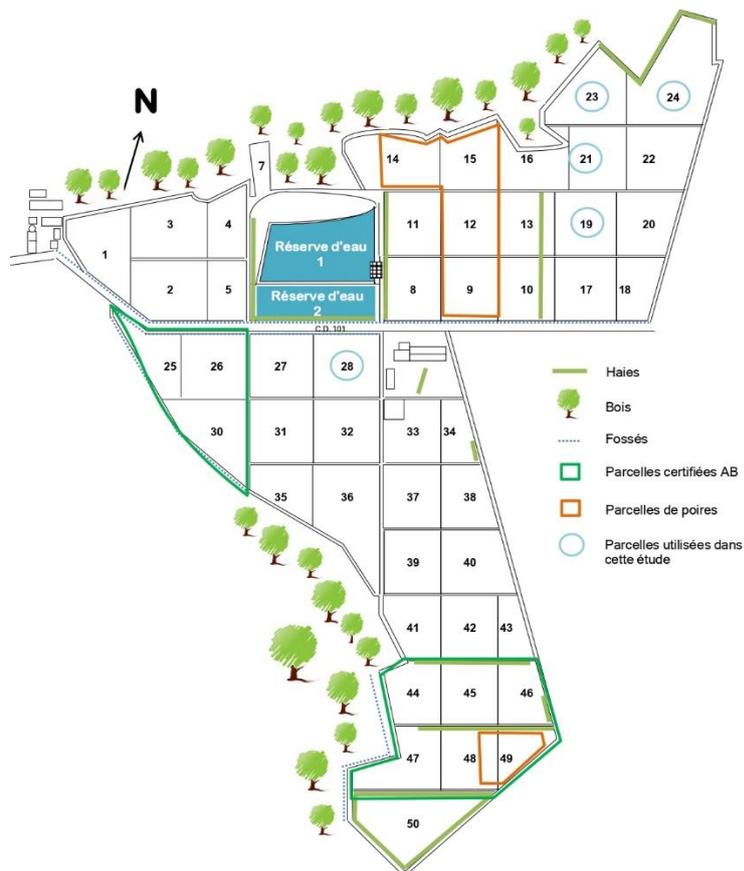


Figure 5 : Parcelle du centre technique de la Morinière d'après d'Allibert, 2022

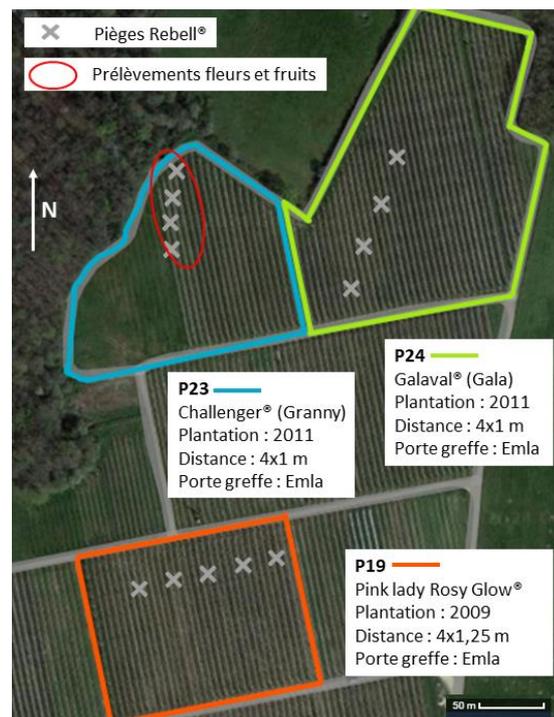


Figure 6 : Disposition des pièges pour le suivi des adultes (source personnelle)



Figure 7 : Piège Rebell® blanc (source personnelle)



Figure 8 : Piqûre d'oviposition sur une fleur dont les pétales ont été enlevés (source personnelle)



Figure 9 : Dégâts secondaire d'H. testidunea (source personnelle)

Table 2 : Modalités de l'essai piégeage massif

Modalité	Substance active/Matériel	Formulation	Dose	Date d'application/mise en place
T0 - Témoin non traité	-	-	-	-
T1 - Karaté Zéon® (Référence conventionnelle)	Lambda-cyhalothrine (100 g/l)	Liquide	0,11 l/ha	12/04/24
T2 - Piégeage massif	Bandes CatchIt® (400/ha)	-	400 bandes/ha	22/04/24
T3 - Quassol®	Extrait de <i>Quassia amara</i> (4.7%)	Liquide	0,60 l/ha	12/04/24

Matériel et méthode

I. Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro

Présentation du site d'étude

L'étude du cycle biologique de l'hoplocampe est réalisée sur le site du centre technique de la Morinière composé de 24 ha de pommes et 4 ha de poire (figure 5) sur un sol limono-argilo-sableux. Le site de la Morinière est entouré de parcelles agricoles : prairies, céréales et petits bois. Le verger est conduit en grande majorité en Protection Fruitière Intégrée (PFI) et quelques parcelles sont certifiées AB. L'étude est effectuée dans les parcelles P24 (Galaval®), P23 (Challenger®) et P19 (Pink Lady® Rosy Glow). Ces parcelles sont choisies pour leur historique de pression en hoplocampes. Elles mesurent respectivement 0,4 ha, 0,4 ha 0,6 ha et sont conduites en PFI. Les distances de plantation et les portes greffes sont décrits sur la figure 6. Elles se trouvent dans un contexte d'autres parcelles de pommes. Des bois longent un côté de la P23 à l'est et une haie borde le fond de la P23 et de la P24 au nord. Un schéma plus détaillé de la parcelle d'essai est disponible en figure 6.

Suivi biologique

Suivi du vol des adultes

Pour effectuer le monitoring des adultes, des pièges englués blancs de type Rebell® sont installés dans chaque parcelle (P24, P23 et P19, figure 6). 4 pièges par parcelles sont accrochés entre les arbres au fil de palissage à hauteur d'homme (figure 7). Ils sont posés le 21 mars, avant la floraison, au stade D3 (BBCH56) et sont retirés après la fin du vol le 16 mai.

Les pièges sont relevés 2 fois par semaine et les nouveaux hoplocampes piégés sont comptabilisés. Ainsi, cela permet de suivre la dynamique de vol et de déterminer la date d'émergence des adultes qui correspond à la date de première capture.

Suivi des œufs et des larves

Le suivi des œufs et du développement larvaire est réalisé sur fleurs et fruits prélevés dans la parcelle P23 (figure 6).

Pour le suivi de **l'éclosion**, une dissection florale est nécessaire. 50 fleurs présentant un symptôme d'oviposition sont prélevées. L'oviposition est caractérisée par un petit trou juste en dessous des sépales (figure 8). Ces fleurs sont prélevées sur la deuxième moitié des lignes 22 à 25 composées de 40 arbres chacune. Elles sont ensuite disséquées en laboratoire sous loupe binoculaire pour observer la présence des œufs. Le protocole complet de dissection est disponible en Annexe I. Un comptage du nombre de fleurs présentant des œufs, des œufs stade œil rouge, des larves mobiles, des larves immobiles, des galeries vides ou des fleurs vides est réalisé. Les prélèvements de fleurs et les comptages sont effectués 2 fois par semaine à partir du 12 avril jusqu'à ce qu'il n'y ait plus d'œuf dans les fleurs. La date de début de relevé est déterminée grâce au stade phénologique de début de floraison (stade F) et aux premières observations de piqûres d'oviposition sur les fleurs. Ces observations permettent de déterminer la date d'éclosion des œufs correspondant à la première détection de larve dans les fleurs.

Remarques : étant donnée la difficulté à trouver des fleurs piquées, les deux premiers comptages ont été réalisés sur moins de 50 fleurs (respectivement 10 et 40).

Une autre date importante à déterminer est celle du moment où les larves quittent les fruits pour rentrer en **diapause** dans le sol. Pour cela, des fruits présentant une piqûre, symptôme secondaire,

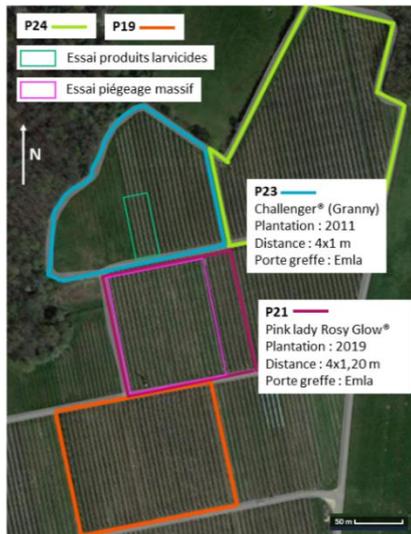


Figure 10 : Localisation des essais piègeages et produits larvicides sur les parcelles P21 et P23 (source personnelle)



Figure 11 : Bandes CatchIt® (source personnelle)

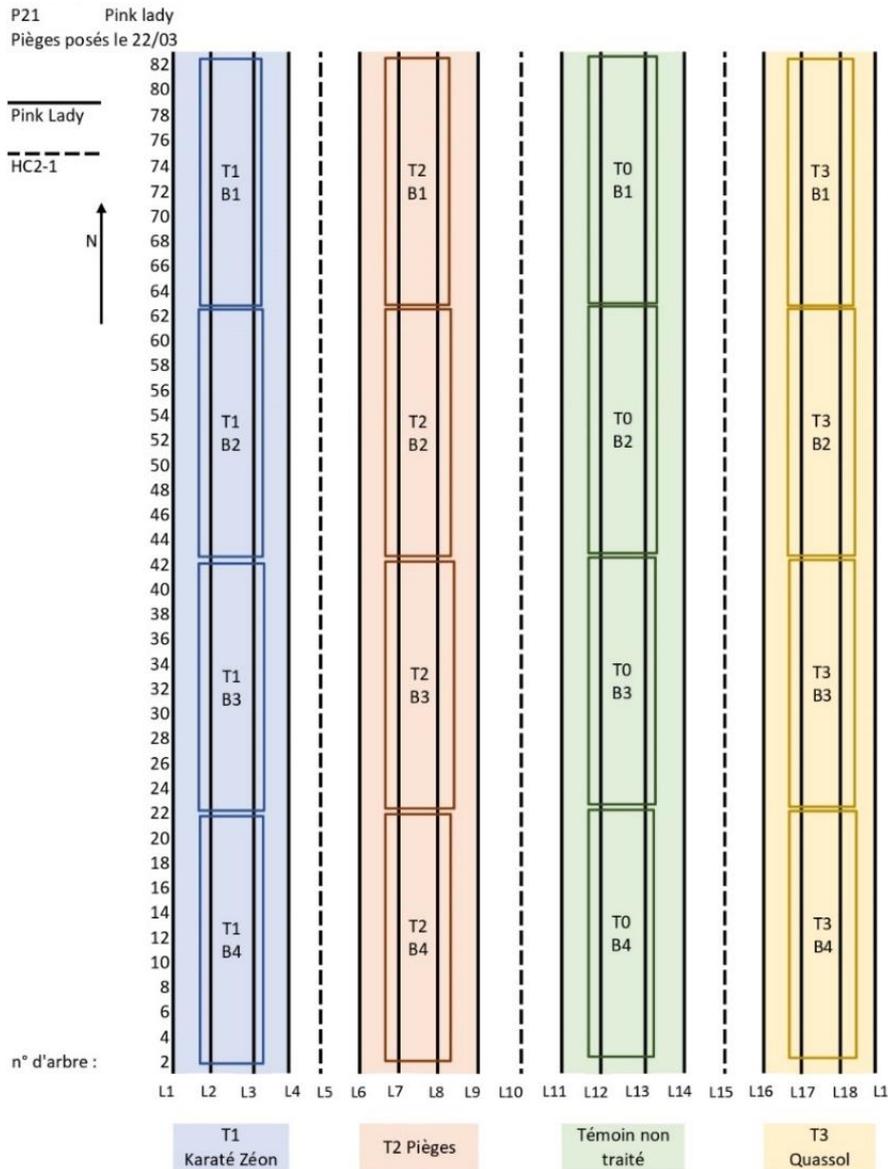


Figure 12 : Plan de l'essai piègeage massif (source personnelle)

(figure 9), sont récoltés. La date de début de relevé est déterminée grâce au stade phénologique du pommier suivant la nouaison (stade J) et de la présence depuis plusieurs jours de fruits avec symptômes secondaires. 50 fruits présentant ces dégâts sont prélevés et étudiés en prenant le fruit ayant le dégât secondaire le plus récent du corymbe. La répartition des prélèvements est similaire à celle des fleurs piquées. Les fruits sont découpés en laboratoire pour noter la présence de larve. Les récoltes de fruits et comptages sont réalisés deux fois par semaine à partir du 21 mai jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de larves dans les fruits.

Modélisation

La modélisation du cycle biologique de l'hoplocampe est réalisée avec le modèle RIMpro. Cette étude porte sur les deux fonctionnements du modèle, avec et sans biofix (= date de première observation déterminée grâce aux pièges Rebell®). La date de floraison est fournie au modèle. Celle-ci correspond au 3 avril pour la variété Pink lady et au 5 avril pour les variétés Granny et Gala. Le modèle se basant sur la température de l'air, celle du sol et la pluviométrie, il est relié à la station météo du centre de La Morinière. Une consultation journalière du modèle est effectuée pour suivre l'évolution de la prédiction de la pression en hoplocampe.

II. Évaluation de différentes méthodes de lutte alternatives contre l'hoplocampe du pommier

Piégeage massif des adultes

Présentation du site d'étude

L'essai est mis en place sur le site du centre technique de la Morinière (voir description dans la partie *Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro*) dans la parcelle P21 (Pink Lady® Rosy glow) (figure 10) choisie pour son historique de pression en hoplocampe. Elle mesure 0,7 ha et est conduite en PFI. Les distances de plantation et les portes greffes sont décrits sur la figure 10. Elle se trouve dans un contexte d'autres parcelles de pommes avec un bois à l'est.

Dispositif expérimental et relevés

L'objectif de cet essai est de comparer l'efficacité du piégeage massif avec des stratégies de lutttes conventionnelles et biologiques. Les pièges utilisés sont les bandes CatchIT® (figure 11) commercialisées par Andermatt. Trois modalités sont testées : un témoin non traité T0 ; une référence conventionnelle, le Karaté Zéon® T1 ; le piégeage massif T2 et une référence biologique, le Quassol® T3. Ces modalités sont décrites dans la table 2. Elles sont mises en place sur 4 lignes de 100 m (83 arbres/lignes) comprenant 4 répétitions de 2 lignes de 20 arbres selon le plan figure 12. Un gradient de pression nord/sud est suspecté dans la parcelle, les blocs sont donc mis en place dans le sens de ce gradient. Les lignes permettent d'étudier un potentiel gradient de pression est/ouest.

Les bandes CatchIt® (200 cm sur 15 cm) sont installées avant le début du vol des hoplocampes le 22 mars au stade D3 (BBCH 56), à raison d'une bande verticale tous les 5 arbres entre le premier et le dernier fil de palissage, soit une densité de 400 bandes/ha.

À l'issue du vol des hoplocampes, un unique dénombrement des individus piégés est établi sur 3 bandes prises aléatoirement dans chaque bloc. Pour chacune d'elle, un dénombrement par face exposée (est et ouest) est réalisé. La notation du nombre d'hoplocampe se fait également en fonction de la hauteur du piège. Les bandes sont divisées en deux à la moitié, la partie supérieure est considérée comme le haut du piège et la partie inférieure comme le bas. Cela permet de déterminer s'il y a plus de captures dans le haut ou le bas des pièges. Sur une bande prise aléatoirement dans chaque bloc, un dénombrement de l'ensemble des insectes piégés est également effectué en différenciant les

Table 3 : Modalités de l'essai larvicides

Produits	Substance active	Formulation	Dose théorique	Dose appliquée le 12/04/24	Dose appliquée le 15/04/24
T0 - Témoin non traité	-	-	-	-	-
T1 - Karaté Zéon® (Référence conventionnelle)	Lambda-cyhalothrine (100 g/l)	Liquide	0,11 l/ha	0,11 l/ha	0,11 l/ha
T2 - Quassol®	Extrait de <i>Quassia amara</i> (4.7%)	Liquide	0,60 l/ha	0,64 l/ha	0,63 l/ha
T3 – Quassol® + Heliosol®	Extrait de <i>Quassia amara</i> (4.7%)	Liquide	0,60 l/ha	0,63 l/ha	0,60 l/ha
	Terpineol (adjuvant) (665 g/l)	Liquide	2.0 l/ha	2,02 l/ha	1,92 l/ha
T4 – Success™ 4	Spinosad (480 g/l)	Liquide	0,20 l/ha	0,20 l/ha	0,20 l/ha
T5 - Neemazal®-T/S	Azadirachtine (9.8 g/l)	Liquide	2.0 l/ha	2,11 l/ha	2,05 l/ha

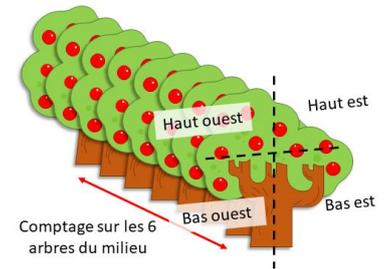


Figure 13 : Schéma de la répartition des notations sur une parcelle élémentaire pour les essais piégeage massif et produits larvicides (source personnelle)

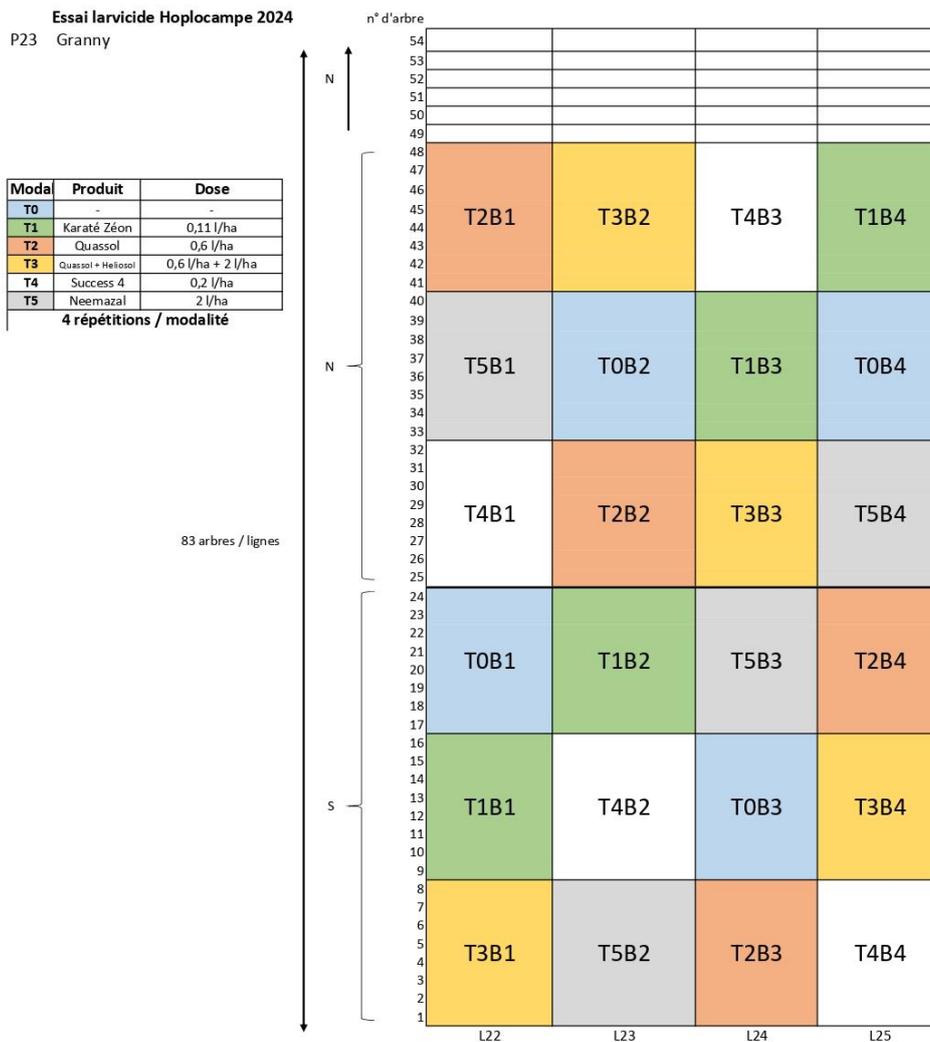


Figure 14 : Plan de l'essai produits larvicides (source personnelle)

auxiliaires des autres insectes (Auxiliaires : abeilles, syrphes, coccinelles, ichneumons). Cela permet de déterminer l'impact de ces pièges sur la faune auxiliaire.

