

Rapport technique

Titre : Optimisation du contrôle biologique des cochenilles en Horticulture ornementale : un outil d'aide à la décision pour la préconisation (COCHORTI)

Auteurs : **Fabien ROBERT et Philippe KREITER**

Date : **20/02/2021**

Co-financements du programme : Cas-Dar (AAP RT 2017), VAL'HOR.

RÉSUMÉ

Le travail d'échantillonnage sur des cultures horticoles, de pépinière et en espace verts a permis une avancée très importante en matière de détermination des cochenilles grâce au travail de corrélation réalisé entre les résultats des identifications morphologiques et celles faites au plan moléculaire. Ainsi, 61 espèces (38 genres pour 6 familles) ont été précisées pour plus d'une centaine de variétés végétales, permettant de connaître les cochenilles qui peuvent être trouvées sur ces plantes et ainsi prévoir et adapter la lutte.

Des fiches techniques de description de la biologie, des positions des cochenilles dans les plantes ont été réalisées pour les espèces principales de cochenilles.

Les résultats ont également permis d'identifier des parasitoïdes sur les échantillons de cochenilles. Plusieurs sont nouvellement décrits. De tels résultats peuvent permettre d'envisager le développement de lutte biologique par élevage des parasitoïdes.

1. Rappel du contexte et des enjeux pour les professionnels

En horticulture ornementale, la protection biologique intégrée est mise en place depuis de nombreuses années (Calvarin et Langlois, 2001). Toutefois, les cochenilles représentent un frein dans cette démarche (i) par la méconnaissance de leur biodiversité, de leurs écologies (distributions géographiques, cycle de vie) et de la distribution de leurs ennemis naturels, (ii) par le coût très élevé des auxiliaires commercialisés et/ou par le manque d'études sur l'efficacité de ces derniers et (iii) par le peu d'autres leviers de biocontrôle disponibles pour la profession agricole.

L'objectif principal du projet a été de réaliser une identification plus précise des cochenilles dans les productions françaises, pour avoir des connaissances sur leur biologie et notamment leurs biodiversités et cycles biologiques afin de déterminer de façon précise la période la plus propice aux traitements mais également d'envisager une mobilisation plus efficace des auxiliaires naturellement présents ou à ré-introduire. Une étude faunistique des parasitoïdes voire prédateurs a été à ce titre entreprise afin de pouvoir conjurer la réduction du nombre de traitements avec le parasitisme et la prédation naturels.

2. Mise en œuvre du programme

Pour la réalisation de ce projet, plusieurs partenaires ont assuré des rôles complémentaires. ASTREDHOR, par un personnel détaché à la Chambre d'agriculture des Alpes Maritimes, a assuré la réception des échantillons envoyés par les stations de l'Institut. Les échantillons ont servi à plusieurs analyses :

- Déterminations morphologiques des cochenilles par l'ANSES Laboratoire de la santé des végétaux, Unité entomologie et plantes invasives de Montpellier ;
- Déterminations morphologiques des parasitoïdes par un chercheur géorgien ;

- Déterminations des cycles biologiques par un chercheur Inrae de Sophia-Antipolis détaché à la station Cream de la Chambre d'Agriculture des Alpes-Maritimes ;
- Déterminations moléculaires par l'équipe Inrae de l'ISA de de Sophia-Antipolis.

➤ **Action 1 : Echantillonnage, récolte et envois**

Cette action avait pour objectif de permettre le prélèvement d'échantillons par les stations de l'Institut et le réseau des conseillers d'entreprises. Il était prévu d'échantillonner des plantes particulièrement touchées comme le dipladéna, le poinsettia et les rosiers et d'autres plantes pouvant potentiellement héberger des cochenilles et leurs ennemis naturels. Dans chaque cas, des organes de la plante contaminés par les cochenilles (rameaux, feuilles) ont été prélevés, avec identification de l'espèce végétale, du lieu (points géodésiques) et dans la mesure du possible de l'itinéraire cultural.