Une fois les dégâts secondaires visibles, une notation de la proportion de corymbes touchés par modalités est réalisée au stade phénologique J (début du grossissement des fruits). Pour chaque modalité, 768 corymbes sont observés le 15 mai et un comptage de la proportion de corymbes touchés est effectué (un corymbe est comptabilisé comme touché à partir du moment où au moins un fruit présente un dégât primaire ou secondaire). Pour chaque parcelle élémentaire (répétition), 192 corymbes sont observés selon la figure 13 (96 sur chaque lignes) sur les 6 arbres centraux, répartis sur le haut et le bas (l'arbre est divisé en deux par le milieu) de chacune des deux faces (est et ouest) de l'arbre, ce qui représente 4 corymbes observés aléatoirement sur chaque arbre par face et par hauteur.

Produits larvicides sur jeunes larves

Présentation du site d'étude

L'essai est mis en place sur le site du centre technique de la Morinière (voir description dans la partie *Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro*) dans la parcelle P23 (Challenger®) (figure 10) choisie pour son historique de pression en hoplocampes. Elle mesure 0,4 ha et est conduite en PFI. Les distances de plantation et les portes greffes sont décrits sur la figure 10. Elle se trouve dans un contexte d'autres parcelles de pommes avec un bois à l'est et une haie au nord.

Dispositif expérimental et relevés

L'objectif de cet essai est de comparer l'efficacité de différentes substances larvicides utilisables en arboriculture biologique. Six modalités sont testées : un témoin non traité T0 ; une référence conventionnelle, le Karaté Zéon® T1 ; le Quassol® T2 ; le Quassol® accompagné d'un adjuvant l'Heliosol® T3 ; le Success™4 T4 et le Neemazal®-T/S T5. Ces modalités sont décrites dans la table 3. Le début de l'éclosion des œufs coïncide avec la fin de floraison des pommiers. Le positionnement des traitements est donc généralement réalisé grâce à l'observation de stades phénologiques : les larvicides sont appliqués au stade G/H (Wateau et al, 2009).

L'essai est mis en place sur les lignes 22 à 25. Les lignes comptent 83 arbres mais le dispositif est mis en place sur la première moitié des lignes, dans la partie sud de la parcelle. Il est donc réalisé sur 40 arbres par ligne. Quatre blocs correspondants aux lignes sont définis pour prendre en compte un gradient est/ouest du fait de la présence d'un effet bordure en ligne 22. Toutes les modalités sont présentes dans chaque bloc. Un gradient de pression en hoplocampes nord/sud est également identifié sur la parcelle. Deux blocs nord et sud sont définis pour prendre en compte ce gradient. Chaque modalité se retrouve deux fois dans les blocs nord/sud et une fois par ligne. Chaque modalité est donc répétée 4 fois dans l'essai. Chaque parcelle élémentaire (répétition) est composée de 8 arbres. Le plan expérimental est consultable en figure 14.

L'efficacité des produits est étudiée sur le nombre des corymbes présentant des symptômes. Un comptage des dégâts primaires et secondaires est ainsi réalisé au stade phénologique J pour regarder la proportion de corymbes touchés (un corymbe est compté comme touché à partir du moment où un fruit présente des dégâts). Pour chacune des modalités 384 corymbes sont observés le 15 mai. Pour chacune des parcelles élémentaires (répétition), 96 corymbes sont pris au hasard sur les 6 arbres centraux, répartis sur le haut et le bas (l'arbre est divisé en deux par le milieu) de chacune des deux faces de l'arbre (est et ouest) selon le schéma figure 13, ce qui représente 4 corymbes observés aléatoirement sur chaque arbre par face et par hauteur.

Table 4 : Modalités de l'essai nématodes et champignons entomopathogènes

	Modalité	Matière active	Formulation	Dose appliquée	Date de traitement
Laboratoire	T0 - Témoin non traité	-	-	-	29/05
	T1 - Nématodes demi-dose (Entonem)	<i>Steinernema feltiae</i>	Gel	0,75 Mrd/ha	29/05
	T2 - Nématodes simple dose (Entonem)	<i>Steinernema feltiae</i>	Gel	1,5 Mrd/ha	29/05
	T3 - Nématodes double dose (Entonem)	<i>Steinernema feltiae</i>	Gel	3 Mrd/ha	29/05
	T4 – LALGUARD M52 OD (2000000000000 UFC/l)	<i>Metarhizium brunneum</i> souche Ma43	Liquide	1,5 l/ha	29/05
Verger	T0 - Témoin non traité	-	-	-	-
	T1 – Nématodes (Entonem)	<i>Steinernema feltiae</i>	Gel	1,5 Mrd/ha	30/05



Figure 15 : Schéma (Miniou, 2023) et photos (source personnelle) du dispositif expérimental de l'essai nématodes et champignons entomopathogènes



Figure 16 : Dispositifs en laboratoire (source personnelle)

Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes

Présentation du site d'étude

Cet essai se divise en deux tests, un test en verger et un test en laboratoire. L'essai en verger est mis en place sur le site du centre technique de la Morinière (voir description dans la partie *Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro*) dans la parcelle P28 (Pink Lady® Rosy Glow). Elle mesure 0,9 ha et est conduite en PFI. Les arbres sont plantés en 4 m par 1,20 m. Elle se trouve dans un contexte d'autres parcelles de pommes.

Dispositif expérimental et relevés

Les nématodes peuvent être appliqués tant en foliaire que sur le sol. Ici, l'objectif est de les appliquer au sol, mais pas pour tuer les adultes avant émergence mais en visant les larves qui descendent dans le sol avant qu'elles se mettent en diapause sous la forme de cocons.

Pour pallier la difficulté de tester cette méthode de lutte in-situ, les tests sont réalisés au laboratoire et au verger dans des dispositifs simulant le sol. Un dispositif (figure 15) se compose de deux pots de 1 l (13 cm de diamètre) empilés l'un sur l'autre. Deux pots sont empilés l'un sur l'autre pour permettre de drainer le potentiel surplus d'eau. Des pots mesurant 11,5 cm de hauteur ont été choisis, les larves d'hoplocampe s'enfonçant dans la terre entre 7 cm et 20 cm de profondeur (Miles, 1932). Le pot du dessus est rempli de substrat (50 % terreau horticole 50 % sable) en laissant un rebord de 1 cm. Un collant est placé entre les deux pots et sur le dessus du dispositif pour éviter que les larves ne s'échappent.

Test en laboratoire

Le test au laboratoire permet de tester l'effet dose des nématodes ainsi qu'un produit à base de champignons entomopathogènes. Cinq modalités sont testées : un témoin non traité T0 ; 3 doses de nématodes *S.feltiae*, demi-dose T1 (0,75 Mrd/ha), simple dose T2 (1,5 Mrd/ha), double dose T3 (3 Mrd/ha) ; un produit à base de champignon entomopathogène, *M. brunneum* souche Ma43, le LALGUARD M52 OD T4. La description de ces modalités est disponible en Table 4. Le témoin non traité correspond à un dispositif dans lequel des larves sont placées, comme pour les autres modalités, mais dans lequel aucun traitement n'est appliqué. Pour chacune des modalités, il y a 4 répétitions, une répétition étant composée d'un dispositif, soit deux pots empilés l'un sur l'autre, remplis de substrat (figure 16). Dix pommes récoltées le 28 mai (4 jours après le début de descente en diapause des larves) sont placées dans chaque dispositif. Chacune des pommes est ouverte pour vérifier qu'elles sont bien infestées par des larves d'hoplocampes avant d'être placées dans les pots. Les pots, conservés au laboratoire, sont quotidiennement humidifiés pour obtenir des conditions favorables au développement des nématodes et champignons. Les traitements sont réalisés le 30 mai à l'aide d'un spray afin d'obtenir une pulvérisation homogène dans l'ensemble du pot.

Test en verger

Deux modalités sont testées en conditions verger pour se rapprocher le plus possible des conditions réelles : un témoin non traité T0 et un traitement aux nématodes *S. feltiae* à une dose de 1,5 Mrd/ha (Table 4). Le témoin non traité correspond à un dispositif dans lequel des larves sont placées, comme pour les autres modalités, mais dans lequel aucun traitement n'est appliqué. Pour chacune des modalités, il y a 7 répétitions, une répétition étant composée d'un dispositif, soit deux pots empilés l'un sur l'autre, remplis de substrat. Dans chacun des pots, 10 pommes infestées sont placées (figure 15). Les pommes sont récoltées le 29 mai (5 jours après le début de descente en diapause des larves). Chacune des pommes est ouverte pour vérifier qu'elles sont bien infestées par des larves d'hoplocampe avant d'être placées dans les pots. Les pots sont ensuite installés au verger sur deux lignes (L20 pour le T0 et L19 pour le T1) de la P28 sous les pommiers pour obtenir des conditions dites de verger. Les pots sont espacés d'environ 1,5 m (figure 17). Ils sont légèrement enterrés pour les stabiliser. Le traitement aux nématodes est réalisé le 31 mai à l'aide d'un pulvérisateur à dos (figure 17). Le traitement est réalisé 48 h après la mise en place des fruits dans les pots pour laisser le temps aux larves de sortir des fruits.



Figure 17 : Dispositifs en verger et traitement (source personnelle)



Figure 18 : Larve morte et cocon (source personnelle)

Pour évaluer l'efficacité des différents produits au verger et au laboratoire, le nombre de larves vivantes, mortes (figure 18), en diapause (figure 18), manquantes ou encore dans les fruits est comptabilisé 72 h après traitement pour le verger et 96 h après traitement pour le laboratoire dans chaque dispositif. Pour faciliter la recherche des larves, le substrat est tamisé à l'aide d'un tamis à petites mailles.

II. Analyses statistiques

L'ensemble des données est analysé sur le logiciel R version 4.3.2 grâce à des modèles linéaires généralisés ou non, mixtes ou non. Au besoin :

- Les postulats de normalité et d'homogénéité des variances sont étudiés graphiquement.
- La significativité des prédicteurs est étudiée avec la fonction 'drop1' avec un test 'Chi'.
- Pour étudier l'intérêt des effets aléatoires, un bootstrap est réalisé à l'aide du package 'boot' en comparant la vraisemblance du modèle incluant le facteur aléatoire avec la vraisemblance de 1000 modèles nuls (sans l'effet aléatoire) simulés.
La p-value du bootstrap est calculée avec cette formule : $\text{mean}(\text{lrStat} > \text{lrObs})$. Si cette p-value est égale à 0, l'effet aléatoire est significatif, si elle est égale à 1 il n'est pas significatif.
- Les tests post-hoc sont effectués à l'aide des fonctions 'emmeans' du package 'emmeans' et 'contrast' du package 'multcomp'.
- Les pseudos R^2 des modèles sont calculés grâce à la fonction 'rsq' du package 'rsq'. Enfin, la surdispersion est évaluée en calculant l'indice de dispersion grâce au calcul suivant :

```
E1 <- resid(modèle, type = "pearson")
```

```
N <- nrow(data)
```

```
p <- length(coef(modèle))
```

```
sum(E1^2) / (N - p)
```

Si cet indice est supérieur à 1, il y a surdispersion ; s'il est proche de 1, il n'y en a pas.

Modélisation

La comparaison entre la modélisation et les données de terrain se fait pour chacun des deux modes de fonctionnement du modèle (avec et sans biofix) sur les données suivantes : date de début du vol, de pics de vol, de dernière capture, de première éclosion, de fin d'éclosion, de début de descente des larves dans le sol, de fin de descente des larves dans le sol et une proposition de date de traitement.

Le suivi du vol des adultes, des œufs et des larves permettant de déterminer ces dates sur le terrain, une comparaison avec les données du modèle est réalisée sur la différence en nombre de jours entre les prédictions et les données de terrain. Ainsi, le nombre de jours de différence est calculé pour chacune des données.

La comparaison entre les données du modèle et le terrain est ensuite réalisée à l'aide d'un modèle statistique nul. C'est-à-dire que le nombre de jours de différence est comparé à 0. L'analyse est réalisée grâce aux modèles linéaires généralisés (GLM) suivants : « **glm.nb(jourB ~ 1, data = dataModl)** » et « **glm.nb(jourB ~ 1, data = dataModl)** », jourB correspondant à la différence de jours avec biofix et jourS sans biofix.

L'effet année est également étudié entre l'année 2023 et 2024. Les variables réponses jourS et jourB sont analysées en fonction de la variable explicative année. Pour cela, un modèle généralisé mixte suivant une loi Binomiale négative est réalisé avec la fonction 'glm.nb' du package 'MASS'. L'analyse est réalisée grâce au modèle suivant : « **glm.nb(jourS ~ année, data = dataModl)** » et « **glm.nb(jourS ~ année, data = dataModl)** ».

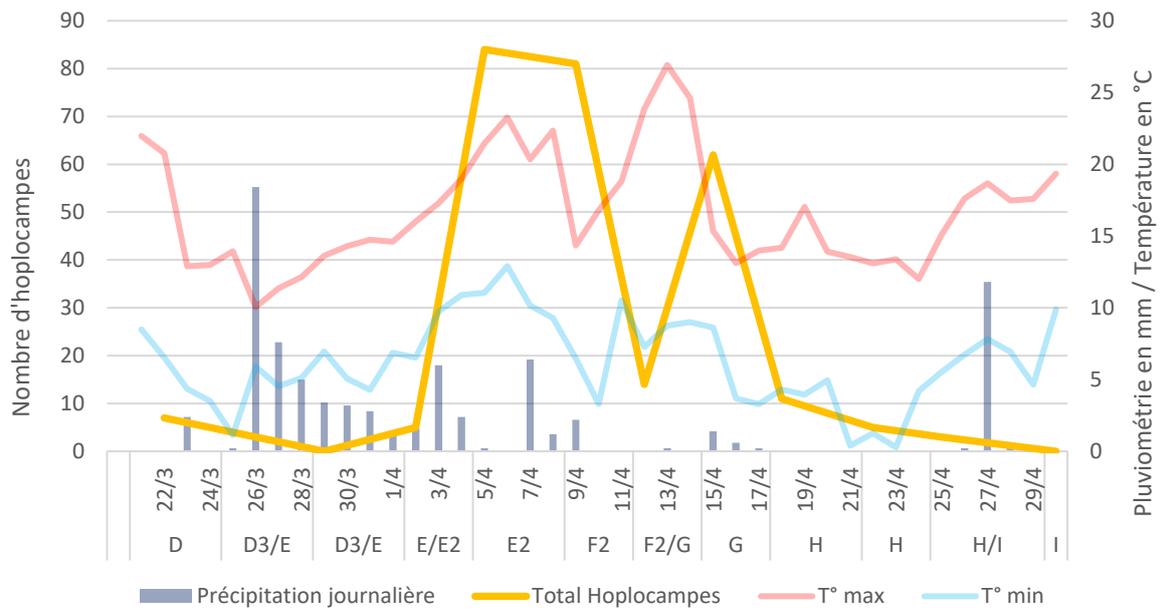


Figure 19 : Dynamique de vol des adultes sur les 12 pièges Rebell® du 22/03 au 30/04 et évolution des conditions climatiques (les lettres de D à I correspondent aux stades phénologiques du pommier)

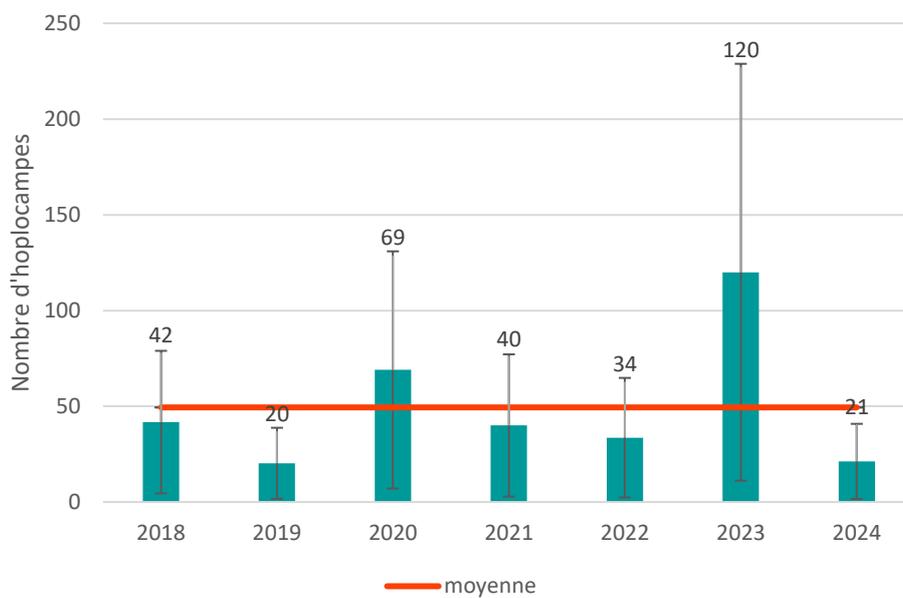


Figure 20 : Nombre moyen d'hoplocampes capturés par piège depuis 2018 (La grande variabilité des écarts types s'explique par le fait que la moyenne d'hoplocampes capturés a été calculée à partir des captures par date sur la période. Les captures étant très hétérogènes en fonction du moment du cycle, cela explique la variabilité.)

Piégeage massif des adultes

Capture des hoplocampes

La variable réponse NH (Nombre d'Hoplocampe capturés) est analysée en fonction des variables réponses : hauteur (bas/haut du piège), orientation (est/ouest), bloc, et l'effet aléatoire piège pour prendre en compte la dépendance. Pour cela, un modèle linéaire généralisé mixte (GLMM) suivant une loi de Poisson est réalisé avec la fonction 'glmer' du package 'lme4'. Le modèle complet testé est le suivant :

« glmer(NH~orientation+hauteur+bloc+(1|piege), data=dataCapture, family = poisson(link="log")) »

Impact sur les auxiliaires et autres insectes

Concernant l'analyse de l'impact des pièges sur les auxiliaires, un simple bilan des captures est dressé.

Proportion de dégâts

La variable réponse CT (proportion de corymbes touchés) est analysée en fonction des variables explicatives : traitement, orientation (est/ouest), hauteur (haut/bas), bloc (gradient nord/sud), ligne (gradient est/ouest) et de l'effet aléatoire arbre pour prendre en compte la dépendance des observations. Pour cela, un modèle généralisé mixte suivant une loi Binomiale est réalisé avec la fonction 'glmer' du package 'lme4'. Le modèle complet testé est le suivant :

« glmer(y~traitement+orientation+hauteur+ligne+bloc+(1|arbre), data=dataPM, family = binomial(link="logit")) », y correspondant à CT, la proportion de corymbe touchés.