Ces échantillons prélevés ont été envoyés vers la station CREAM, en charge de les répartir pour les différentes activités. Plus précisément, une fraction des individus devait être prélevée et conditionnée, en vue de leur identification morphologique (Action 2). Une autre fraction de cochenilles devait être mise en éclosoir pour récolter d'éventuels parasitoïdes (Action 3), les éventuels prédateurs présents étant également conservés dans l'alcool (Action 3). Une dernière fraction devait servir plus particulièrement à caractériser les cycles de développement (Action 4).

➤ **Action 2 : Identification des cochenilles**

La quasi-totalité des espèces de cochenilles ne peut être différenciée que sur des caractères microscopiques. La détermination morphologique des cochenilles se fait donc obligatoirement sur ces caractères qui demandent une préparation entre lame et lamelle. Ce niveau d'investigation est absolument indispensable, car des espèces très proches à l'œil nu, peuvent avoir des cycles biologiques et des cortèges d'ennemis naturels différents.

La détermination des espèces de cochenilles a été réalisée par Jean-François Germain et Valérie Balmes de l'ANSES et la caractérisation moléculaire par l'équipe RDLB de l'unité ISA (INRA, site de Sophia-Antipolis).

L'assistante-ingénieure d'ASTREDHOR, basée à la station CREAM de la chambre d'agriculture des Alpes-Maritimes, s'est chargée de la préparation des échantillons envoyés par les stations ou conseillers horticoles. Les échantillons ainsi préparés ont été envoyés d'une part à l'ANSES, Laboratoire de la santé des végétaux, Unité entomologie et plantes invasives de Montpellier qui a réalisé la détermination des cochenilles récoltées selon les caractères morphologiques, et d'autre part à l'Unité ISA de l'Inra de Sophia-Antipolis pour la détermination moléculaire. Pour cette dernière, l'ADN est extrait de chaque cochenille à tester et plusieurs couples d'amorces sont utilisés pour faire des amplifications qui sont spécifiques à chaque espèce. Les résultats de ces amplifications sont comparés à la base de données mondiales GENBANK, et permettent de faire ensuite un arbre phylogénétique de lien entre les espèces (logiciels Geneious® et MEGA-X®).

➤ **Action 3 : Inventaire des parasitoïdes des cochenilles**

Parmi les échantillons réceptionnés, les ennemis naturels des cochenilles repérés sur les échantillons ont été envoyés au laboratoire INRA de l'ISA de Sophia-Antipolis. Un sous-ensemble a priori représentatif de la diversité (systématique, géographie) a été analysé moléculairement. Pour les parasitoïdes, l'ADN de chaque individu a été extrait sans détériorer l'intégrité des exosquelettes. Ces exosquelettes ont été ensuite envoyés – faute d'expertise disponible en France - en Géorgie au « Invertebrates Research Center (IRC) », laboratoire du Docteur George Japoshvili, pour une identification morphologique. L'identification moléculaire des hyménoptères parasitoïdes a été effectuée par l'unité INRA ISA, sur la base de marqueurs moléculaires utilisés classiquement, selon la même méthode que celle décrite en Action 2. Un des objectifs de ce travail est aussi d'identifier les candidats à la lutte biologique contre les cochenilles, pouvant faire l'objet d'un développement par les sociétés productrices d'insectes auxiliaires (lutte biologique par augmentation) et/ou d'une mobilisation via la lutte biologique par conservation.

➤ **Action 4 : Cycle de vie des cochenilles et optimisation du contrôle des populations**

Au cours de leur développement, les cochenilles passent par différents stades avant d'aboutir au stade adulte fertile, parfois très dissimilaires entre les deux sexes (dimorphisme sexuel). Derrière cette généralité se cache toutefois, en particulier entre les différentes familles, une grande diversité de caractéristiques biologiques qui peut permettre d'identifier des stades de vulnérabilité des cochenilles aux différents moyens de lutte (chimique et/ou biologique) : protection des œufs (protection par des cires agglomérées ou pas) ; exposition et mobilité des stades larvaires ; protection des adultes (choix des sites de fixation, présence éventuelle de boucliers ou de cires protectrices) ; exposition et mobilité des adultes ; etc. De plus, les cycles de développement sont également impactés par l'hôte végétal et les conditions abiotiques présentes au niveau des cultures. C'est sur la base de ces observations que devront se construire les stratégies de raisonnement de la lutte.