Produits larvicides sur jeunes larves

La variable réponse CT (proportion de corymbes touchés) est analysée en fonction des variables explicatives : traitement, orientation (est/ouest), hauteur (haut/bas), bloc (gradient est/ouest), N_S (gradient nord/sud) et de l'effet aléatoire arbre pour prendre en compte la dépendance des observations. Pour cela, un modèle généralisé mixte suivant une loi Binomiale est réalisé avec la fonction 'glmer' du package 'lme4'. Le modèle complet testé est le suivant :

glmer(y~traitement+orientation+hauteur+N_S+bloc+(1|arbre), data=dataLarvicide, family = binomial(link="logit")) », y correspondant à CT, la proportion de corymbe touchés.

Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes

Les variables réponses vivante (proportion de larves vivantes), morte (proportion de larves mortes), diapause (proportion de larves en diapause), manquante (proportions de larves manquantes) et fruit (proportion de larves encore dans les fruits) sont analysées en fonction de la variable explicative traitement. Pour cela, un modèle généralisé suivant une loi Binomiale est réalisé avec la fonction 'glm'. Le modèle complet testé est le suivant :

« glm(y~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit")) », y étant l'une des variables réponse.

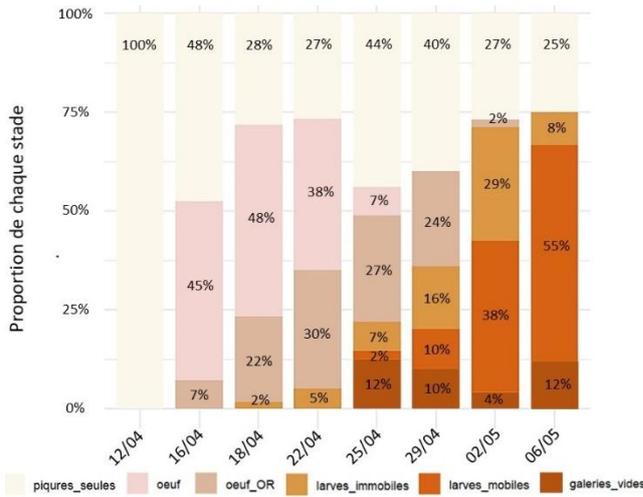


Figure 21 : Évolution du stade de développement des hoplocampes dans les fleurs piquées (OR = Œil Rouge)

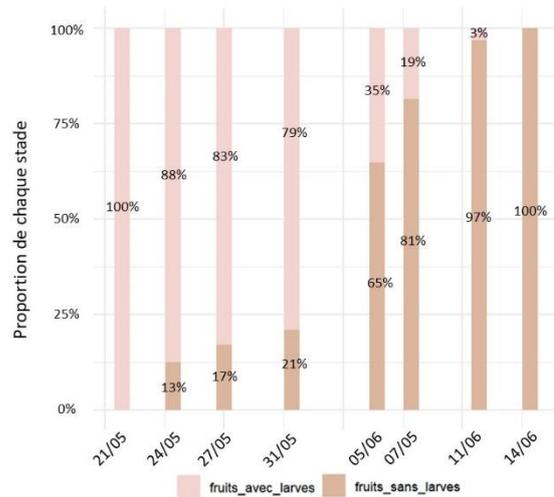


Figure 22 : Évolution de la proportion de larves d'hoplocampes dans les fruits présentant des dégâts secondaires

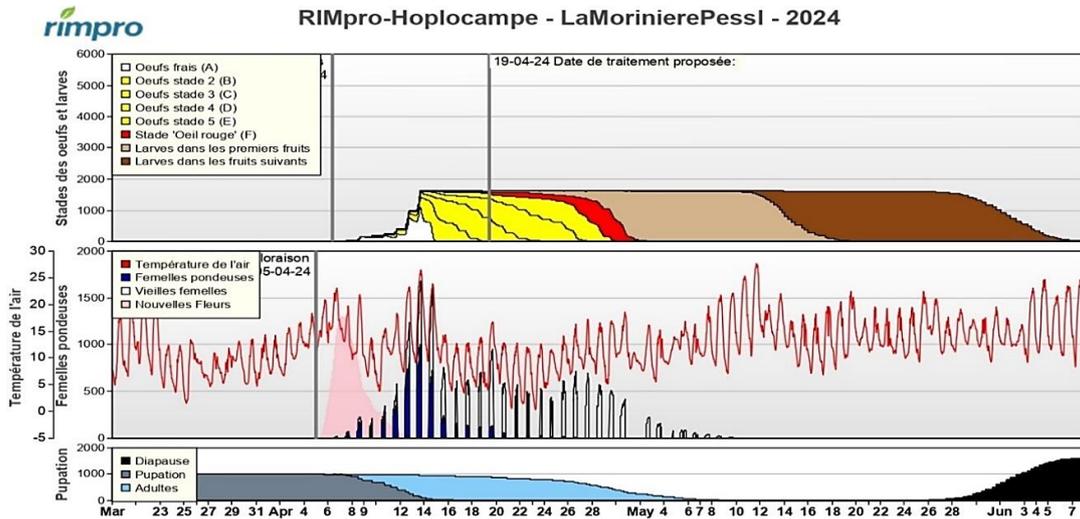


Figure 23 : Modélisation du cycle de l'hoplocampe pour la Morinière avec l'OAD RIMpro sans biofix

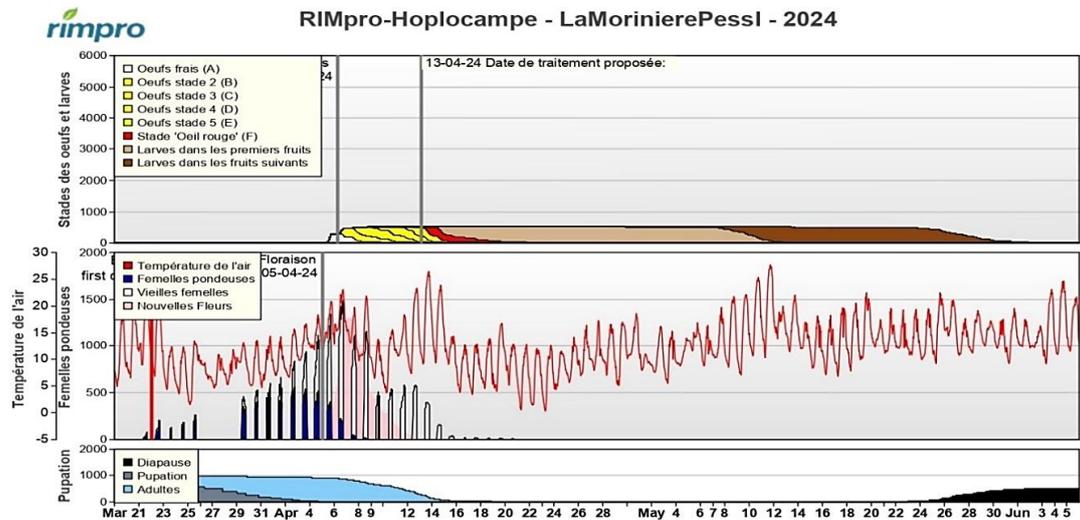


Figure 24 : Modélisation du cycle de l'hoplocampe pour la Morinière avec l'OAD RIMpro avec biofix

Résultats

I. Suivi de la dynamique de développement de l'hoplocampe et évaluation de l'OAD RIMpro

Suivi du cycle biologique en verger

Suivi du vol des adultes

La dynamique de vol de l'hoplocampe est illustrée en figure 19. Le vol commence le 22 mars avec 7 hoplocampes capturés sur les 12 pièges installés à La Morinière. Une diminution des captures est observée ensuite jusqu'au 2 avril. Cette période coïncide avec une période continue de précipitation journalière avec un pic le 26 mars avec 18,4 mm tombés sur la journée. Un premier pic de vol est observé le 5 avril avec 84 hoplocampes capturés au total. Un second pic apparaît le 15 avril avec 62 individus. Ainsi, une chute est observée entre le 9 avril et le 13 avril. Cette période coïncide avec un pic de température avec une température maximale journalière de plus de 25°C au 13 avril. Le vol se finit entre le 25 mars et le 30 avril.

La figure 20 compare le nombre moyen d'hoplocampes capturés par piège depuis 2018. La moyenne sur ces 7 années se situe à 49 insectes piégés par an. L'année 2023 est vraiment particulière avec en moyenne 120 hoplocampes capturés par piège. En comparaison des autres années, la pression en 2024 est faible puisque seulement 21 individus ont été piégés.

Suivi des œufs et du développement larvaire

La dynamique d'éclosion des œufs d'hoplocampes au sein des fleurs présentant un symptôme d'oviposition est détaillée en figure 21. Le premier relevé ne montre aucune présence d'œufs au 12 avril dans les fleurs. Au 16 avril, plus de 50 % des fleurs sont pourvus d'œufs avec 45 % d'entre elles ayant des œufs au dernier stade, le stade œil rouge. Les premières éclosions ont lieu le 18 avril, avec 2 % des fleurs possédant des larves immobiles. Les premières larves mobiles apparaissent le 25 avril. La proportion de fleurs avec des larves mobiles passe de 2 % le 25 avril à 55 % le 6 mai. La fin de l'éclosion a lieu le 6 mai, date à laquelle aucun œuf n'est présent dans les fleurs mais uniquement des larves ou des galeries. Ainsi, grâce à ces observations, la **date clé de début d'éclosion** des œufs est déterminée au **18 avril**. Ayant 2 % d'œufs au stade œil rouge le 2 mai, l'hypothèse est faite que la **date clé de fin d'éclosion** des œufs a lieu le **3 mai**.

La figure 22 montre l'évolution de la présence de larves dans les fruits présentant des dégâts secondaires. À la première date de relevé du 21 mai, tous les fruits possèdent des larves. Ces dernières commencent à sortir des fruits pour descendre vers le sol pour se mettre en diapause le 24 mai. 13 % des fruits ne présentent pas de larves à cette date. Au 5 juin, deux tiers des fruits sont dépourvus de larves. La fin de descente des larves a lieu entre le 11 et le 14 juin, date à laquelle aucune larve n'est présente. Ainsi, grâce à ces observations, la **date clé de début de descente** des larves est déterminée au **24 mai**. Celle **de fin** est estimée au **12 mai**, seulement 3 % des fruits étant pourvus de larves au 11 mai.

Suivi du cycle biologique via la modélisation

Les cycles modélisés par l'OAD sont renseignés en figures 23 pour le modèle sans biofix et 24 pour le modèle avec biofix. La table 5 résume les différentes dates clés du cycle de l'hoplocampe obtenues via la modélisation et les compare à celles du terrain obtenues grâce aux observations précédentes. Pour analyser ces résultats, deux modèles nuls ont été réalisés pour comparer les différences de jours avec et sans biofix à 0. Les détails des script R sont disponibles en Annexe II. Les résultats de cette analyse (table 5) montrent que les deux fonctionnements du modèle ont une différence de jours

Table 5 : Comparaison des dates clés du cycle biologique de l'hoplocampe entre les données terrains et la modélisation. (+ : jours de retard par rapport au terrain ; - : jours d'avance par rapport au terrain) (** : p-value < 0,001 ; * : p-value < 0,01)

Dates clés du cycle		Observations terrain	RIMpro sans biofix	RIMpro avec biofix
Adultes	Début du vol	22/03	06/04 +15j	21/03 -1j
	Pics de vol	07/04	Manque 1er pic	06/04 -1j
		15/04	14/04 +1j	Manque 2^{ème} pic
	Dernière capture	25/04	08/05 +13j	17/04 -8j
Larves	Début d'éclosion	18/04	22/04 +4j	14/04 -4j
	Fin d'éclosion	03/05	01/05 +2j	19/04 -14j
	Début de descente en diapause	24/05	27/05 +3j	25/05 +1j
	Fin de descente en diapause	12/06	06/06 -6j	31/05 -12j
	Proposition de date de traitement	12/04	19/04 +7j	13/04 +1j
P-value du modèle nul		-	0,00975 **	0,0283 *

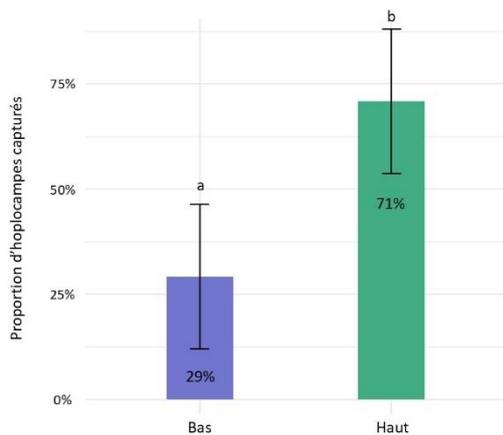


Figure 25 : Proportion moyenne d'hoplocampes capturés en fonction de la hauteur sur le piège (p-value du test de significativité = 1,257e-09)

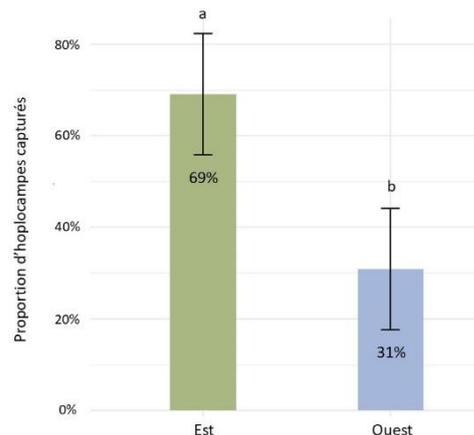


Figure 26 : Proportion moyenne d'hoplocampes capturés en fonction de l'orientation est/ouest du piège (p-value du test de significativité = 1,058e-05)

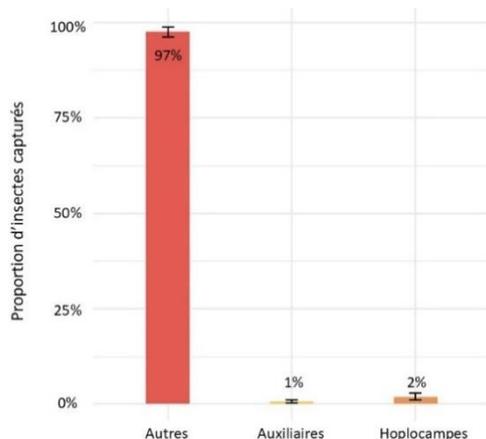


Figure 27 : Proportion moyenne de capture d'auxiliaires, d'hoplocampes et d'autres insectes par piège

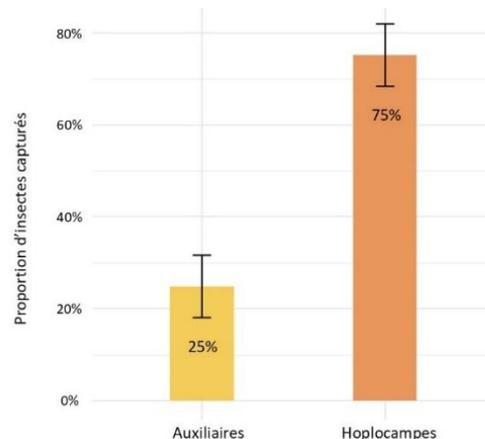


Figure 28 : Proportion moyenne de capture d'auxiliaires et d'hoplocampes par piège

significativement différentes de 0. La p-value du modèle sans biofix est inférieur à 0,001 et celle du modèle avec biofix est inférieur à 0,01. Le modèle sans biofix est donc nettement plus différent du terrain que celui avec biofix.

L'effet année est également étudié grâce à une GLM (détails des scripts et sorties R disponible en Annexe II). La comparaison est réalisée entre 2023 et 2024. Les analyses statistiques montrent un effet significatif de l'année (p-value sans biofix = 0,001236 et p-value avec biofix = 0,02299). Pour les deux fonctionnements du modèle il y a significativement plus de jours de différence par rapport au terrain en 2024 qu'en 2023. L'année 2022 n'est pas étudiée, les dates de comparaison n'étant pas les mêmes qu'en 2023 et 2024.

II. Évaluation de différentes méthodes de lutte alternatives contre l'hoplocampe du pommier

Piégeage massif des adultes

Pose des pièges

La pose des 64 pièges a nécessité 2h à 2 personnes, soit un temps de travail effectif de 4 h. Une semaine après la pose, environ 7 % des pièges ont dû être remplacés le 29 mars après une semaine venteuse.

Capture des hoplocampes

Une GLMM suivant une loi de Poisson a été réalisée pour étudier l'impact de la hauteur sur le piège et de l'orientation du piège sur le nombre d'hoplocampes capturés. Les détails des scripts et sorties R sont disponibles en Annexe III. Selon la figure 25, il y a significativement moins d'hoplocampes capturés dans la partie basse des pièges que dans la partie haute. 29 % des ravageurs sont capturés en bas contre 71 % en haut. Une même analyse a été réalisée pour l'effet de l'orientation des faces des pièges. La figure 26 démontre qu'il y a significativement plus d'hoplocampes capturés sur la face est que sur la face ouest (69 % contre 31 %).

En ce qui concerne la pression dans la parcelle, en moyenne il y a 14 hoplocampes capturés par piège, ce qui correspond à 5 600 individus piégés à l'hectare. Au maximum 24 hoplocampes ont été capturés sur 1 piège.

Impact sur les auxiliaires et autres insectes

La figure 27 montre qu'une grande majorité des captures avec les bandes engluées sont des insectes différents de l'hoplocampe avec 97 % des insectes capturés de la catégorie « autres », 2 % d'hoplocampes et 1 % d'auxiliaires. La figure 28 présente la proportion de capture mais cette fois-ci sans considérer les autres insectes et seulement en comparant les auxiliaires aux hoplocampes. Elle révèle une proportion de 75 % d'hoplocampes capturés en moyenne contre 25 % d'auxiliaires.

Proportion de dégâts

Une GLMM suivant une loi Binomiale pour étudier la proportion de dégâts en fonction des modalités a été réalisée. Les détails des scripts et sorties R sont disponibles en Annexe IV. De manière générale, les fruits ont été peu touchés par l'hoplocampe dans la parcelle d'essai (figure 29). L'analyse statistique montre un effet significatif du traitement avec le T1, Karaté Zéon® (Référence conventionnelle), qui montre une proportion de dégâts significativement supérieure aux autres modalités de 8 %. Les autres modalités ne sont significativement pas différentes entre elles avec un taux de dégâts de 1 %.

L'analyse statistique ne montre pas d'effet significatif de l'orientation est/ouest. Les résultats montrent cependant un effet de la hauteur avec significativement plus de dégâts dans la partie haute des arbres ((p-value du test de significativité = 3,922e-09). S'agissant de l'effet bloc, la figure 30 révèle une différence significative entre les blocs B1/B2 et les blocs B3/B4. Les deux derniers présentent moins d'hoplocampes que les deux premiers. Il y a donc un gradient de pression nord/sud dans la parcelle.