Des échantillons adaptés à cette action, en nombre comme en fréquence, ont été réceptionnés à la station CREAM de la Chambre d'Agriculture par l'assistante ingénieure d'ASTREDHOR. Le suivi des cycles de développement des cochenilles a été réalisé en cages avec des filets par le personnel ingénieur de l'ISA détaché au CREAM, assisté par le personnel ASTREDHOR.

➤ **Action 5 : Intégration dans S@M d'un module de reconnaissance des cochenilles, de leurs parasitoïdes et élaboration d'un guide de préconisation**

Un module "bio-agresseurs" de la plate-forme S@M a été formulé pour recueillir les données acquises sur les cochenilles. La plate-forme S@M est une application télématique interrogeable à distance et qui permet de suivre l'évolution des bio-agresseurs et auxiliaires selon des protocoles de suivi adaptés.

3. Résultats et discussion

Ce projet a été développé pour répondre à la recrudescence des cochenilles en production. Par un échantillonnage national et des déterminations morphologiques et moléculaires, le projet a permis un regard dynamique sur la problématique cochenille dans les productions. Si le suivi des cycles de développement des différentes cochenilles a souffert d'un manque d'échantillons suivis dans le temps, en revanche de bonnes perspectives ont été ouvertes avec l'identification de parasitoïdes qui laisse présager la possibilité de contrôle biologique.

➤ **Action 1 : Echantillonnage, récolte et envois**

Au total, 1333 tubes de cochenilles ont été conditionnés.

538 ont été envoyés à l'Anses, pour une analyse morphologique, en 13 envois.

256 ont été expédiés vers l'Inrae, Unité Institut Agrobiotech à Sophia-Antipolis (7 envois).

44 tubes ont été sujets à une détermination commune.

Les tubes qui n'ont pas été envoyés ont été conservés à 4°C au CREAM.

La seconde partie des rameaux contaminés a été placée en éclosoir pour récolter les parasitoïdes qui devaient émerger. Les parasitoïdes récoltés ont été décrits succinctement afin de faire un premier regroupement par morphe avant qu'ils soient expédiés au laboratoire d'Entomologie de l'Université de Tbilissi en Géorgie et à l'Inrae Institut Sophia-Agrobiotech, pour une détermination morphologique et moléculaire respectivement.

Au total, 5820 tubes de parasitoïdes ont été préparés.

Dix envois ont été effectués par la Poste, auprès de la Faculté de Tbilissi (Géorgie), soit un total de 590 tubes envoyés pour une analyse morphologique. Parmi ces 590 tubes, 261 ont été analysés sur les bases de techniques de biologie moléculaire.

Hormis les 5820 tubes d'hyménoptères parasitoïdes, 300 tubes d'insectes prédateurs ont été capturés répartis entre des Cécidomyiidae (Diptera) du genre *Dicrodiplosis* ou *Lestodiplosis*, des Coléoptères de la famille des Coccinellidae ou Nitidulidae, ou des Hémiptères de types punaises Myridae ou Anthocoridae. Au delà d'une classification très sommaire, les investigations quant à l'identification n'ont pas pu être réalisées par manque de spécialistes dans les différents groupes rencontrés. Seuls quelques Cecydomidae ont été déterminés morphologiquement et moléculairement jusqu'au genre.

Par ailleurs, il faut souligner l'effort de diversification de l'échantillonnage car si certaines stations ont envoyé de façon récurrente les mêmes espèces végétales, avec les mêmes cochenilles, d'autres ont diversifié l'échantillonnage. Au total 157 espèces végétales contaminées par des cochenilles appartenant à plus de 60 familles botaniques ont été prélevées et réceptionnées au CREAM. La détermination botanique de chaque plante a été effectuée par les organismes préleveurs, ou par les personnes responsables des lieux de prélèvements. Plusieurs nouvelles associations cochenilles/ plantes-hôtes ont pu être mises en évidence en comparant les résultats à la base de données Scalenet (<http://scalenet.info/>).

Enfin, pour établir les cycles de vie des cochenilles (Action 4) le travail sur d'autres échantillonnages n'a pas toujours été poursuivi par manque de matériel biologique.

Quand cela était possible, un contrôle avant dénombrement a été réalisé afin de s'assurer qu'une seule espèce était présente sur l'échantillon. En effet, si deux cochenilles de la même famille cohabitaient, compte tenu de la difficulté à déterminer les espèces, notamment au stade larvaire, il serait quasi impossible d'établir un cycle de vie. Nous avons rencontré ce problème sur des cochenilles appartenant à la famille des Diaspididae et des Pseudococcidae.

➤ Action 2 : Identification des cochenilles

Sur les 538 échantillons de cochenilles envoyés à l'ANSES, 397 ont pu faire l'objet d'une identification morphologique. 256 ont eu une analyse moléculaire.

Les analyses ont permis d'identifier 61 espèces, réparties sur 38 genres et 6 familles (Tableau 1). Ce décompte n'est très probablement pas exhaustif puisqu'il n'a été réalisé que sur 7 régions françaises, mais il témoigne toutefois de la diversité des cochenilles auxquelles peuvent faire face les producteurs et conseillers techniques dans la filière ornementale.

Parmi les échantillons, seul le genre *Unachionaspis* (famille des Diaspididae) est nouveau pour la France, l'espèce n'ayant pas encore été identifiée. Vraisemblablement, il existe trois espèces dans ce genre, *U. bambusae*, *U. signata*, et *U. tenuis* (hypothèse privilégiée par la biologie moléculaire, mais qui ne permet pas encore de détermination certaine du fait d'amorces inexistantes corrélées à ces espèces), les trois espèces s'attaquant aux Poaceae du genre *Bambusa*.

Deux espèces de cochenilles farineuses (Pseudococcidae) pourraient être nouvelles pour la France métropolitaine, *Phenacoccus solenopsis* observée sur du lierre (*Hedera helix*) prélevé dans une propriété privée dans les Alpes-Maritimes et *Planococcus minor* observée en Nouvelle-Aquitaine au GIE Fleurs et Plantes à Villenave-d'Ornon. Une vérification par la biologie moléculaire doit toutefois encore être entreprise afin de confirmer ces résultats (nécessite d'avoir les amorces moléculaires disponibles, ce qui n'est pas le cas aujourd'hui).

Il en est de même pour une cochenille de la famille des Coccidae, *Ceroplastes ceriferus*, dont un seul individu a été prélevé sur un érable du Japon (*Acer japonicum*) en pépinière par la station du Ratho à Roman-sur-Isère. Dans ce cas, d'autres prélèvements devront être effectués quand cela sera possible, afin de pouvoir confirmer l'espèce et sa présence en France.

S'il n'est évidemment pas exhaustif, le recensement mené permet de préciser certains aspects liés au risque « cochenilles » en cultures ornementales.

Au niveau géographique, le plus grand nombre d'espèces de cochenilles trouvées s'élevaient à 47 pour la région PACA. Il est en grande partie la conséquence de l'échantillonnage plus poussé mais aussi certainement de conditions écologiques ou climatiques plus favorables, sans toutefois savoir l'influence de l'un ou de l'autre. Les nombres d'espèces pour les autres régions sont les suivants : en Bretagne, on en dénombre 11, en Nouvelle-Aquitaine 5, en région Grand Est 6, en région Auvergne-Rhône-Alpes 10, en Pays de la Loire 4 et en Normandie une seule. Là encore, les résultats doivent être pris avec précaution car les temps et les surfaces prospectées ne sont pas forcément comparables.