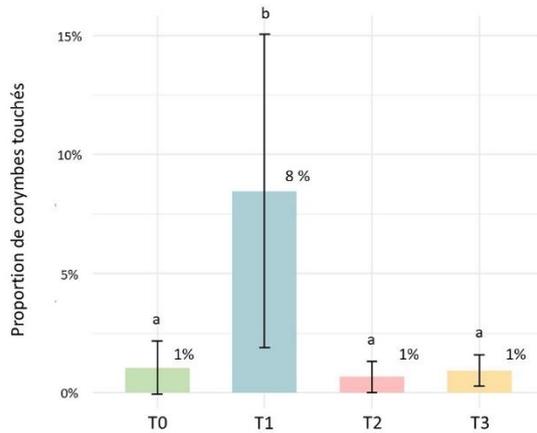


Figure 29 : Proportion moyenne de corymbes touchés par l'hoplocampe avec le piégeage massif en comparaison des références biologiques et conventionnelles et d'un témoin non traité (T0) (T1 : Karaté Zéon® ; T2 : Bandes CachIt® ; T3 : Quassol®) (p -value du test de significativité = $3,581e-15$)

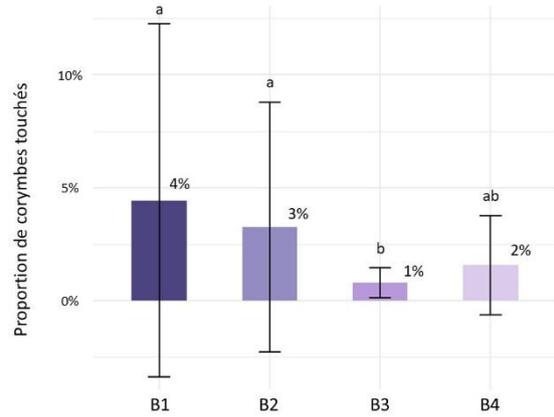


Figure 30 : Proportion moyenne de corymbes touchés par bloc (gradient nord/sud) pour l'essai piégeage massif (p -value du test de significativité = $0,0007202$)

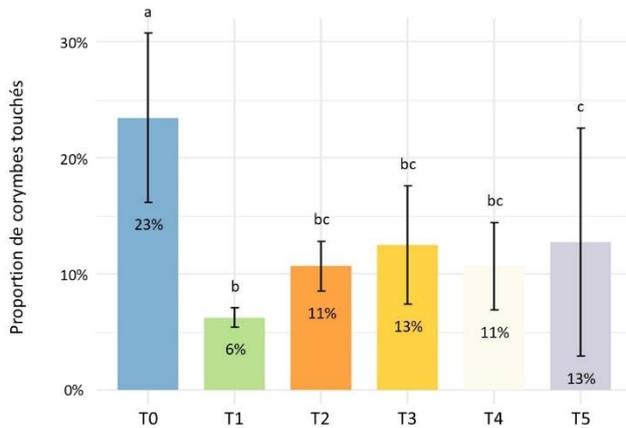


Figure 31 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction des différents traitements larvicides en comparaison d'un témoin non traité (T0) (T1 : Karaté Zéon® ; T2 : Quassol® ; T3 : Quassol® + Heliosol® ; T4 : Success™ 4 ; T5 : NeemazaL®-T/S) (p -value du test de significativité = $4,892e-09$)

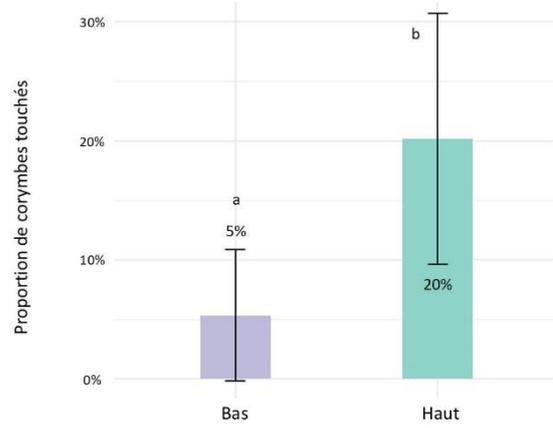


Figure 32 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction de la hauteur sur l'arbre (p -value du test de significativité < $2,2e-16$)

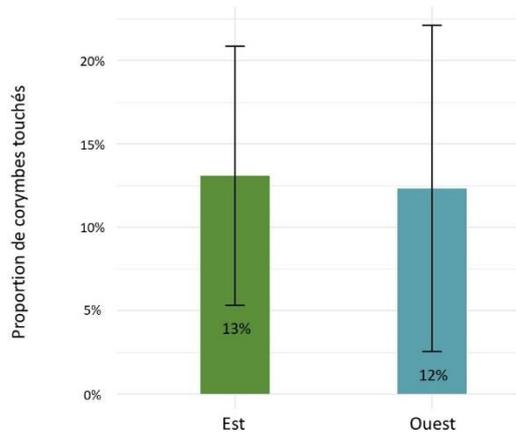


Figure 33 : Proportion moyenne de corymbes touchés en fonction de l'orientation est/ouest (p -value du test de significativité > $0,05$)

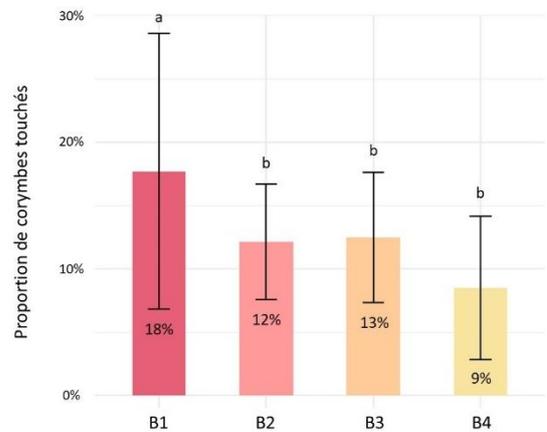


Figure 34 : Proportion moyenne de corymbes touchés par bloc pour l'essai larvicides (p -value du test de significativité = $9,919e-05$)

Produits larvicides sur jeunes larves

La pression dans la parcelle a été suivie grâce aux pièges Rebell® installés dans la parcelle qui servent également pour le suivi du vol. Pour cette parcelle, 40 hoplocampes ont été piégés en moyenne par piège. Les maximums de capture ont été atteints les 5 et 9 mai avec en moyenne 13 et 16 hoplocampes capturés par piège.

Une GLMM suivant une loi Binomiale a été réalisée pour étudier la proportion de corymbes touchés par l'hoplocampe. Les détails des scripts et sorties R sont disponibles en Annexe V. La figure 31 indique qu'en moyenne dans le témoin, 23 % des corymbes présentent des dégâts d'hoplocampes. Les analyses statistiques montrent que la modalité traitement a un effet significatif sur la proportion de dégâts. Toutes les modalités traitées présentent significativement moins de corymbes touchés que le témoin. La modalité T1, traitée avec la référence conventionnelle, le Karaté Zéon®, manifeste environ 4 fois moins de corymbes touchés par rapport au témoin. Les modalités traitées aux Quassol® (T2), Quassol® + Heliosol® (T3) et Success™ 4 (T4), ne sont pas significativement différentes entre elles avec un taux de dégâts compris entre 11 % et 13 %. Elles ne sont pas significativement différentes de la référence conventionnelle. Enfin, la modalité T5, NeemazaL®-T/S, n'est pas significativement différente des 3 précédentes mais se distingue de la référence conventionnelle. En ce qui concerne l'effet de la hauteur, la figure 32 révèle une différence significative de corymbes impactés par l'hoplocampe entre le bas et le haut des arbres. En effet, les dégâts sont principalement observés en haut avec 20 % de corymbes touchés, contre seulement 5 % en bas.

Une comparaison a également été faite entre les dommages causés par le ravageur entre la face est et la face ouest des arbres. La figure 33 et les tests statistiques ne montrent aucune différence significative entre les deux faces.

Pour l'effet bloc (figure 34), soit le gradient est/ouest, il y a une différence significative entre le bloc 1 et les 3 autres blocs. Il y a en effet plus de corymbes touchés dans le bloc 1 que dans les autres blocs, 18 % contre 9 % à 13 %. Il y a donc bien un effet bordure puisque le bloc 1 est sur une ligne de bordure.

Nématodes et champignon entomopathogènes sur larves pré-diapausantes

Test en laboratoire

Une GLM a été réalisée pour étudier les proportions de larves vivantes, mortes, en diapause, manquantes ou encore dans les fruits en fonction des traitements. Les détails des scripts et sorties R sont disponibles en Annexe VI. L'essai en laboratoire (figure 35) montre une proportion importante, entre 60 % et 85 %, de larves en diapause toutes modalités confondues. Le traitement au LALGUARD M52 OD, T4, montre significativement plus de larves en diapause que le témoin et les autres modalités. Le témoin présente 5 % de larves vivantes, comme la demi-dose, la simple dose et la double dose de nématodes. Il n'y a pas de différence significative sur la proportion de larves vivantes entre les différentes modalités. 3 % des larves sont mortes dans le témoin contre 0 %, 10 % et 15 % avec la demi-dose, la simple dose et la double dose de nématodes. Il y a un effet positif significatif du traitement avec double dose sur le taux de mortalité des larves. Les autres doses ne sont pas significativement différentes du témoin.

Pour ce qui est de la modalité T4, LALGUARD M52 OD, aucune larve vivante ou morte n'a été trouvée. Les larves sont en très grande majorité en diapause et quelques-unes sont soit manquantes soit encore dans les fruits.

Pour les proportions de larves manquantes et encore dans les fruits, il n'y a pas de différence significative entre les différentes modalités.

Test en verger

Comme pour l'essai en laboratoire, l'essai en verger (figure 36) met en évidence une proportion élevée de larves en diapause, que ce soit pour le témoin ou pour le traitement aux nématodes entre 70 %

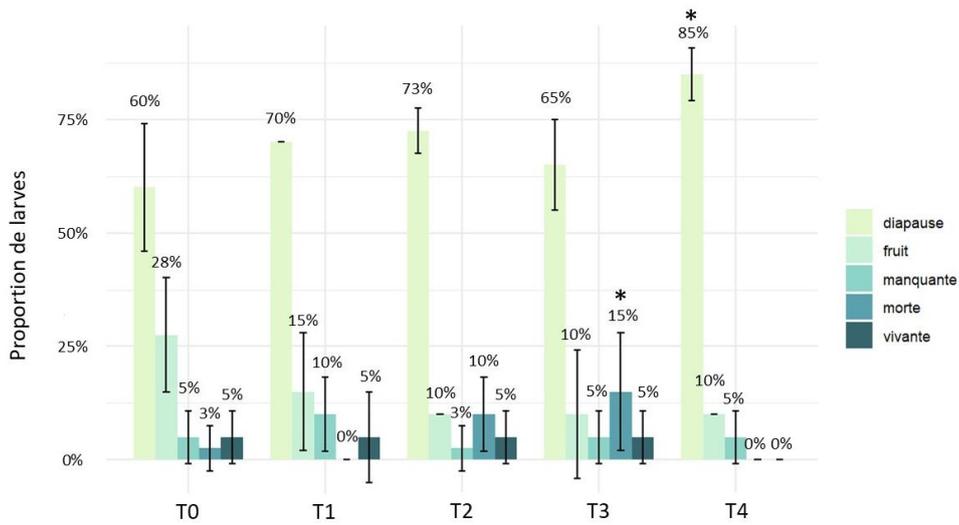


Figure 35 : Proportion moyenne de larves d'hoplocampes vivantes, mortes et en diapause pour le traitement aux nématodes et champignon en comparaison d'un témoin non traité (T0) en conditions contrôlées (T1 : demi-dose de nématodes ; T2 : simple dose de nématodes ; T3 : double dose de nématodes ; T4 : LALGUARD M52 OD) (p -value du test de significativité pour 'morte' = $8,355e-06$; p -value pour 'diapause' = $0,001882$; autres p -value > $0,05$)

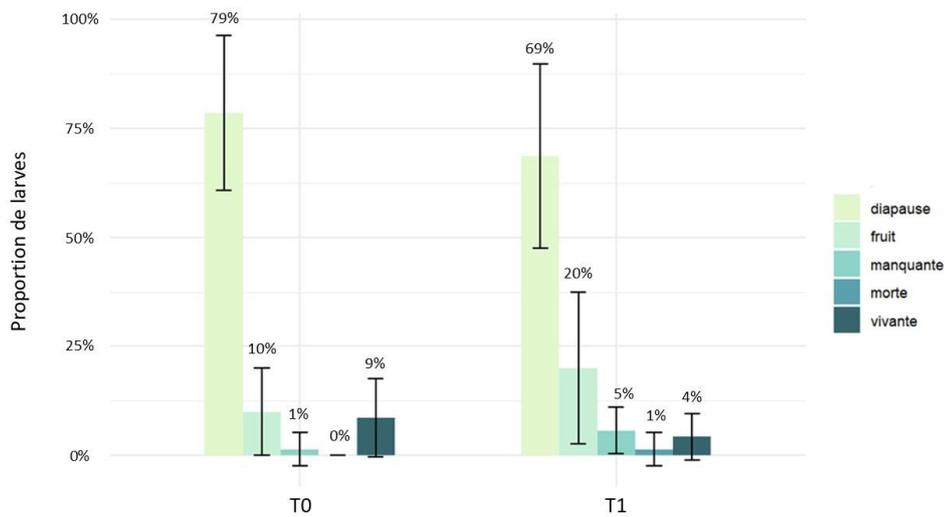


Figure 36 : Proportion moyenne de larves d'hoplocampes vivantes, mortes et en diapause en fonction du traitement simple dose de nématodes (T1) en comparaison d'un témoin non traité (T0) en verger (p -value des tests de significativité > $0,05$).

et 80 %. Légèrement plus de larves vivantes sont observées dans le témoin, 9 % contre 4 % avec le traitement. Uniquement 1 % des larves sont mortes avec les nématodes contre 0 % dans le témoin. Aucune différence significative entre les deux modalités n'a été montrée par les analyses statistiques pour toutes les variables réponses. Les détails des scripts et sorties R sont disponibles en Annexe VII.

Discussion

I. Fiabilité de la modélisation

La dynamique de vol en 2024 met en évidence deux pics de vols comme les années précédentes, avec une émergence relativement précoce des hoplocampes au 22 mars. Le modèle ne prédit qu'un seul pic de vol cette année alors qu'en 2022 et 2023 les différents pics étaient bien prédits, notamment pour le modèle avec biofix. Les pics prédits (figure 23 et 24) semblent tout de même suivre les variations de températures comme ce qui est observé sur le terrain. En effet, le premier pic de vol observé sur le terrain s'accompagne d'une augmentation modérée de la température maximale. Une diminution du nombre d'hoplocampes capturés est également observée lorsque les températures augmentent. De même, les fortes périodes de précipitations engendrent une diminution des captures. Il est à noter que le printemps 2024 a été très pluvieux, impactant la dynamique de vol du ravageur et expliquant la faible pression annuelle. L'année 2023 présente elle une pression bien supérieure à la moyenne des autres années. Des températures adéquates, une bonne luminosité ainsi qu'une absence de pluie pourraient expliquer cette forte émergence d'hoplocampes.

La modélisation sur l'éclosion des œufs est différente des données terrain, notamment pour la fin de l'éclosion surtout en ce qui concerne le modèle avec biofix. Il en est de même pour la période de descente en diapause des larves, principalement pour la fin. Concernant ces phases, les prédictions des modèles sont peu fiables. Ces résultats ne concordent pas avec ceux de l'étude de fiabilité réalisée par Trapman (2016) qui a effectué une comparaison du modèle avec 123 vergers aux Pays-Bas, en Belgique, au Danemark et en Autriche. Selon cette étude, la simulation du développement des œufs réalisée par le modèle correspond suffisamment aux variations des stades de développement observées sur le terrain pour permettre d'anticiper les décisions de positionnement de traitement. L'étude ne précise pas la fiabilité entre le modèle avec biofix et sans biofix.

Concernant la proposition de date d'application, selon la même étude, dans 86 % des cas, la date conseillée par le modèle est suffisamment proche de la date conseillée par l'expert humain pour pouvoir s'attendre au même niveau d'efficacité (Trapman 2016). Selon cette étude, 2 jours d'avance ou 1 jour de retard par rapport aux données terrain est acceptable. Ainsi, dans le cas étudié à la Morinière, le modèle avec biofix semble fiable sur la proposition de traitement, celui-ci étant en retard d'un jour. Ces résultats sont cependant à nuancer étant donné que les dates de traitement terrain sont déterminées principalement grâce à la phénologie du pommier et non celle de l'insecte. Or, selon Graf et al (1996), bien que le cycle du ravageur dépende de celui du pommier, il est possible qu'il soit en décalage. Par conséquent il est possible qu'il y ait une différence de jours entre une date d'application se basant sur le stade du pommier et celle se basant sur le cycle du ravageur.

La comparaison entre 2023 et 2024 montre un réel impact de l'année sur la dynamique de population de l'hoplocampe. La modélisation en 2024 avec les conditions météorologiques particulières du printemps est moins fiable qu'en 2023, tous fonctionnements du modèle confondus. La forte différence de pression entre les deux années peut peut-être expliquer cette différence. Le biofix semble tout de même avoir un intérêt pour améliorer la modélisation, celle-ci étant moins différente des observations terrains que celle sans biofix. Cette observation vient confirmer les résultats de 2022 et 2023 qui affirment que le biofix permet de mieux prédire la dynamique de vol.

En fonction des années, le modèle va plus ou moins bien prédire la dynamique de population. Il serait ainsi intéressant de réitérer les observations sur plusieurs années afin de déterminer si dans le cas d'autres années particulières (forts gels ou précipitations, canicules, ou grandes périodes de froid...) les modèles parviennent à prédire le cycle du ravageur. La méthode utilisée serait également à perfectionner puisque les relevés deux fois par semaine peuvent ne pas capter certaines variations du

cycle de l'hoplocampe. La comparaison peut par conséquent manquer de précision. Pour aller plus loin, il serait intéressant de différencier les adultes piégés. Le modèle RIMpro différencie dans sa modélisation le vol des vieilles et des jeunes femelles. Différencier le sexe et le stade des adultes piégés pourrait ainsi apporter un autre niveau de précision dans la comparaison entre les données du terrain et celles de la modélisation.

II. Efficacité des méthodes de lutte alternatives

Piégeage massif des adultes

Captures des hoplocampes

L'essai démontre que les pièges permettent de capturer les hoplocampes puisque les bandes ont permis de capturer 5 600 individus à l'hectare.

L'essai met en évidence un effet de la hauteur sur les captures d'hoplocampes avec les bandes CatchIt®. Il y a plus de captures dans la partie haute des pièges. Ce résultat est cohérent avec les données bibliographiques selon lesquelles les adultes sont attirés par la cime des arbres (Wildbolz et Staub, 1986). Le piégeage montre également plus de captures sur la face est que sur la face ouest. Le fait que la face ouest soit plus éclairée et chaude l'après-midi, gênant ainsi les insectes, pourrait être une hypothèse pour expliquer cette différence.

Impact sur les auxiliaires et autres insectes

La grande majorité des insectes piégés concernent d'autres insectes que l'hoplocampe. Le piégeage massif a donc un impact certain sur les populations d'insectes. En s'intéressant seulement aux proportions d'hoplocampes et d'auxiliaires, il est possible d'émettre l'hypothèse que les pièges sont sélectifs de l'hoplocampe vis-à-vis des auxiliaires. Cette hypothèse est tout de même à nuancer, la classe auxiliaire étant restreinte et le nombre de pièges étudié (4) étant faible. Une étude plus approfondie de la sélectivité des pièges pourrait être envisageable avec un plus grand nombre de pièges pour étudier de manière plus précise leur impact sur les populations auxiliaires.

Proportion de dégâts

L'étude de l'impact du piégeage massif en comparaison aux deux références sur la proportion de dégâts ne montre pas de résultats concluants. Le taux de dégâts significativement plus élevé que le témoin est celui de la référence conventionnelle. Le témoin, lui, est très peu touché. Ces résultats ne sont pas cohérents. De plus, aucune différence significative n'a été mise en évidence entre le témoin, la modalité piégeage et le traitement au Quassol®.