Tableau 1 : Les espèces de cochenilles déterminées morphologiquement par région et classée par famille de cochenilles. AURA = Région Auvergne-Rhône-Alpes ; PACA = Région Provence-Alpes-Côte-d'Azur ; NA = Région Nouvelle Aquitaine ; PdL = Région Pays de la Loire ; Bre = Région Bretagne ; GE = Région Grand Est

Familles	Espèces	Régions
Coccidae	<i>Ceroplastes ceriferus</i> *	AURA
	<i>Ceroplastes floridensis</i>	PACA
	<i>Ceroplastes japonicus</i>	PACA
	<i>Ceroplastes rusci</i>	PACA
	<i>Ceroplastes sinensis</i>	PACA, NA
	<i>Pulvinaria floccifera</i>	PACA
	<i>Saissetia coffeae</i>	AURA, PACA, GE
	<i>Saissetia oleae</i>	PACA
	<i>Coccus hesperidum</i>	PACA, Bre
	<i>Filippia follicularis</i>	Bre, PACA
	<i>Kilifia sp.</i>	PACA,
	<i>Parasaissetia nigra</i>	PACA
	<i>Parthenolecanium corni</i>	GE, PACA
	<i>Parthenolecanium persicae</i>	PACA
	<i>Parthenolecanium rufulum</i>	GE
	<i>Protopulvinaria pyriformis</i>	PACA
	Diaspididae	<i>Acutaspis umbonifera</i> ^{#,*}
<i>Aonidia lauri</i>		PACA
<i>Aonidiella aurantii</i> [#]		PACA
<i>Aspidiotus nerii</i> [#]		Bre, GE, PACA
<i>Aulacaspis rosae</i> [#]		PACA
<i>Carulaspis minima</i>		PACA
<i>Chrysomphalus aonidum</i>		AURA, PACA
<i>Diaspis boisduvalii</i>		PACA
<i>Diaspis bromeliae</i>		PACA
<i>Diaspis coccois</i>		PACA
<i>Diaspis echinocacti</i>		AURA, PACA
<i>Furchadaspis zamiae</i>		AURA, PACA
<i>Gymnaspis aechmeae</i>		PACA
<i>Hemiberlesia cyanophylli</i>		AURA
<i>Hemiberlesia rapax</i>		PACA
<i>Hemiberlesia lataniae</i>		PACA
<i>Lepidosaphes beckii</i>		PACA
<i>Leucaspis pusilla</i>		PACA
<i>Parlatoria proteus</i>		PACA
<i>Parlatoria oleae</i>		PACA
<i>Pinnaspis sp.</i>		AURA
<i>Pseudaulacaspis pentagona</i>		GE, PdL, PACA
<i>Unachionaspis tenuis</i> *		PACA
<i>Unaspis yanonensis</i>	PACA	

Pseudococcidae	<i>Heliococcus bohemicus</i>	PACA
	<i>Paracoccus sp.</i>	PACA
	<i>Phenacoccus solenopsis*</i>	Bre
	<i>Phenacoccus madeirensis</i>	PACA, AURA, NA
	<i>Planococcus citri</i>	NA, PdL, PACA, GE
	<i>Planococcus minor*</i>	NA
	<i>Planococcus vovae</i>	PACA
	<i>Pseudococcus calceolarie</i>	PACA, Bre, PdL
	<i>Pseudococcus comstocki</i>	PACA, Bre
	<i>Pseudococcus longispinus</i>	Bre, NA, PACA
	<i>Pseudococcus viburni</i>	Bre, NA, PACA, N, GE,
	<i>Trionymus hamberdi</i>	PdL,
	<i>Trionymus dimitus*</i>	Bre, PdL
<i>Vryburgia amaryllidis</i>	Bre	
Monophlebidae	<i>Icerya purchasi</i>	PACA
Eriococcidae	<i>Uhleria araucariae</i>	PACA
Orthezidae	<i>Insignorthezia insignis*</i>	PACA

Parmi les échantillons de végétaux contaminés reçus, nous avons constaté de nouvelles associations plantes ornementales/cochenille.