Plusieurs raisons peuvent expliquer ces résultats. Premièrement, il est compliqué d'évaluer les dégâts de par le faible niveau de pression dans la parcelle, les corymbes touchés n'atteignant pas plus de 8 %. En moyenne, il y a 14 hoplocampes capturés par piège. Au maximum, 24 hoplocampes ont été capturés sur 1 piège. Selon Wateau et al (2009) et Andermatt (sd), la pression est considérée comme alarmante entre 20 et 30 hoplocampes sur 1 piège englué de type Rebell®. La surface de capture des bandes CatchIt® installées étant environ 5 fois plus grande que celles des pièges Rebell®, la pression dans la parcelle est largement en dessous de ce seuil. Deuxièmement, compte tenu de la proximité des modalités dans la parcelle, il est probable que la plupart des hoplocampes adultes présents aient été capturés, ce qui explique le faible pourcentage d'attaque du ravageur dans toutes les modalités de l'essai. Autrement dit, les bandes CatchIT® uniquement utilisées dans la modalité T2 ont probablement attiré les hoplocampes des autres modalités. Il est cependant impossible de savoir si les femelles ont été capturées avant ou après avoir pondu, le comptage des individus piégés ayant été fait en fin de floraison. Finalement, il existe peut-être un gradient de pression dans la parcelle entre l'est et l'ouest avec une pression supposée plus élevée à l'est, là où se trouve la modalité traitée avec la référence conventionnelle. Cet effet n'a pas pu être testé statistiquement puisqu'il est corrélé avec celui du

traitement. Pour pouvoir le vérifier, il faudrait envisager un autre design expérimental en plaçant toutes les modalités par lignes ou en augmentant les distances entre les modalités. Pour encore améliorer la méthode de cet essai, il pourrait être judicieux de faire deux applications de traitements plutôt qu'une seule. En effet, pour cet essai, les traitements ont été réalisés en même temps que le traitement pour le verger avec un seul passage. Cela permettrait de mieux couvrir la période d'éclosion des larves. En comparaison de ces résultats, Brouwer et ses collègues (2022) ont montré une réduction de 80 % des dégâts causés par l'hoplocampe dans une modalité avec des bandes CatchIt® à une densité de 246/ha en comparaison d'un témoin sans piège. Les résultats des recherches menés par Fruitconsult en 2023 sont du même ordre (Polfliet, 2024). L'essai menée au CTIFL de la Morinière en 2023 n'a, lui, pas mis en évidence de réduction des dégâts entre le témoin, le piégeage et les références. L'étude menée par Helsen et al (2020) sur des pièges équivalents n'a également pas montré une diminution significative.

L'efficacité du piégeage massif à l'aide de pièges de type bande CatchIt® semble ainsi mitigée en fonction des études. Toutefois, selon Tournant et al (2021), il faudrait plusieurs années consécutives pour voir un effet significatif. Ainsi, un essai dans le temps pourrait être envisagé pour vérifier l'efficacité des bandes CatchIt® sur l'hoplocampe.

L'essai a également montré qu'il y avait plus de dégâts en haut des arbres qu'en bas. Cet aspect est étudié plus en détails dans la partie sur l'essai produits larvicides.

Produits larvicides sur jeunes larves

L'essai a mis en évidence une diminution des dégâts pour tous les traitements par rapport au témoin. La référence conventionnelle est la modalité qui diminue le plus le nombre de corymbes touchés en le divisant presque par 4 par rapport au témoin. Le Neemazal®-T/S quant à lui est le produit le moins efficace. Il diminue de moins de la moitié le taux de corymbes touchés par rapport au témoin. Enfin, les traitements au Quassol®, Quassol® + Heliosol® et Success™4 se trouvent dans la moyenne puisqu'ils diminuent environ de moitié la proportion de dégâts par rapport au témoin et ne sont ni significativement différents de la référence conventionnelle ni du Neemazal®-T/S.

Le Neemazal®-T/S semble avoir une efficacité moins importante ce qui confirme les résultats de Jamar et al (2012) et ceux de certaines autres études (Paask, 2013). Par ailleurs, pour son emploi en production de pommes biologiques, une dérogation est nécessaire tous les ans et il est interdit d'application pendant les périodes de floraison (Andermatt, 2019). Ces différentes raisons n'en font pas une alternative fiable à utiliser de manière pérenne en production biologique.

Les produits qui se révèlent être de bonnes alternatives utilisables en AB sont donc le Success™4 et le Quassol®. Pour le Success™4, l'efficacité mise en évidence ici est tout de même moindre que celle démontré par paask en 2013 sur le produit Tracer™, également composé de spinosad et appliqué à la même concentration par hectare. Ce dernier permettait de diminuer de 85 % la proportion de dégâts. Le Succes™4 est également un insecticide à large spectre, il pourrait induire la diminution de populations auxiliaires et potentiellement mener à la résurgence de ravageurs secondaires dont les prédateurs naturels auraient disparu. De plus, le spinosad est interdit d'application au moment de la floraison (IPFC, 2014). Or, la période d'application du produit pour viser les jeunes larves coïncide avec la période de floraison. Le Success™4 n'est donc pas adapté à la lutte contre l'hoplocampe.

Le candidat le plus favorable semble ainsi être le Quassol®. La quassine, principe actif qui compose le Quassol®, est étudié depuis une dizaine d'années à la Morinière. Le bilan de ces nombreuses années d'étude montre une efficacité de l'ordre de 74 % pour les produits à base de quassine contre 60 % pour le Karaté Zéon® à base de lambda-cyhalothrine (Lothion, 2024). Ces résultats sont à prendre avec du recul compte tenu du nombre d'évaluations de chaque spécialité. En effet, la quassine a été évaluée plus d'une dizaine de fois alors que l'année 2024 est celle de la troisième analyse du Karaté Zéon®. Le Quassol® semble tout de même être une alternative fiable pour lutter contre l'hoplocampe, les

résultats de la Morinière s’alignant sur ceux de plusieurs études montrant une efficacité entre 50 % et 90 % des produits à base de quassine (Kienzel et al, 2004 ; Kienzel et al, 2006 ; Psota et al, 2010 ; Neupane, 2012 ; Danelski et al, 2014).

Bien que le Quassol soit une alternative fiable, l’application de quassine nécessite des conditions particulières et son efficacité dépend de différents facteurs. La quantité d’eau pour la pulvérisation impacte l’efficacité du traitement. Une pulvérisation avec un volume de 500 l /ha serait optimale selon Kienzel et al (2004). Selon les mêmes auteurs (2006), l’application doit être réalisée en une seule fois à la dose totale juste après l’éclosion. À contrario, selon Paaske (2013) et Trapman (2016) une application en deux fois serait envisageable pour couvrir toute la période de ponte et donc l’hétérogénéité des éclosions. Wateau et al (2009) vont également dans ce sens et préconisent l’application du quassia lorsque toutes les pontes sont faites avec 80 % des œufs au dernier stade, le stade œil rouge. Ainsi, selon eux, l’application doit être faite en deux temps, une au début de floraison déclinante (stade G) et une à la fin de celle-ci (stade H). Cette seconde proposition est celle qui a été appliquée dans le cadre de l’essai réalisé à la Morinière en 2024 mais avec moins de temps de différence entre les applications. Pour optimiser l’application de Quassol®, il serait envisageable à l’avenir d’étudier l’impact du nombre d’application de traitement et également celui du pas de temps entre ces applications. L’utilisation d’OAD comme RIMpro, après étude de fiabilité, pourrait également permettre d’optimiser les applications puisque le modèle permet de savoir à quel moment les œufs sont au stade œil rouge et la période d’éclosion. Cette étude ainsi que celle de 2023 ne montrent pas de différence significative entre le traitement au Quassol® seul et celui avec l’ajout d’un adjuvant, l’Heliosol® ce qui contredit les dires de Kienzel et al. (2006) selon lesquels l’ajout d’un agent mouillant permettait d’augmenter l’efficacité du Quassol®.

Une autre problématique qui se pose avec le Quassol® est le fait qu’il a été interdit en agriculture biologique en 2022 selon l’annexe I du règlement d’exécution (UE) 2021/1165 (commission Européenne, 2021). En production conventionnelle, il est aujourd’hui soumis à dérogation (Ministère de l’Agriculture et de la Souveraineté alimentaire, 2024). Cette interdiction est liée au manque d’études toxicologiques. Quelques études se sont tout de même penchées sur l’impact de la quassine sur les populations d’auxiliaires bénéfiques en verger comme *Aphelinus mali*, *Forficula auricularia*, *Aphidius rhopalosiphii*, *Coccinella septempunctata*, *Chrysoperla carnea*, *Adalia bipunctata*... Ces études n’ont montré aucun effet de surmortalité du Quassol® sur les auxiliaires (Kienzel et al, 2004 ; Munier et al, 2016). Il est cependant actuellement une des seules alternatives efficaces. Il serait donc primordial de réaliser différentes études toxicologiques sur la quassine pour aider la lutte contre l’hoplocampe du pommier.

Une deuxième partie de l’essai portait sur l’étude de l’impact des gradients nord/sud et est/ouest ainsi que l’effet de l’orientation et de la hauteur. Pour ce qui est des gradients, aucun effet gradient nord/sud n’a été démontré. Un gradient de pression est cependant connu dans cette parcelle. L’absence d’effet gradient dans l’essai pourrait s’expliquer par le fait que celui-ci ait été mis en place dans la moitié sud de la parcelle. En ce qui concerne le gradient est/ouest, une différence significative a été révélée entre le bloc 1 à l’est et les 3 autres blocs. Cela s’explique par l’effet bordure qui était attendu, le bloc 1 étant placé sur une ligne de bordure. La mise en évidence de cet effet justifie le design expérimental mis en place en faisant en sorte que chaque modalité soit répétée le même nombre de fois dans chaque bloc. Pour l’orientation est/ouest, aucun effet n’a été montré. L’essai a toutefois mis en évidence une nette différence de dégâts entre la partie haute et la partie basse des arbres. Comme pour le piégeage des hoplocampes, cela s’accorde avec les résultats bibliographiques indiquant que les hoplocampes se retrouvent dans un premier temps dans le haut des arbres (Wildbolz et Staub, 1986). Il aurait été intéressant pour cet essai d’analyser statistiquement l’interaction entre l’effet traitement et l’effet hauteur pour voir si certains produits arrivent à pallier cette répartition. Cela n’a pas été fait dans cette

étude. Ayant peu d'observations, les modèles statistiques risquaient d'être « overfitted » en testant des interactions en plus de plusieurs variables explicatives.

Les résultats de cet essai sont en effet à prendre avec précaution étant donné que le nombre de corymbes observés par hauteur par face par arbre est faible (4) pour réaliser des analyses statistiques complexes.

Nématodes et champignon entomopathogène sur larves pré-diapausantes

Les résultats de l'essai en laboratoire sont mitigés. En effet, la très grande proportion de larves en diapause ne permet pas de conclure sur l'efficacité des produits. Les fruits ayant été récoltés entre 4 et 5 jours après les premières descentes en diapause des larves, attendre 48 h avant de réaliser les traitements pour laisser le temps aux larves de descendre était trop long. Les larves ont ainsi eu le temps de descendre dans le sol mais également de réaliser leurs cocons. Elles n'étaient donc plus atteignables pour les nématodes. Une étude réalisée au CTIFL en 2023 montre en effet que les nématodes n'ont pas d'impact sur les larves une fois qu'elles sont à l'intérieur de leur cocons (Miniou, 2023).

L'essai montre tout de même un effet significatif de la double dose par rapport au témoin sur la mortalité. Il est néanmoins impossible de conclure sur le fait que ce soit la dose adaptée, ne sachant pas si les deux autres doses n'ont pas eu d'effet en elle-même ou si cela est dû au grand nombre de larves en diapause.

Le traitement T4 à base de *M. brunneum*, champignon entomopathogène, présente significativement plus de larves en diapause que les autres modalités. Cela pourrait s'expliquer par le fait que le champignon mettrait plus de temps à tuer les larves que les nématodes. En effet, en fonction des conditions, le LALGUARD M52 met entre 3 et 5 jours pour tuer la cible après infection (Communication personnelle, LALLEMAND). Les larves ont donc toutes eu le temps de se mettre en diapause avant que le champignon ne les tue. De plus, il semble avoir de la mortalité naturelle dans le témoin, ce qui n'a pas lieu dans cette modalité. Comme pour les nématodes, il serait intéressant d'étudier l'impact du champignon sur les larves lorsqu'elles sont en diapause.

Les résultats de l'essai en verger sont du même ordre. De par la grande proportion de larves en diapause, il est impossible de conclure sur l'efficacité des nématodes en conditions verger.

Les essais réalisés en 2022 ont montré des résultats pour l'étude en laboratoire et pour celle en verger. En laboratoire, 40 % des larves ont été retrouvées mortes et en verger 30 %. Les résultats en laboratoire de 2023 concordent avec ceux-ci avec encore plus de larves mortes puisque 100 % des larves ont été retrouvées mortes. Les résultats en verger en 2023 sont cependant similaires à ceux de 2024. Les résultats des années précédentes sont toute même à prendre avec du recul car les surfaces d'application ont été très fortement surestimées ce qui fait que la quantité de produit appliquée est largement supérieure. Pour ce qui est des différences de résultats au verger, cela peut s'expliquer par l'impact des conditions abiotiques.

Ainsi, en plus du pas de temps trop élevé entre la mise en place des fruits et le traitement, les conditions abiotiques potentiellement différentes d'une année à une autre peuvent impacter la réussite des traitements aux nématodes. Les principaux facteurs sont : les rayons ultraviolets (UV), l'humidité, la température et les propriétés du sol (Shapiro-Ilan, 2006 ; Labaude et Griffin, 2018). Les conditions d'humidité peuvent être écartées étant donné que pour le test en laboratoire, les pots ont été humidifiés régulièrement et que pour le test en verger, le temps était pluvieux après les traitements. Le traitement en verger a été réalisé en fin de matinée. Il est cependant préférable d'effectuer les traitements tôt le matin ou en soirée pour éviter les effets néfastes des UV. Ces derniers ont donc pu

Table 6 : Coûts (HT) des stratégies testées sans Redevance pour Pollution Diffuse (RPD) selon Lothion 2024.

Méthode	Coût produit/ha	Temps main œuvre/ha (h)	Coût total main œuvre/ha (€)	Coût total/ha (€)	Références
Piégeage massif bandes CatchIT®	560 € - pour 400 bandes/ha	20	233,6 €	793,6 €	Brouwer, 2022 ; Andermatt, 2024 CTIFL, La Morinière, 2024
Quassol®	79.0 € - pour 2 applications	2	23,4 € pour 2 applications	102,3 €	CTIFL, La Morinière, 2024
Success™4	171.0 € - pour 2 applications	2	23,4 € pour 2 applications	194,4 €	CTIFL, La Morinière, 2024
Karaté Zéon®	5.4 € - pour 1 application	1	11,7 €	17,1 €	CTIFL, La Morinière, 2024
Entonem	140 € - pour 1 application	1	11,7 €	151,7 €	[9]
LALGUARD M52 OD	95 € pour 1 application	1	11,7	106,7	Communication personnelle, LALLEMAND

Données calculées avec un SMIC horaire de 11.68 €/h (HT).

Les coûts sont dépendants des doses utilisées au cours des expérimentations :

- Quassol® : 0.6 l/ha
- Success™4 : 0.2 l/ha
- Karaté Zéon® : 0.11 l/ha
- Entonem : 1.5 milliards/ha
- LALGUARD M52 OD : 1,5 l/ha

influer sur le traitement en verger. La température du sol impacte également l'efficacité des nématodes. Celle-ci varie en fonction des espèces. De la même manière, le pH du sol peut jouer un rôle. Un pH supérieur à 10 peut être préjudiciable à l'applications des nématodes, tandis qu'un pH d'environ 4-8 est généralement compatible avec leur utilisation (Shapiro-Ilan, 2006 ; Belien, 2018).

Comme pour les nématodes, l'application de champignons entomopathogènes nécessite des conditions particulières pour une efficacité optimale. Le pH du sol, sa température ou encore sa composition peuvent influencer sa virulence (Fernandes et al, 2012 ; Sharma et Sharma, 2021). Les facteurs abiotiques tels que l'humidité, la température et la lumière du soleil peuvent influencer la possibilité d'infection. Grâce à l'humidité, la germination et la sporulation sont favorisées, tandis que la température constitue un facteur limitant du développement (Sharma et Sharma, 2021).

Pour s'assurer de ne plus avoir le problème de sur-proportion de larves en diapause, il faudrait premièrement effectuer l'essai plus tôt, dès que le début de descente des larves dans le sol est amorcé. Il serait également intéressant d'étudier le temps qu'une larve met pour descendre dans la terre et faire son cocon pour pouvoir ajuster le délai entre la mise en place des larves dans les dispositifs et le traitement.

Coûts et faisabilités des différentes méthodes de lutte testées

La Table 6 résume les méthodes de luttés testées et une estimation des coûts à l'hectare hors taxe (HT) calculés à partir des coûts de produits et de main d'œuvre à l'hectare.

Une grande différence de prix s'observe entre les moyens de lutte évalués. L'installation des bandes engluées demande une main d'œuvre considérable (20 heures par hectare) et elles ont un coût élevé de 60 €/ha HT (Tableau 2). De plus, une période venteuse après installation des pièges peut engendrer un coût de main d'œuvre supérieur pour replacer les pièges. Le piégeage massif peut ainsi engendrer des coûts élevés et de la pénibilité pour les arboriculteurs. Cette méthode ne semble pas idéale pour être appliquée à l'échelle de toute une parcelle, voire plusieurs. Il pourrait être envisagé de les installer dans certaines parcelles ou certaines parties d'entre elles, là où la pression est la plus importante.

L'utilisation de larvicides est moins coûteuse. En comparaison de la référence conventionnelle, les méthodes applicables en arboriculture biologique sont tout de même plus coûteuses. Leur coût à l'hectare est 6 à 11 fois plus cher que le Karaté Zéon®. Le produit le moins cher parmi les méthodes biologiques est le Quassol® avec 102€ HT/ha. Ses conditions d'application pour une bonne efficacité impliquent cependant plus de contraintes que pour le Success™4. Les contraintes d'homologation et/ou de dérogation sont cependant un frein à l'utilisation de ces deux produits. La méthode à base de nématodes est la plus coûteuse (150 €HT/ha) mais reste environ 5 fois moins cher que le piégeage. Elle implique néanmoins plusieurs contraintes. En effet, les facteurs abiotiques influencent grandement la survie ou le potentiel infectieux des nématodes et par conséquent leur efficacité. Par ailleurs, la fenêtre de sensibilité des larves d'hoplacampe aux traitements est courte entre le moment où elles rentrent dans le sol et celui où elles forment leurs cocons. Pour atteindre l'ensemble des larves qui descendent en diapause avec les nématodes, il faudrait ainsi envisager au moins deux applications, ce qui doublerait à minima le coût et augmenterait les contraintes de main d'œuvre. Enfin, l'utilisation de champignon entomopathogène comme *M. brunneum* avec le LALGAURD semble intéressant en terme de coût puisque celui-ci se rapproche de celui du Quassol®. Si les études montrent à l'avenir une efficacité de ce champignon, il pourrait constituer une alternative intéressante, plus facilement utilisable en AB que le Quassol®, la réglementation l'autorisant en production biologique.

Conclusion

Il est essentiel de surveiller l'hoplocampe afin d'évaluer précisément la pression qu'il exerce dans un verger. Une surveillance est réalisable sur terrain grâce au suivi du vol avec des pièges englués blancs de type Rebell® et à l'observation des dégâts. Les modèles biologiques sont des outils de suivi qui pourraient permettre d'accompagner cette surveillance. Toutefois, les différences constatées des prévisions avec les observations faites au verger, en particulier concernant la période critique de l'éclosion, démontrent que ces OADs peuvent être améliorés. De plus, le modèle étudié cette saison semble peu fiable les années qui présentent de fortes précipitations au moment de l'émergence du ravageur. Cela serait à confirmer en répétant les essais sur plusieurs saisons.