Correspondance entre biologie moléculaire et analyse morphologique

D'un point de vue taxonomique, ce travail a également contribué à compléter la mise en correspondance entre caractérisation morphologique et caractérisation moléculaire chez les cochenilles. C'est un enjeu majeur dans la mesure où, comme pour de nombreux groupes de ravageurs ou d'auxiliaires, les experts en identification morphologique sont rares et souvent débordés par les demandes. Dans ce contexte, les méthodes moléculaires peuvent permettre non seulement d'accélérer le débit des identifications mais également de traiter des stades qui ne sont pas identifiables morphologiquement (œufs, larves, mâles adultes). D'une façon générale, l'identification des cochenilles sur des bases morphologiques reste une tâche complexe réservée à un petit nombre de spécialistes. C'est pourquoi, de nombreux efforts ont été consacrés depuis une quinzaine d'années à l'établissement d'une correspondance entre caractérisations morphologiques et moléculaires. Le projet COCHORTI a participé à ce travail patient avec, inévitablement, encore quelques limites mais aussi quelques surprises, principalement concentrées dans la famille des Diaspididae.

Avant d'entrer dans les détails, il faut comprendre que « l'arbre » ci-dessous matérialise les distances moléculaires entre 3 types d'individus :

- (i) Des individus issus du projet COCHORTI accompagnés d'une identification morphologique fiable. Ils sont identifiables par un code à 5 chiffres propre aux activités moléculaires suivi d'un code propre à l'échantillon et, enfin, d'un nom de genre et d'espèce.
- (ii) Des individus issus du projet COCHORTI mais non accompagnés d'une identification morphologique (code moléculaire et code de l'échantillon seulement).
- (iii) Des individus dont la caractérisation moléculaire a été obtenue en dehors du projet COCHORTI (code Genbank commençant par deux majuscules).

Au registre des limites, on constate que le nombre d'espèces caractérisées sur des bases moléculaires (13) reste encore bien inférieur au nombre d'espèces identifiées à partir des caractères morphologiques (24). Ceci s'explique, d'une part, parce que le processus de caractérisation moléculaire n'aboutit pas toujours et/ou, d'autre part, parce que l'identification morphologique a été privilégiée pour les spécimens a priori « rares ». Une autre limite est notre incapacité à donner un nom à l'un des groupes d'individus (« espèce non identifiée » sur l'arbre). Il s'agit probablement d'une espèce du genre *Diaspis*.

Au registre des surprises, le travail de caractérisation moléculaire a permis de mettre en évidence deux cas où il existe vraisemblablement une structuration invisible avec les caractères morphologiques jusque-là utilisés. Le premier cas concerne l'espèce *Aspidiotus nerii* qui apparaît subdivisée en deux sous-groupes distincts matérialisés par les deux secteurs rouges. Cette distinction est non seulement étayée par des individus issus du projet COCHORTI mais également par des séquences issues de Genbank. En l'état, il est difficile de savoir s'il s'agit de variations à l'intérieur de l'espèce *A. nerii* ou de deux espèces-sœurs. Une situation comparable se retrouve également avec l'espèce *Hemiberlesia lataniae*. Là encore, les individus se scindent en deux groupes matérialisés par les deux secteurs bleus, l'un qui inclut une séquence de Genbank, l'autre qui n'inclut que des individus issus de différentes espèces végétales d'un même site COCHORTI. Ici, la divergence moléculaire entre les individus issus de deux sites distincts suggère plutôt l'existence de deux espèces.