Concernant les méthodes de lutte, le piégeage massif semble pouvoir être envisageable bien que les deux années d'études à la Morinière n'aient pas pu mettre en évidence une efficacité. En effet, le piégeage massif s'avère bénéfique lorsqu'il est poursuivi dans le temps au minimum sur 3 années consécutives (Tournant et al, 2021). Cependant son coût élevé et les contraintes de main d'œuvre n'en font pas une technique envisageable à très grande échelle. Le mettre en place dans des zones particulièrement touchées par l'hoplocampe permettrait de réduire les coûts et d'en faire une méthode plus applicable par les arboriculteurs.

L'utilisation de larvicides foliaires reste tout de même moins coûteuse. Le Success™4 est actuellement la seule spécialité efficace autorisée en AB, mais elle n'est pas applicable en floraison, soit la période d'application pour lutter contre le ravageur. Cela en fait une spécialité inutilisable dans la lutte contre l'hoplocampe du pommier. Les produits à base de *Quassia amara* sont les plus efficaces, cependant, le flou réglementaire concernant l'homologation de spécialités dosées et formulées comme le Quassol® entrave leur usage. Les problèmes d'approvisionnement peuvent aussi constituer un obstacle.

Par ailleurs, l'utilisation de nématodes entomopathogènes est complexe sur le terrain. En effet, les tests en laboratoire ont montré les années précédentes des résultats favorables. Cependant, l'application en verger est contraignante pour viser une efficacité optimale les nématodes étant sensibles aux conditions abiotiques, notamment d'humidité et de température du sol. De plus, afin d'atteindre toutes les larves en descente dans le sol, il serait nécessaire d'effectuer des applications multiples augmentant le coût de la méthode. Concernant l'utilisation de champignons entomopathogènes comme *M. brunneum*, celle-ci semble favorable étant donné que son coût est intéressant pour les producteurs. Les recherches doivent toutefois continuer sur leur efficacité avant de pouvoir proposer un produit comme solution applicable sur le terrain.

Finalement, dans l'attente d'évolutions réglementaires concernant les produits à base de quassine, il est primordial de poursuivre la recherche de solutions alternatives. La recherche pourrait s'orienter vers les tests d'efficacité de champignons entomopathogène comme *M. brunneum* ou *Beauveria bassiana* (Swiergiel et al, 2016). Certains producteurs testent également des substances répulsives comme l'ail ou l'achillée millefeuille (Jaquot et al, 2018

Bibliographie

- Agreste, 2021. Enquête Pratiques phytosanitaires en arboriculture en 2018 - IFT et nombre de traitements. *Chiffres et données*. n°8, p. 1-11. Disponible à : https://www.agreste.agriculture.gouv.fr/agreste-web/download/publication/publie/Chd2108/cd2021-8_IFT-phytofruits_2018.pdf
- Andermatt, sd. REBELL® Bianco. Fiche produit. Andermatt. Disponible à : https://www.andermatt.fr/protéger-mon-jardin/90-rebell-bianco.html?srsId=AfmBOoqPErf9QdbRGXdNenWWPKuYq4A_xMM691eB0vqZFGaQ9UB9Eh
- Andermatt, 2019. NEEMAZAL®-T/S -. Fiche produit. Andermatt. Disponible à : [NeemAzal-horti-novembre-2019 \(andermatt.fr\)](https://www.andermatt.fr/neemazal-t-s)
- Andermatt, 2023. CatchIT®. Fiche produit. Andermatt. Disponible à : <https://www.andermatt.fr/img/cms/Fiche%20produit/FP-Catch-IT-janv22.pdf>
- BELIEN, T., 2018. Entomopathogenic nematodes as biocontrol agents of insect pests in orchards. In : CAB Reviews: *Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*. 2019. Vol. 13. Disponible à : <https://doi.org/10.1079/PAVSNNR20181305>
- BROUWER, G., 2022. Comment contrôler l'hoplocampe du pommier (*Hoplocampa testidunea*) ? Fiche pratique. Delphy. Disponible à : https://orgprints.org/id/eprint/44938/3/24_PA_BIOFRUITNET_Apple_catch_that_fly_Final%20fr_proufofreaded_GRAB.pdf
- CHABOUSSOU, F., 1961. La lutte contre l'hoplocampe ou "ver cordonnier" du pommier. In : *Revue de Zoologie Agricole et de Pathologie Végétale*, n° 60, p.72-78. Consulté le 13/03/24.
- COMMISSION EUROPÉENNE, 2021. *Règlement d'exécution (UE) 2021/1165 de la commission du 15 juillet 2021 autorisant l'utilisation de certains produits et substances dans la production biologique et établissant la liste de ces produits et substances*. Journal officiel de l'Union européenne. 16 juillet 2021. Disponible à : <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/PDF/?uri=CELEX:32021R1165>
- CORTEVA agriscience, 2023. Sucess™4 – Le Guide - Vigne | Arboriculture | Cultures maraîchères | Industrielles | Tropicales | PPAMC fines herbes et PG. Disponible à : <https://www.placedesagriculteurs.fr/produits/protection-des-cultures/insecticides/success-4.html>
- D'ALLIBERT, E., 2022. *Stratégies de lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique*. Agrosiences Environnement Territoire Paysage Forêt. Caen : Université Caen Normandie.
- DAMINET, C., 2019. Modélisation - RIMpro un outil d'aide à la décision. In : *ProFilBio*. N°6, p. 7-8. FRAB Nouvelle-Aquitaine. Disponible à : <https://rimpro.cloud/wp-content/uploads/2021/09/2018-ProfilBio-presentation-de-RIMpro-France.pdf>
- DANELSKI, W., BADOWSKA-CZUBIK, T., ROZPARA, E., PNIK, M., 2014. A study on the possibility of limiting damage to fruit by the apple sawfly (*Hoplocampa testudinea* klug) in organic apple orchards. In : *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering*. 2014. Vol. 59 n° 3, p. 27-30. Disponible à : https://www.researchgate.net/publication/270049272_A_study_on_the_possibility_of_limiting_damage_to_fruit_by_the_Apple_Sawfly_Hoplocampa_testudinea_Klug_in_organic_apple_orchards
- DICKER, G. H. L., 1953. Some Notes on the Biology of the Apple Sawfly, *Hoplocampa testudinea* (Klug). In : *Journal of Horticultural Science*. Vol. 28 n° 4, p. 238-245. Disponible à : <https://doi.org/10.1080/00221589.1953.11513789>

- DILLMAN, A., STERNBERG, P., 2012. Entomopathogenic nematodes. In : *Current Biology*. Vol. 22 n° 11. Disponible à : <https://www.cell.com/action/showPdf?pii=S0960-9822%2812%2900334-X>
- FERNANDES, E., BITTENCOURT, V., ROBERTS, D., 2012. Perspectives on the potential of entomopathogenic fungi in biological control of ticks. In : *Experimental Parasitology*. 2012. Vol. 130 n°3, p. 300-305. Disponible à : <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2011.11.004>.
- FranceAgriMer, 2024a. Fruits frais - Fiche filière. FranceAgriMer. Disponible à : https://www.franceagrimer.fr/fam/content/download/72755/document/20240112_FICHE_FILIERE_FRUITS_2024.pdf?version=6
- FranceAgriMer, 2024b. Les chiffres-clés de la filière Fruits & Légumes frais et transformés en 2022. FranceAgriMer. Edition mars 2024. Disponible à : <https://www.franceagrimer.fr/filiere-fruit-et-legumes/Eclairer/Etudes-et-Analyses/Chiffres-et-bilans?moteur%5BfiltreDate%5D=04-2024&page=1>
- GRAF, B., HÖPLI, H.U., HÖHN, H., 1996. The apple sawfly, *Hoplocampa testudinea*: a temperature driven model for spring emergence of adults. In : *Entomologia Experimentalis et Applicata*. Vol. 98, p. 301-307. Disponible à : <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1996.tb00794.x>
- GRAF, B., HÖPLI, H.U., HÖHN, H., 2001. The apple sawfly, *Hoplocampa testudinea*: Temperature effects on adult life-span and reproduction. In : *Entomologia Experimentalis et Applicata*. Vol. 78, p. 377-380. Disponible à : <https://doi.org/10.1046/j.1570-7458.2001.00795.x>
- GUO, Z., VANGAPANDU, S., SINDELAR, R. W., WALKER, L. A., SINDELAR, R. D., 2005. Biologically Active Quassinoids and Their Chemistry: Potential Leads for Drug Design. In : *Current Medicinal Chemistry*. 2005. Vol. 12 n°2, p. 173-190. Consulté le 19/07/2024. Disponible à : <https://doi.org/10.2174/0929867053363351>
- HAALBOOM W., 1983. Observations on the apple sawfly *Hoplocampa testudinea* (Klug) with the use of visual traps. Mededelingen Faculteit Landbouwwetenschappen, Rijksuniversiteit Gent 1984. Vol. 48 n°2. p. 157-161. Disponible à : <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19840512729>
- HAPPE, S., NJEZIC, B., EHLERS R. U., (2016). Control of apple sawfly (*Hoplocampa testudinea* Klug) and plum sawflies (*H. flava* L. and *H. minuata* Christ.) with entomopathogenic nematodes. *Proceedings of 17th International Conference on Organic Fruit-Growing*, Feb. 2016. p. 258 – 260. Disponible à : https://www.ecofruit.net/wp-content/uploads/2020/04/49_Happe_258bis260.pdf
- HELSEN, H., JANSONIUS, P.J., BROUWER, G.W., VAN DER SLUIS, B., VAN TOL, R., DE GROOT, A., VAN KATS, R., VAN DE MAAS, R., 2020. Mass trapping of the apple sawfly *Hoplocampa testudinea*. *Proceedings of the Conference, 17-19 February 2020, Hohenheim, Germany: Short contributions. Conference on Organic Fruit Growing*, Feb. 2020. p. 99-102. Disponible à : <https://research.wur.nl/en/publications/mass-trapping-of-the-apple-sawfly-hoplocampa-testudinea>
- IFPC, 2014. L'hoplocampe, un ravageur en progression dans les vergers cidricoles. Les cahiers techniques de l'IFPC. In : Pomme à cidre. 2014. n°35. p. 11-13. Disponible à : <https://ecophytopic.fr/pic/piloter/lhoplocampe-un-ravageur-en-progression-dans-les-vergers-cidricoles>
- JACQUOT, M., FREYSSINET, E., PARVEAUD, C. E., 2019. Effet répulsif d'huiles essentielles sur l'hoplocampe du pommier. Fiche Arboriculture 2018. GRAB. Disponible à : https://www.grab.fr/wp-content/uploads/2019/05/A18_AuRA_02402_Api-Tree.pdf
- JAMAR, L., LATEUR M., TOURNANT, L., WATEAU, K., DEWAEGENEIRE, P., OSTE, S., MONTIGNIES, E., THIRAN, B., 2012. TransBioFruit - Les principales clés du verger bio transfrontalier - Pommes et poires, une approche globale. Disponible à : https://abiodoc.docressources.fr/index.php?lvl=notice_display&id=27441

JAWORSKA, M., 1979. The role of some entomopathogenic fungi in reduction of European apple sawfly - *Hoplocampa testudinea* (Klug) (Hymenoptera, Tenthredinidae) - laboratory studies. In : *Polska Akademia Nauk Biuletyn*. 1980. Vol. 27 n° 12, p. 1059-1062.

KHAN, S., 2012. Entomopathogenic fungi as biocontrol agents. Disponible à : https://www.researchgate.net/publication/279755261_Entomopathogenic_fungi_as_biocontrol_agents#:~:text=Entomopathogenic%20fungi%20has%20an%20important,small%20percentage%20of%20the%20total

KIENZLE, J., ZIMMER, J., KLOPP, K., MAXIN, P., YAMADA, K., BATHON, H., ZEBITZ, C., TERNES, P., VOGT, H., 2004. Control of the apple sawfly *Hoplocampa testudinea* Klug in organic fruit growing and possible side effects of control strategies on *Aphelinus mali* Haldeman and other beneficial insects. In : J. Heß and G. Rahmann (eds) *Ende der Nische, Beiträge zur 8. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau. kassel university press GmbH, Kassel*. Disponible à : <https://orgprints.org/id/eprint/4277/>

KIENZLE, J., ZIMMER, J., MAXIN, P., RANK, H., BATHON, H., ZEBITZ, C.P.W., 2006. Efficacy of Quassia extract on the apple sawfly *Hoplocampa testudinea* Klug. [Wirkung von Quassiaextrakt auf die Apfelsägewespe *Hoplocampa testudinea* Klug.] In: Boos, Markus (Ed.) *Ecofruit - 12th International Conference on Cultivation Technique and Phytopathological Problems in Organic Fruit-Growing: Proceedings to the Conference from 31st January to 2nd February 2006 at Weinsberg/Germany*, p. 239-242.

KUENEN, D., VAN DE VRIE, M., 1951. Waarnemingen over de biologie en de bestrijding van de appelzaagwesp (*Hoplocampa testudinea* klug, hymenopt., tenthredinidae). In : *Tijdschrift Over Plantenziekten*. 1951. n° 57. p. 135–157. Disponible à : <https://doi.org/10.1007/BF01982935>

LABAUDE, S., GRIFFIN, C., 2018. Transmission Success of Entomopathogenic Nematodes Used in Pest Control. In : *Insects*. 2018. Vol. 9 n°2, p. 72. Disponible à : <https://doi.org/10.3390/insects9020072>

LACEY, L.A., GRZYWACZ, D., SHAPIRO-ILAN, D.I., FRUTOS, R., BROWNBRIDGE, M., GOETTEL, M.S., 2015. Insect pathogens as biological control agents: Back to the future. In : *Journal of Invertebrate Pathology*. 2015. Vol 132, p. 1-41. Disponible à : <https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.009>.

LOPEZ-FERBER, M., SIEGWART, M., LIBOUREL, G., 2015. Résistance du carpocapse au virus de la granulose : quelques explications et leurs conséquences en Agriculture Biologique. Disponible à : <https://www.grab.fr/wp-content/uploads/2015/09/R%C3%A9sistanceVirusGranuloseder2015.pdf>

LOTHION R., GANDUBERT B., DECOSSE, M., 2024. Élaboration de stratégies de protection contre l'hoplocampe du pommier, *Hoplocampa testudinea*. In : INFOSCTIFL à paraître.

MARCHAND, S., 2024. La pomme en 2022-2023, bilan de campagne. FranceAgriMer. Disponible à : https://rnm.franceagrimer.fr/bilan_campagne?pomme

MILES, H. W., 1932. On the biology of the apple sawfly, *Hoplocampa testudinea* Klug. In : *Annals of Applied Biology*. 1932. Vol. 19 n°3. p. 420–431. Disponible à : <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1932.tb04332.x>

MINIOU, A., 2023. *Élaboration d'une stratégie de lutte contre l'hoplocampe du pommier, Hoplocampa testudinea, en arboriculture biologique*. Protection des Plantes et Environnement. Montpellier : L'Institut Agro Montpellier.

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE ET DE LA SOUVERAINETÉ ALIMENTAIRE, 2024. Décision d'autorisation de mise sur le marché d'un produit phytopharmaceutique au titre de l'article 53 du règlement (ce) n°1107/2009. Disponible à : [Produits phytopharmaceutiques : autorisations de mise sur le marché d'une durée maximale de 120 jours délivrées par le ministère dans des situations d'urgence phytosanitaire | Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire](#)

- MUNIER, D., CORNILLON, M., ARNAULT, I., 2016. Évaluation des effets non intentionnels des extraits de Quassol[®] sur des auxiliaires des cultures.
- NEUPANE, D., 2012. *Apple sawfly (Hoplocampa testudinea, Klug) situation, forecasting, monitoring and use of extract from Quassia amara for controlling the apple sawfly in organic apple orchards in Sweden*. Agroecology. Uppsala : swedish university of agricultural sciences.
- OWENS E. D., PROKOPY R. J., 1978. Visual monitoring trap for European Apple Sawfly. In : *Journal of Economic Entomology*. 1978. Vol. 71. n°4. P. 576–578. Disponible à : <https://doi.org/10.1093/jee/71.4.576>
- PAASK, K., 2013. Testing of plant extracts for control of apple sawfly Trials with Quassia-MD, NeemAzal T/S and Tracer. 2013. Disponible à : <https://orgprints.org/id/eprint/24746/7/24746.pdf>
- PARVEAUD, C. E., BRENNER, Johanna, STOEFFEL, Antoine, 2016. Fiche technique : Hoplocampe du pommier en AB. GRAB. Disponible à : <https://www.grab.fr/wp-content/uploads/2017/04/Fiche-technique-Hoplocampe-A4-Web-Parveaud.pdf>
- PLUMECOCQ, I., 2023. La note de conjoncture « fruits à pépins bio ». FNAB. Disponible à : https://www.produire-bio.fr/wp-content/uploads/2023/02/Note-Conjoncture-fruits-a-pepins-FNAB-2022_2023.pdf
- POLFLIET, M., 2024. A new control technique for the apple sawfly : attract and stick. In : *EFM*. 2024. N° 2, p. 16-19.
- PSOTA, V., OUŘEDNÍČKOVÁ, J., FALTA, V., 2010. Control of *Hoplocampa testudinea* using the extract from *Quassia amara* in organic apple growing. In : *Horticultural Science*. 2010. Vol. 37 n°4, p. 139-144. Disponible à : DOI:10.17221/76/2009-HORTSCI
- SHAPIRO-ILAN, D. I., GOUGE, D. H., PIGGOTT, S. J., PATTERSON FIFE, Jane, 2006. Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. In : *Biological Control*. July 2006. Vol.38 n°1, p. 124-133. Consulté le 19/07/24. Disponible à : <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.09.005>
- SHARMA, R., SHARMA, P., 2021. Fungal entomopathogens: a systematic review. In : *Egyptian Journal of Biological Pest Control*. 2021. Vol. 31 n° 57. Disponible à : <https://doi.org/10.1186/s41938-021-00404-7>
- SWIERGIEL, W., MEYLING, N. V., PORCEL, M., RAMERT, B., 2016. Soil application of *Beauveria bassiana* GHA against apple sawfly, *Hoplocampa testudinea* (Hymenoptera: Tenthredinidae): Field mortality and fungal persistence. In : *Insect Science*. 2016. Vol. 23 n° 6, p. 854-868. Disponible à : <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12233>
- TOURNANT, L., JORION, A., LELEU, K., 2021. Hoplocampe du pommier. Fiche technique FREDON 2021/41. Disponible à : <https://www.zerophyto-interreg.eu/medias/files/ft-hoplocampe-pro-fr.pdf>
- TRAPMAN M., 2016. Validation of the RIMpro decision support system for apple sawfly (*Hoplocampa testudinea*) with field observations in The Netherlands, Belgium, Denmark and Austria 2010–2015; *Proceedings of the 17th International Conference on Organic Fruit-Growing*, Feb. 2016. p. 69–76. Disponible à : https://www.ecofruit.net/wp-content/uploads/2020/04/8_Trapman_69bis76.pdf
- VELBINGER, H. H., 1952. Beitrag und Bekämpfung der Apfelund Birnensägewespe *Hoplocampa testudinea* Klug. Und *Hoplocampa brevis* Klug [Contribution to and management of apple sawfly *Hoplocampa testudinea* Klug and pear sawfly *Hoplocampa brevis* Klug]. In : *Pflanzenschutzberichte*. 1952. n°8. p. 129-149.

VINCENT, C., BABENDREIERS D., SWIERGIEL, W., HELSEN, Herman, BLOMMERS, Leo H. M., 2019. A review of the apple sawfly, *Hoplocampa testudinea* (Hymenoptera Tenthredinidae). In : *Bulletin of Insectology*. 2019. Vol. 72. n° 1. p. 35-54. Disponible à :

<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20193512755>

VINCENT, C., BELAIR, G., 1992. Biocontrol of the apple sawfly, *hoplocampa testudinea*, with entomogenous nematodes. In : *Entomophaga*. 1992. Vol. 37 n° 4, p. 575-582. Disponible à :

<https://doi.org/10.1007/BF02372327>

WATEAU, K., TOURNANT, L., JAMAR, L., 2009. Décoction de Quassia amara et lutte contre l'hoplocampe du pommier (*Hoplocampa testudinea* klug). FREDON. *Journées Techniques Fruits et Légumes Biologiques*. Décembre 2009. P. 1-6. Disponible à :

https://fredon.fr/hautes-de-france/sites/hautes-de-france/files/fiches%20techniques/TBF/publi_hoplocampe_du_pommier_jt_itab.pdf

WILDBOLZ, T., STAUB, A., 1986. Fang der Pflaumensägeswespen *Hoplocampa minuta* und *Hoplocampa flava* und der Apfelsägeswepe *Hoplocampa testudinea* mit weissen Fallen. Einfluss von Temperatur, Blütezeit und Fallenposition. In : *Mitteilungen der Schweizer Entomologischen Gesellschaft*. 1986. Vol. 59. p. 289-298. Disponible à : <https://doi.org/10.5169/seals-402224>

Sitographie

- [1] SIAL, 2022. Le marché des fruits et légumes dans le monde. In : *SIAL* [En ligne]. 2022. Consulté le 18/07/24. Disponible à : <https://www.sialparis.com/fr-FR/exposer/je-veux-exposer/les-secteurs-du-salon/fruits-et-legumes#:~:text=Le%20fruit%20le%20plus%20consomm%C3%A9,achats%20entre%202020%20et%202021.>
- [2] Produire Bio, 2020. La filière arboricole biologique. In : *produire-bio* [En ligne]. 2020. Consulté le 18/07/2024. Disponible à : <https://www.produire-bio.fr/filiere-arboricole-biologique/>
- [3] MNHN, OFB, sans date. *Hoplocampa testudinea* (Klug, 1816) - Taxonomie. Inventaire national du patrimoine naturel (INPN). In : *inpn.mnhn* [En ligne]. 2024. Consulté le 18/07/2024. Disponible à : https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/232106/tab/taxo
- [4] Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire, 2024. Qu'est-ce que le biocontrôle ? Info +. In : *agriculture.gouv* [En ligne]. 2024. Consulté le 19/07/24. Disponible à : <https://agriculture.gouv.fr/quest-ce-que-le-biocontrole>
- [5] Koppert, sd. Capirel - Biosolutions pour la protection des cultures. In : *koppert.fr* [En ligne]. 2024. Consulté le 15/05/24. Disponible à : <https://www.koppert.fr/capirel/>
- [6] Ephytia, 2013. Activités entomopathogènes. In : *ephytia.inra* [En ligne]. 2013. Consulté le 19/07/24. Disponible à : <https://ephytia.inra.fr/fr/C/19954/Biocontrol-Activites-entomopathogenes>
- [7] CTIFL, sd. Le CTIFL en quelques mots. In : *ctifl* [En ligne]. 2024. Consulté le 14/03/24. Disponible à : <https://www.ctifl.fr/en/le-ctifl-en-quelques-mots-ses-missions-ses-actions>
- [8] CODINI Myriam, 2023. Arboriculture : nouvelles dérogations de produits de biocontrôle et nouvelle homologation en AB. In : *po.chambre-agriculture* [En ligne]. Mars 2023. Consulté le 20/07/2024. Disponible à : <https://po.chambre-agriculture.fr/actualites/detail-de-lactualite/actualites/arboriculture-nouvelles-derogations-de-produits-de-biocontrole-et-nouvelle-homologation-en-ab/>
- [9] Koppert, sd. Entonem - Biosolutions pour la protection des cultures. In : *koppert.fr* [En ligne]. 2024. Consulté le 15/05/24. Disponible à : <https://www.koppert.fr/entonem/>

Annexes

Annexe I : Protocole de dissection des fleurs (source personnelle)

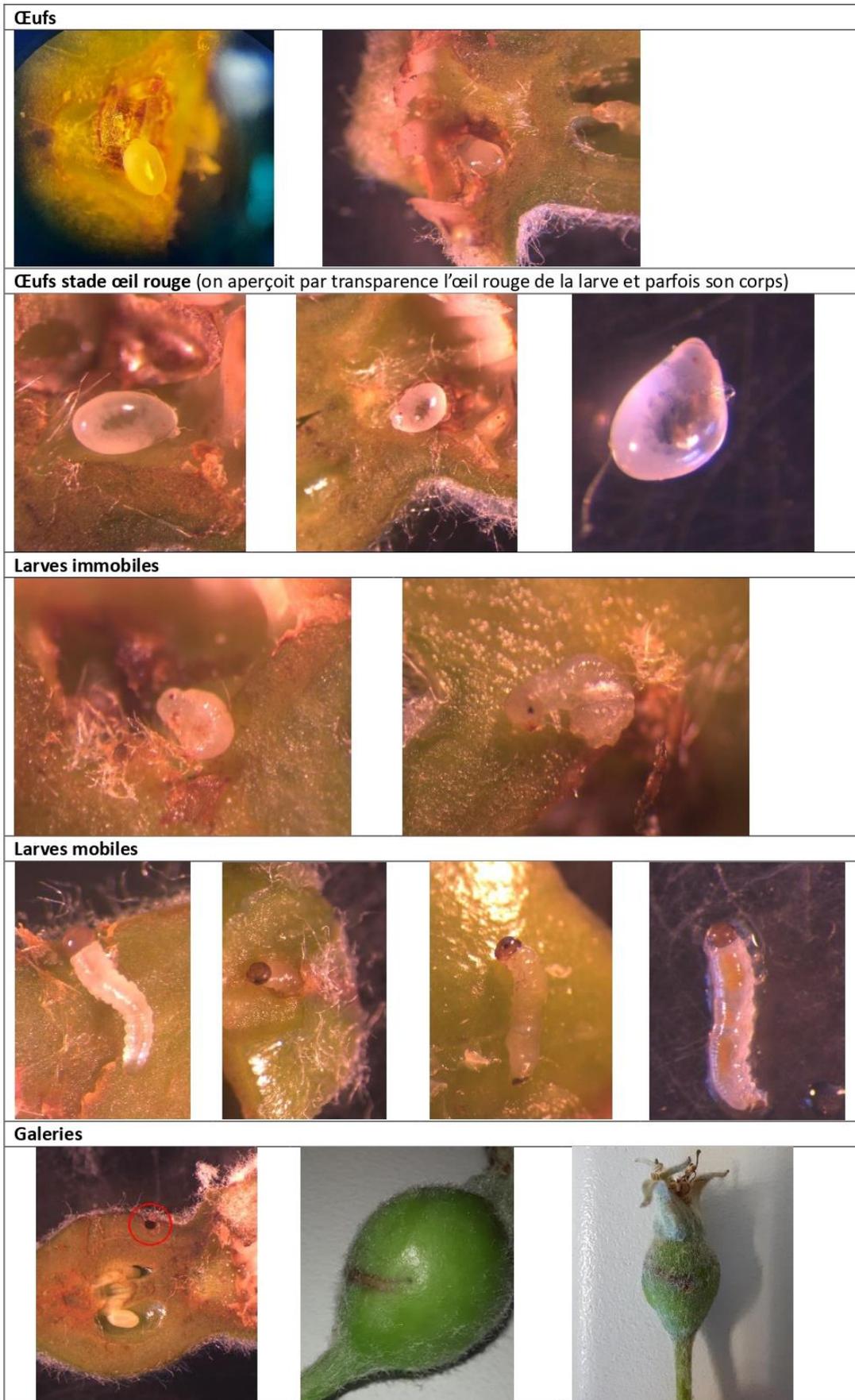
Protocole : dissection de fleurs pour trouver des œufs et larves
d'hoplocampes (*H. testidunea*)

Matériel : loupe binoculaire, scalpel, pinces fines

Méthode :

<p>1) Récolter des fleurs présentant un symptôme d'oviposition (petit trou à la base des sépales parfois accompagné d'une sciure orangée)</p>		
<p>2) Couper les étamines et les sépales à l'aide du scalpel en veillant à laisser une marge au-dessus du trou d'oviposition</p>		
<p>3) Couper la fleur en deux dans la hauteur</p>		
<p>4) Observer sous loupe binoculaire la partie de la fleur comprenant le trou face intérieure vers le haut</p>		
<p>5) Un léger renflement est visible au niveau de la paroi à la hauteur du trou d'oviposition</p>		
<p>6) Retirer délicatement le dessus de ce renflement avec les pinces</p>		
<p>7) L'œuf est maintenant visible</p>		

Annexe I : partie 2



Annexe II : Modèles nuls pour la modélisation

Modèle nul pour la modélisation sans biofix

Modèle retenu : `glm.nb(jourS ~ 1, data = dataMod1)`, jourS correspond au nombre de jour de différence par rapport au terrain pour le modèle sans biofix. Le nombre de jours est considéré comme une variable de comptage suivant une loi binomiale négative.

```
> summary(mod2)
Call:
glm.nb(formula = jourS ~ 1, data = dataMod1, init.theta = 1.522874931,
link = log)

Coefficients:
            Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  1.4018      0.2375   5.901 3.01e-09 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, l'intercepte est significativement différent de 0. La différence de jours est donc significativement différente

Modèle nul pour la modélisation avec biofix

Modèle retenu : `glm.nb(jourB ~ 1, data = dataMod1)`, jourB correspond au nombre de jour de différence par rapport au terrain pour le modèle avec biofix. Le nombre de jours est considéré comme une variable de comptage suivant une loi binomiale négative.

```
> summary(mod1)
Call:
glm.nb(formula = jourB ~ 1, data = dataMod1, init.theta = 1.466800192,
link = log)

Coefficients:
            Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  1.2705      0.2453   5.18 2.22e-07 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, l'intercepte est significativement différent de 0. La différence de jours est donc significativement différente

Modèle pour l'analyse de l'effet année pour la modélisation sans biofix

Modèle retenu : `glm.nb(jourS ~ 1, data = dataMod1)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod3, test='Chi')
Single term deletions

Model:
jourS ~ année
  Df Deviance   AIC    LRT Pr(>Chi)
<none>      15.322 75.486
année  1   25.758 83.922 10.436 0.001236 **
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05
```

Analyse des coefficients

```
> summary(mod3)
Call:
glm.nb(formula = jourS ~ année, data = dataMod1, init.theta = 3.227046438,
link = log)

Coefficients:
            Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  0.5596      0.3319   1.686 0.09179 .
annéeA2      1.2928      0.4105   3.149 0.00164 **
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, il y a un effet significatif de l'année. En analysant les coefficient, il y a un effet positif de l'année 2 (2024) par rapport à l'année 1. Il y a plus de jours de différence en 2024 qu'en 2023.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod3)
[1] 0.2302007
```

Le modèle explique 2 % de la variance

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.9967425
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion.

Modèle pour l'analyse de l'effet année pour la modélisation avec biofix

Modèle retenu : `glm.nb(jourB ~ 1, data = dataMod1)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod4, test='Chi')
Single term deletions

Model:
jourB ~ année
  Df Deviance   AIC    LRT Pr(>Chi)
<none>      14.285 75.491
année  1   19.454 78.661  5.1696 0.02299 *
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05
```

Analyse des coefficients

```
> summary(mod4)
Call:
glm.nb(formula = jourB ~ année, data = dataMod1, init.theta = 2.115354061,
link = log)

Coefficients:
            Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  0.6286      0.3546   1.773 0.0763 .
annéeA2      1.0296      0.4568   2.254 0.0242 *
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, il y a un effet significatif de l'année. En analysant les coefficient, il y a un effet positif de l'année 2 (2024) par rapport à l'année 1. Il y a plus de jours de différence en 2024 qu'en 2023.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod4)
[1] 0.1611204
```

Le modèle explique 2 % de la variance

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.9340221
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion.

Modèle pour l'analyse des captures d'hoplocampes

Modèle initiale : `glmer(NH~orientation+hauteur+ligne+bloc+(1|piege), data=dataCapture, family = poisson(link="log"))`

NH correspond au nombre d'hoplocampes capturés. Pour construire le modèle un backward est réalisé en enlevant du modèle les variables non significatives petit à petit.

Modèle retenu : `glmer(NH~hauteur+orientation+(1|piege), data=dataCapture, family = poisson(link="log"))`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod3, test="Chi")
Single term deletions

Model:
NH ~ hauteur + orientation + (1 | piege)
            npar  AIC    LRT  Pr(>Chi)
<none>          278.77
hauteur         1 313.65 36.879 1.257e-09 ***
orientation     1 296.18 19.403 1.058e-05 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05
```

Les p-value < 0,05, il y a un effet significative de la hauteur et de l'orientation sur le nombre d'hoplocampes capturés. En analysant les coefficients, il est observé un effet positif de la hauteur, il y a significativement plus d'hoplocampes capturés dans la partie haute des pièges. Pour l'orientation, il y a significativement moins d'hoplocampes capturés sur la face ouest.

Analyse des coefficients

```
> summary(mod3)
Generalized linear mixed model fit by maximum likelihood (Laplace
Approximation) [glmerMod]
Family: poisson ( log )
Formula: NH ~ hauteur + orientation + (1 | piege)
Data: dataCapture

            AIC      BIC    logLik deviance df.resid
            278.8    287.4   -135.4    270.8      60

Scaled residuals:
    Min       1Q   Median       3Q      Max
-1.6902 -0.9530 -0.0889  0.7451  3.3617

Random effects:
 Groups Name      Variance Std.Dev.
 piege (Intercept) 0.1516  0.3894
Number of obs: 64, groups: piege, 16

Fixed effects:
            Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  0.9067    0.1664   5.449 5.06e-08 ***
hauteurH     0.8538    0.1458   5.855 4.77e-09 ***
orientation0 -0.6061    0.1396  -4.340 1.42e-05 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

Analyse de la significativité de l'effet aléatoire

Pour cela un bootstrap est réalisé en comparant la vraisemblance du modèle incluant le facteur aléatoire avec la vraisemblance de 1000 modèles nuls (sans l'effet aléatoire) simulés.

```
> p_value <- mean(lrstat > lr0bs, na.rm = TRUE)
> print(p_value)
[1] 0
```

La p-value du bootstrap est égale à 0, l'effet aléatoire est significatif.

Pour valider ces résultats, une comparaison des critères AIC/BIC est réalisée entre les deux modèles (nul et retenu).

```
> print(paste("AIC du modèle nul :", aic_null))
[1] "AIC du modèle nul : 291.630760151249"
> print(paste("AIC du modèle alternatif :", aic_alt))
[1] "AIC du modèle alternatif : 278.774069141951"
> print(paste("BIC du modèle nul :", bic_null))
[1] "BIC du modèle nul : 298.107409401328"
> print(paste("BIC du modèle alternatif :", bic_alt))
[1] "BIC du modèle alternatif : 287.40960147539"
```

Le modèle retenu a des AIC et BIC plus faible que le modèle nul. Il y a donc intérêt à conserver l'effet aléatoire.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod3)
$model
[1] 0.6181189

$fixed
[1] 0.3513269

$random
[1] 0.266792
```

Le modèle explique 62 % de la variance dont 35% avec les effets fixe et 27% avec les effets aléatoire.

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.065635
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion.

Annexe IV : GLMM pour l'analyse du piégeage massif

Modèle pour l'analyse de l'essai piégeage massif partie 1

Modèle initiale : `glmer(y~traitement+orientation+hauteur+bloc+(1|arbre), data=dataPM, family = binomial(link="logit")`

La variable 'ligne' n'est pas intégrée au modèle car elle est corrélée à 'traitement'. y correspond à la proportion de corymbes touchés. Pour construire le modèle un backward est réalisé en enlevant du modèle les variables non significatives petit à petit.

Modèle retenu : `glmer(y~traitement+hauteur+bloc+(1|arbre), data=dataPM, family = binomial(link="logit"))`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod2, test="Chi")
|
Single term deletions

Model:
y ~ traitement + hauteur + bloc + (1 | arbre)
-----+-----+-----+-----+-----
npar      AIC      LRT   Pr(>Chi)
<none>      432.56
traitement  3 496.92  70.356 3.581e-15 ***
hauteur     1 465.22  34.662 3.922e-09 ***
bloc        3 443.52  16.960 0.0007202 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05
```

Les p-value < 0,05, il y a un effet significatif du traitement, de la hauteur et du bloc sur la proportion de corymbes touchés. En analysant les coefficients, il est observé un effet positif du T1 par rapport à T0. Il y a également significativement plus de corymbes touchés en haut. Enfin, il y a un effet négatif des blocs B3 et B4 par rapport à B1.

Analyse des coefficients

```
> summary(mod2)
Generalized linear mixed model fit by maximum likelihood (Laplace
Approximation) [glmerMod]
Family: binomial ( logit )
Formula: y ~ traitement + hauteur + bloc + (1 | arbre)
Data: dataPM

      AIC      BIC    logLik deviance df.resid
  432.6   474.4   -207.3   414.6     759

Scaled residuals:
   Min       1Q   Median       3Q      Max
-1.0315 -0.2725 -0.1502 -0.1105  10.8035

Random effects:
 Groups Name      Variance Std.Dev.
 arbre (Intercept) 0.008975 0.09473
Number of obs: 768, groups: arbre, 192

Fixed effects:
              Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)   -5.0401     0.4604  -10.948 < 2e-16 ***
traitementT1    2.2631     0.3813    5.935 2.94e-09 ***
traitementT2   -0.4770     0.5745   -0.830  0.4064
traitementT3   -0.1360     0.5224   -0.260  0.7945
hauteurH       1.4541     0.2738    5.311 1.09e-07 ***
blocB2         -0.2626     0.2794   -0.940  0.3473
blocB3         -1.7062     0.4321   -3.948 7.87e-05 ***
blocB4         -0.6499     0.3154   -2.060  0.0394 *
```

Analyse de la significativité de l'effet aléatoire

Pour cela un bootstrap est réalisé en comparant la vraisemblance du modèle incluant le facteur aléatoire avec la vraisemblance de 1000 modèles nuls (sans l'effet aléatoire) simulés.

```
> p_value <- mean(lrStat > lrobs, na.rm = TRUE)
> print(p_value)
[1] 0
```

La p-value du bootstrap est égale à 0, l'effet aléatoire est significatif.

Pour valider ces résultats, une comparaison des critères AIC/BIC est réalisée entre les deux modèles.

```
> print(paste("AIC du modèle nul1 :", aic_null1))
[1] "AIC du modèle nul1 : 430.562321590314"
> print(paste("AIC du modèle alternatif :", aic_alt))
[1] "AIC du modèle alternatif : 432.560193985849"
> print(paste("BIC du modèle nul1 :", bic_null1))
[1] "BIC du modèle nul1 : 467.712639455495"
> print(paste("BIC du modèle alternatif :", bic_alt))
[1] "BIC du modèle alternatif : 474.354301584178"
```

Les plus petits critères sont ceux du modèle nul. Il faudrait donc garder le modèle nul. Pour prendre quand même en compte l'effet aléatoire, il faudrait ajouter la variable 'arbre' en effet fixe au modèle nul.

```
> print(paste("AIC du modèle nul12 :", aic_null12))
[1] "AIC du modèle nul12 : 7310.5132317271"
> print(paste("AIC du modèle alternatif :", aic_alt))
[1] "AIC du modèle alternatif : 432.560193985849"
> print(paste("BIC du modèle nul12 :", bic_null12))
[1] "BIC du modèle nul12 : 8206.7646502246"
> print(paste("BIC du modèle alternatif :", bic_alt))
[1] "BIC du modèle alternatif : 474.354301584178"
```

Cependant lorsqu'une comparaison des critères AIC/BIC est réalisée entre le second modèle nul (avec arbre en effet fixe) et le modèle avec effet aléatoire, le modèle avec les plus petits critères est celui avec **effet aléatoire. C'est donc celui là qui est retenu.**

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod2) #8%
$mod1
[1] 0.08980552

$fixed
[1] 0.08833844

$random
[1] 0.001467085
```

Le modèle explique 9 % de la variance dont 8,8 % avec les effets fixe et 0,1 % avec les effets aléatoire.

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.042881
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion.

Annexe IV : partie 2

Modèle pour l'analyse de l'essai piégeage massif partie 2

Analyse du test post-hoc pour la variable 'traitement'

```
> ##Calculer les estimations marginales des moyennes pour traitement
> emmeans_traitement <- emmeans(mod2, ~ traitement)
> ####Effectuer des comparaisons post-hoc
> contrast_traitement <- contrast(emmeans_traitement, method = "pairwise", adjust
= "sidak")
> summary(contrast_traitement)
```

contrast	estimate	SE	df	z.ratio	p.value
T0 - T1	-2.263	0.381	Inf	-5.935	<.0001
T0 - T2	0.477	0.574	Inf	0.830	0.9563
T0 - T3	0.136	0.522	Inf	0.260	0.9999
T1 - T2	2.740	0.469	Inf	5.837	<.0001
T1 - T3	2.399	0.404	Inf	5.939	<.0001
T2 - T3	-0.341	0.590	Inf	-0.578	0.9931

Analyse du test post-hoc pour la variable 'bloc'

```
> ##Calculer les estimations marginales des moyennes pour bloc
> emmeans_bloc <- emmeans(mod2, ~ bloc)
> ####Effectuer des comparaisons post-hoc
> contrast_bloc <- contrast(emmeans_bloc, method = "pairwise", adjust = "sidak")
> summary(contrast_bloc)
```

contrast	estimate	SE	df	z.ratio	p.value
B1 - B2	0.263	0.279	Inf	0.940	0.9227
B1 - B3	1.706	0.432	Inf	3.948	0.0005
B1 - B4	0.650	0.315	Inf	2.060	0.2142
B2 - B3	1.444	0.437	Inf	3.301	0.0058
B2 - B4	0.387	0.320	Inf	1.209	0.7862
B3 - B4	-1.056	0.454	Inf	-2.325	0.1146

Annexe V : GLMM pour l'analyse des produits larvicides sur jeunes larves

Modèle pour l'analyse de l'essai produits larvicides partie 1

Modèle initiale : `glmer(y~traitement+hauteur+orientation +N_S+bloc+(1|arbre), data=dataLarvicide, family = binomial(link="logit"))`

y correspond à la proportion de corymbes touchés. Pour construire le modèle un backward est réalisé en enlevant du modèle les variables non significatives petit à petit.

Modèle retenu : `glmer(y~traitement+hauteur+bloc+(1|arbre), data=dataLarvicide, family = binomial(link="logit"))`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod3, test="Chi")
Single term deletions

Model:
y ~ traitement + hauteur + bloc + (1 | arbre)
npar      AIC      LRT    Pr(>Chi)
<none>    954.23
traitement 5  991.55  47.319 4.892e-09 ***
hauteur    1 1079.95 127.718 < 2.2e-16 ***
bloc       3  969.36  21.124 9.919e-05 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05
```

Les p-value < 0,05, il y a un effet significative du traitement, de la hauteur et du bloc sur la proportion de corymbes touchés. En analysant les coefficients, il est observé un effet négatif des traitements par rapport à T0. Il y a également significativement plus de corymbes touchés en haut. Enfin, il y a un effet négatif des blocs par rapport à B1.

Analyse des coefficients

```
> summary(mod3)
Generalized linear mixed model fit by maximum likelihood (Laplace Approximation) [glmerMod]
Family: binomial ( logit )
Formula: y ~ traitement + hauteur + bloc + (1 | arbre)
Data: dataLarvicide
Control: glmerControl(optimizer = "bobyqa", optCtrl = list(maxfun = 1e+05))

          AIC      BIC    Loglik deviance df.resid
954.2    1002.1   -466.1    932.2      565

Scaled residuals:
  Min       1Q   Median       3Q      Max
-1.9015 -0.6475 -0.3981  0.4439  3.9658

Random effects:
Groups Name      Variance Std.Dev.
arbre (Intercept) 0.02077  0.1441
Number of obs: 576, groups: arbre, 144

Fixed effects:
              Estimate Std. Error z value Pr(>|z|)
(Intercept)  -1.6870    0.1974  -8.545 < 2e-16 ***
traitementT1 -1.6547    0.2542  -6.510 7.50e-11 ***
traitementT2 -1.0418    0.2174  -4.793 1.64e-06 ***
traitementT3 -0.8794    0.2105  -4.178 2.94e-05 ***
traitementT4 -1.0429    0.2175  -4.794 1.63e-06 ***
traitementT5 -0.8566    0.2104  -4.071 4.67e-05 ***
hauteurH      1.5869    0.1553  10.218 < 2e-16 ***
blocB2        -0.4858    0.1803  -2.694 0.00705 **
blocB3        -0.4692    0.1796  -2.612 0.00900 **
blocB4        -0.9174    0.1967  -4.664 3.10e-06 ***
```

Analyse de la significativité de l'effet aléatoire

Pour cela un bootstrap est réalisé en comparant la vraisemblance du modèle incluant le facteur aléatoire avec la vraisemblance de 1000 modèles nuls (sans l'effet aléatoire) simulés.

```
> p_value <- mean(1rstat > 1robs, na.rm = TRUE)
> print(p_value)
[1] 0
```

La p-value du bootstrap est égale à 0, l'effet aléatoire est significatif.

Pour valider ces résultats, une comparaison des critères AIC/BIC est réalisée entre les deux modèles.

```
> print(paste("AIC du modèle nul1 :", aic_null1))
[1] "AIC du modèle nul1 : 952.310392472995"
> print(paste("AIC du modèle alternatif :", aic_alt))
[1] "AIC du modèle alternatif : 954.232634882079"
> print(paste("BIC du modèle nul1 :", bic_null1))
[1] "BIC du modèle nul1 : 995.871469079954"
> print(paste("BIC du modèle alternatif :", bic_alt))
[1] "BIC du modèle alternatif : 1002.14981914973"
```

Les plus petits critères sont ceux du modèle nul. Il faudrait donc garder le modèle nul. Pour prendre quand même en compte l'effet aléatoire, il faudrait ajouter la variable 'arbre' en effet fixe au modèle nul.

```
> print(paste("AIC du modèle nul12 :", aic_null12))
[1] "AIC du modèle nul12 : 1079.41505943132"
> print(paste("AIC du modèle alternatif :", aic_alt))
[1] "AIC du modèle alternatif : 954.232634882079"
> print(paste("BIC du modèle nul12 :", bic_null12))
[1] "BIC du modèle nul12 : 1728.47510087501"
> print(paste("BIC du modèle alternatif :", bic_alt))
[1] "BIC du modèle alternatif : 1002.14981914973"
```

Cependant lorsqu'une comparaison des critères AIC/BIC est réalisé entre le second modèle nul (avec arbre en effet fixe) et le modèle avec effet aléatoire, le modèle avec les plus petits critères est celui **avec effet aléatoire. C'est donc celui là qui est retenu.**

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod3)
$mod1
[1] 0.098233

$fixed
[1] 0.09296517

$random
[1] 0.005267833
```

Le modèle explique 9,8 % de la variance dont 9,3 % avec les effets fixe et 0,5 % avec les effets aléatoire.

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.0285
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion.

Modèle pour l'analyse de l'essai produits larvicides partie 2

Analyse du test post-hoc pour la variable 'traitement'

```
> ##Calculer les estimations marginales des moyennes pour traitement
> emmeans_traitement <- emmeans(mod3, ~ traitement)
> ####Effectuer des comparaisons post-hoc
> contrast_traitement <- contrast(emmeans_traitement, method = "pairwise", adjust
= "sidak")
> summary(contrast_traitement)
contrast estimate    SE df z.ratio p.value
T0 - T1    1.65469 0.254 Inf   6.510 <.0001
T0 - T2    1.04184 0.217 Inf   4.793 <.0001
T0 - T3    0.87943 0.210 Inf   4.178 0.0004
T0 - T4    1.04290 0.218 Inf   4.794 <.0001
T0 - T5    0.85657 0.210 Inf   4.071 0.0007
T1 - T2   -0.61285 0.277 Inf  -2.209 0.3387
T1 - T3   -0.77526 0.272 Inf  -2.851 0.0634
T1 - T4   -0.61179 0.277 Inf  -2.205 0.3412
T1 - T5   -0.79812 0.271 Inf  -2.940 0.0481
T2 - T3   -0.16241 0.238 Inf  -0.681 1.0000
T2 - T4    0.00106 0.245 Inf   0.004 1.0000
T2 - T5   -0.18527 0.238 Inf  -0.778 0.9998
T3 - T4    0.16347 0.238 Inf   0.686 1.0000
T3 - T5   -0.02286 0.231 Inf  -0.099 1.0000
T4 - T5   -0.18633 0.238 Inf  -0.783 0.9998
```

Analyse du test post-hoc pour la variable 'bloc'

```
> ##Calculer les estimations marginales des moyennes pour bloc
> emmeans_bloc <- emmeans(mod3, ~ bloc)
> ####Effectuer des comparaisons post-hoc
> contrast_bloc <- contrast(emmeans_bloc, method = "pairwise", adjust = "sidak")
> summary(contrast_bloc)
contrast estimate    SE df z.ratio p.value
B1 - B2    0.4858 0.180 Inf   2.694 0.0416
B1 - B3    0.4692 0.180 Inf   2.612 0.0528
B1 - B4    0.9174 0.197 Inf   4.664 <.0001
B2 - B3   -0.0166 0.191 Inf  -0.087 1.0000
B2 - B4    0.4316 0.208 Inf   2.080 0.2052
B3 - B4    0.4482 0.207 Inf   2.166 0.1685
```

Annexe VI : GLM pour l'analyse des traitements nématodes et champignons en laboratoire

Modèle pour la variable Vivante (Essai laboratoire)

Modèle initiale : `glm(v~traitement, data=dataNemaL, family = binomial(link="logit"))`

v correspond à la proportion de larves vivantes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(v~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaL)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod6, test="Chi")
Single term deletions

Model:
v ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      13.300
traitement  4   16.792      4.7725  0.3114
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves vivantes.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod6)
[1] 0.1300346
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.219697
```

Modèle pour la variable Morte (Essai laboratoire)

Modèle initiale : `glm(m~traitement, data=dataNemaL, family = binomial(link="logit"))`

m correspond à la proportion de larves mortes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(m~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaL)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod7, test="Chi")
Single term deletions

Model:
m ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      9.3538
traitement  4  23.9233      28.858 8.355e-06 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, il y a un effet significative du traitement sur la proportion de larves mortes.

En analysant les coefficient, il est observé un effet positif sur la mortalité du traitement 3.

Analyse des coefficients

```
> summary(mod7)

Call:
glm(formula = m ~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"),
    data = dataNemaL)

Coefficients:
              Estimate Std. Error t value Pr(>|t|)
(Intercept)  -3.6889      0.7194  -5.128 0.000124 ***
traitementT1 -18.4295    4328.7001  -0.004 0.996659
traitementT2   1.3863      0.8101   1.711 0.107642
traitementT3   1.7918      0.7837   2.286 0.037206 *
traitementT4 -18.4295    4328.7001  -0.004 0.996659
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod7)
[1] 0.5247354
```

Le modèle explique 52 % de la variance

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.150673
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion

Modèle pour la variable Manquante (Essai laboratoire)

Modèle initiale : `glm(t~traitement, data=dataNemaL, family = binomial(link="logit"))`

t correspond à la proportion de larves manquantes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(t~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaL)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod9, test="Chi")
Single term deletions

Model:
t ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      13.323
traitement  4   15.272      2.823  0.5879
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves manquantes.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod9)
[1] 0.1687941
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.8414487
```

Annexe VI : partie 2

Modèle pour la variable Diapause (Essai laboratoire)

Modèle initiale : `glm(d~traitement, data=dataNemaL, family = binomial(link="logit"))`

d correspond à la proportion de larves en diapause. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(d~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaL)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod8, test="Chi")
Single term deletions

Model:
d ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      1.0136
traitement 4  2.1659    17.059 0.001882 **
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

Analyse des coefficients

```
> summary(mod8)

Call:
glm(formula = d ~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"),
    data = dataNemaL)

Coefficients:
              Estimate Std. Error t value Pr(>|t|)
(Intercept)  -0.51083    0.06710  -7.612 1.58e-06 ***
traitementT1   0.15415    0.09276   1.662 0.11729
traitementT2   0.18924    0.09231   2.050 0.05826 .
traitementT3   0.08004    0.09375   0.854 0.40667
traitementT4   0.34831    0.09043   3.851 0.00157 **
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

P-value < 0,05, il y a un effet significative du traitement sur la proportion de larves en diapause.

En analysant les coefficient, il est observé un effet positif sur la proportion de larve en diapause du traitement 4.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R2) Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> rsq(mod8)
[1] 0.5348867
```

Le modèle explique 53 % de la variance

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.150673
```

Indice ≈ 1, pas de surdispersion

Modèle pour la variable Fruit (Essai laboratoire)

Modèle initiale : `glm(f~traitement, data=dataNemaL, family = binomial(link="logit"))`

f correspond à la proportion de larves étant restées dans les fruits. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(f~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaL)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod10, test="Chi")
Single term deletions

Model:
f ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      11.761
traitement 4  16.546    7.5756 0.1084
```

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R2)

```
> rsq(mod10)
[1] 0.3522828
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.052709
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves restées dans les fruits.

Annexe VII : GLM pour l'analyse des traitements nématodes et champignons en verger

Modèle pour la variable Vivante (Essai verger)

Modèle initiale : `glm(v~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit"))`

v correspond à la proportion de larves vivantes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(v~traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaV)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod6, test="Chi")
Single term deletions

Model:
v ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      11.870
traitement 1  12.829      1.2863  0.2567
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves vivantes.

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod6)
[1] 0.08790582
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.7455507
```

Modèle pour la variable Morte (Essai verger)

Modèle initiale : `glm(m~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit"))`

m correspond à la proportion de larves mortes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(m~traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaV)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod7, test="Chi")
Single term deletions

Model:
m ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      4.6754e-10
traitement 1  4.6754e-10          0      1
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves mortes

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod7)
[1] 0
```

Pseudo R² faible car pas de variabilité de la variable réponse

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.947977e-11
```

Modèle pour la variable Diapause (Essai verger)

Modèle initiale : `glm(d~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit"))`

d correspond à la proportion de larves en diapause. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(d~traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaV)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod8, test="Chi")
Single term deletions

Model:
d ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      3.7132
traitement 1  3.9876      0.89279  0.3447
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves en diapause

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod8)
[1] 0.07008964
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.3073739
```

Modèle pour la variable Manquante (Essai verger)

Modèle initiale : `glm(t~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit"))`

t correspond à la proportion de larves manquantes. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(t~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaV)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod9, test="Chi")
Single term deletions

Model:
t ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      8.1232
traitement 1  9.9886      2.6596  0.1029
```

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod9)
[1] 0.2052325
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 0.7012987
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves manquantes.

Modèle pour la variable Fruit (Essai verger)

Modèle initiale : `glm(f~traitement, data=dataNemaV, family = binomial(link="logit"))`

f correspond à la proportion de larves étant restées dans les fruits. Pour prendre en compte la surdispersion du modèle initiale, un modèle avec une loi quasibinomiale est réalisé.

Modèle retenu : `glm(f~ traitement, family = quasibinomial(link = "logit"), data = dataNemaV)`

Analyse de la significativité

```
> drop1(mod10, test="Chi")
Single term deletions

Model:
f ~ traitement
      Df Deviance scaled dev. Pr(>Chi)
<none>      18.402
traitement 1  20.476      1.886  0.1697
```

Analyse de la variance expliquée par le modèle (pseudo R²)

```
> rsq(mod10)
[1] 0.1216876
```

Analyse de la surdispersion (indice de surdispersion)

```
> sum(E1^2) / (N - p)
[1] 1.099692
```

P-value > 0,05, pas d'effet significative du traitement sur la proportion de larves restées dans les fruits

	Diplôme : Ingénieur en horticulture Spécialité : Horticulture Spécialisation / option : Protection des Plantes et Environnement en Horticulture Enseignant référent : Benjamin Carbonne
Auteur(s) : Margaux Decosse Date de naissance : 10/11/2000	Organisme d'accueil : CTIFL, centre opérationnel de la Morinière Adresse : La Morinière, 37800 Saint-Épain
Nb pages : 25 Annexe(s) : 7	
Année de soutenance : 2024	Maître de stage : Richard Lothion
Titre français : Stratégies de lutte contre l'hoplocampe du pommier en arboriculture biologique Titre anglais : Control strategies for apple sawfly in organic arboriculture	
Résumé : Les arboriculteurs biologiques doivent faire face aujourd'hui à la résurgence de ravageurs secondaires comme l'hoplocampe du pommier qui peut localement fortement impacter les vergers. Peu de moyens de lutte sont disponibles pour aider les producteurs biologiques à gérer ce ravageur. Le projet APRHOPO met en évidence diverses solutions alternatives. Le piégeage massif à l'aide de bandes engluées blanches permet de capturer les individus adultes dès leur émergence à. Aucune efficacité de cette méthode n'est mise en évidence dans cette étude sur la diminution des dégâts. Cette stratégie pourrait être intéressante si elle est mise en place dans des zones localisées et sur plusieurs années. Parmi les produits larvicides testés sur jeunes larves après éclosions, l'extrait de <i>Quassia amara</i> est le produit le plus efficace avec une efficacité semblable à celle de la référence conventionnelle à base de lambda-cyhalothrine. Pour ce qui est des méthodes de luttés sur larves pré-diapausantes, l'efficacité des nématodes entomopathogènes <i>S. feltiae</i> et du champignon entomopathogène <i>M. brunneum</i> n'ont pas pu être montré dans cette étude. Les conditions météorologiques requises pour ces stratégies, en particulier les nématodes, sont extrêmement contraignantes et souvent peu présentes lors des périodes d'application. Enfin, l'utilisation d'outils d'aide à la décision (OAD) tels que les modèles biologiques sont une option pour optimiser le positionnement des traitements. Les modèles sont toutefois à améliorer, les différences par rapport à la réalité étant disparates entre les années en particulier en ce qui concerne la période clé de l'éclosion.	
Abstract : Organic arboriculturists are currently faced with the resurgence of secondary pests such as the applesawfly, which can have a major impact on orchards. Few control methods are available to help organic growers manage this pest. The APRHOPO project is highlighting various alternative solutions. Mass trapping using white sticky strips enables adult individuals to be caught as soon as they emerge. No evidence was found in this study of the effectiveness of this method in reducing damage. This strategy could be interesting if it is implemented in localised areas over several years. Of the larviciding products tested on young larvae after hatching, <i>Quassia amara</i> extract was the most effective, with efficacy similar to the conventional reference based on lambda-cyhalothrin. With regard to control methods for pre-diapausing larvae, the efficacy of the entomopathogenic nematode <i>S. feltiae</i> and the entomopathogenic fungus <i>M. brunneum</i> could not be demonstrated in this study. The weather conditions required for these strategies, particularly for nematodes, are extremely restrictive and often not present during application periods. Finally, the use of decision support tools (DST) such as biological models is an option for optimising the positioning of treatments. However, the models need to be improved, as the differences from reality vary from year to year, particularly with regard to the key hatching period.	
Mots-clés : Hoplocampe du pommier, OAD, Piégeage massif, Larvicide, Nématodes entomopathogènes Key Words : Apple sawfly, DST, Mass trapping, Larvicide, Entomopathogenic nematodes	