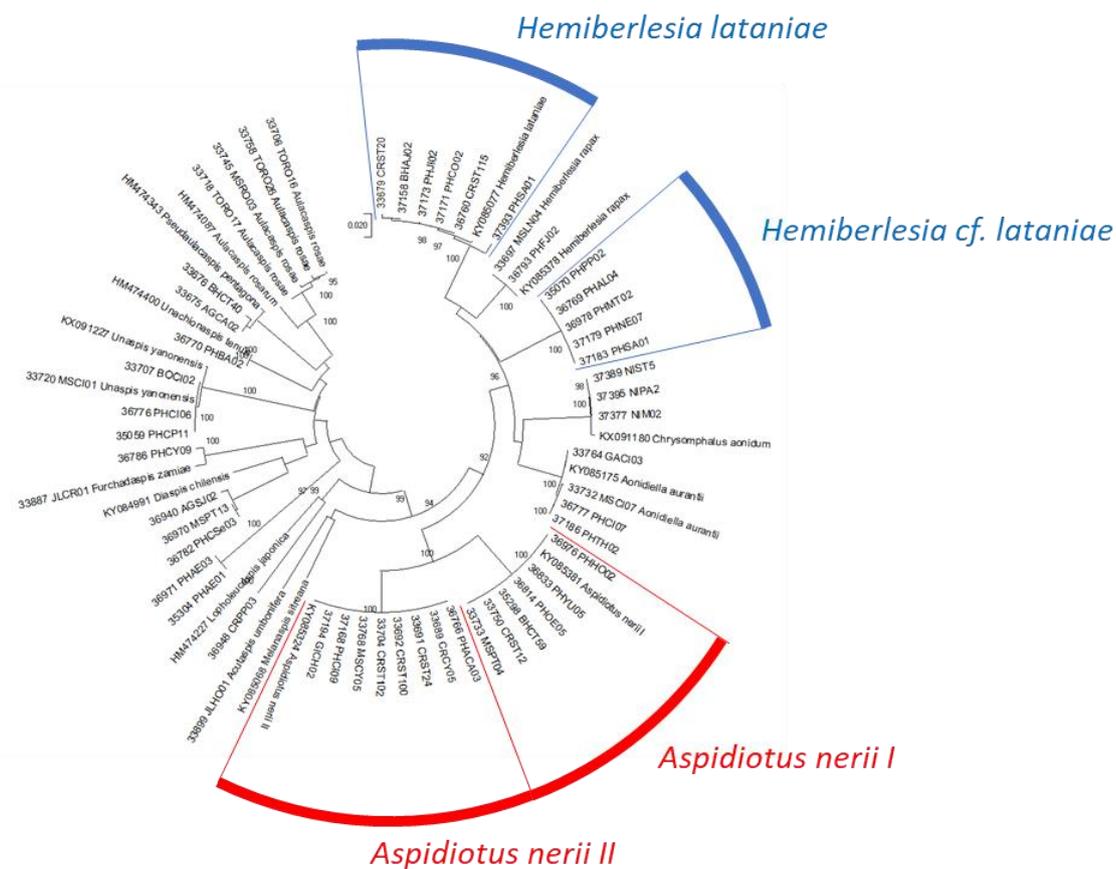


Figure 1 : Arbre phylogénétique des espèces de cochenilles soumises à une analyse moléculaire ; les séquences moléculaires des cochenilles identifiées dans le projet COCHORTI apparaissent avec des numéros à 5 chiffres qui sont rapprochés d'espèces connues dans GenBank (dénomination commençant par 2 lettres avant un numéro à 6 chiffres). Les valeurs de "bootstrap" qui correspondent au pourcentage de vraisemblance de lien entre les espèces, sont données à chaque intersection.

➤ **Action 3 : Inventaire des parasitoïdes des cochenilles**

Contrairement à celle des cochenilles, l'identification des antagonistes (en particulier les parasitoïdes) s'est avérée beaucoup plus délicate et la correspondance entre caractérisations morphologique et moléculaire reste imparfaite. Cette difficulté s'explique par trois raisons principales : (i) la diversité des parasitoïdes mais leur relativement faible abondance, ce qui contribue à compliquer l'appariement entre, d'une part, les individus caractérisés morphologiquement et, d'autre part, les individus caractérisés moléculairement ; (ii) la

documentation encore très partielle de la base de données Genbank pour ces taxons, (iii) l'existence de complexes d'espèces. L'exemple des Encyrtidae présenté dans la Figure 2 illustre tout-à-fait cette situation générale. En effet, seuls 28% des espèces d'Encyrtinae identifiées sur des bases morphologiques (cf ci-dessous) ont pu être caractérisés moléculairement, la plupart des séquences obtenues n'ayant que peu d'« échos » dans Genbank. Lorsque c'est le cas (ici, pour *Metaphycus flavus* ou *M. lounsburyi*), le niveau de divergence observé entre nos séquences et celles de Genbank peut poser la question de leur appartenance effective à une même espèce. D'une façon générale, le projet COCHORTI a contribué significativement à la caractérisation intégrative de parasitoïdes associés aux cochenilles mais ce travail n'est clairement pas encore abouti.

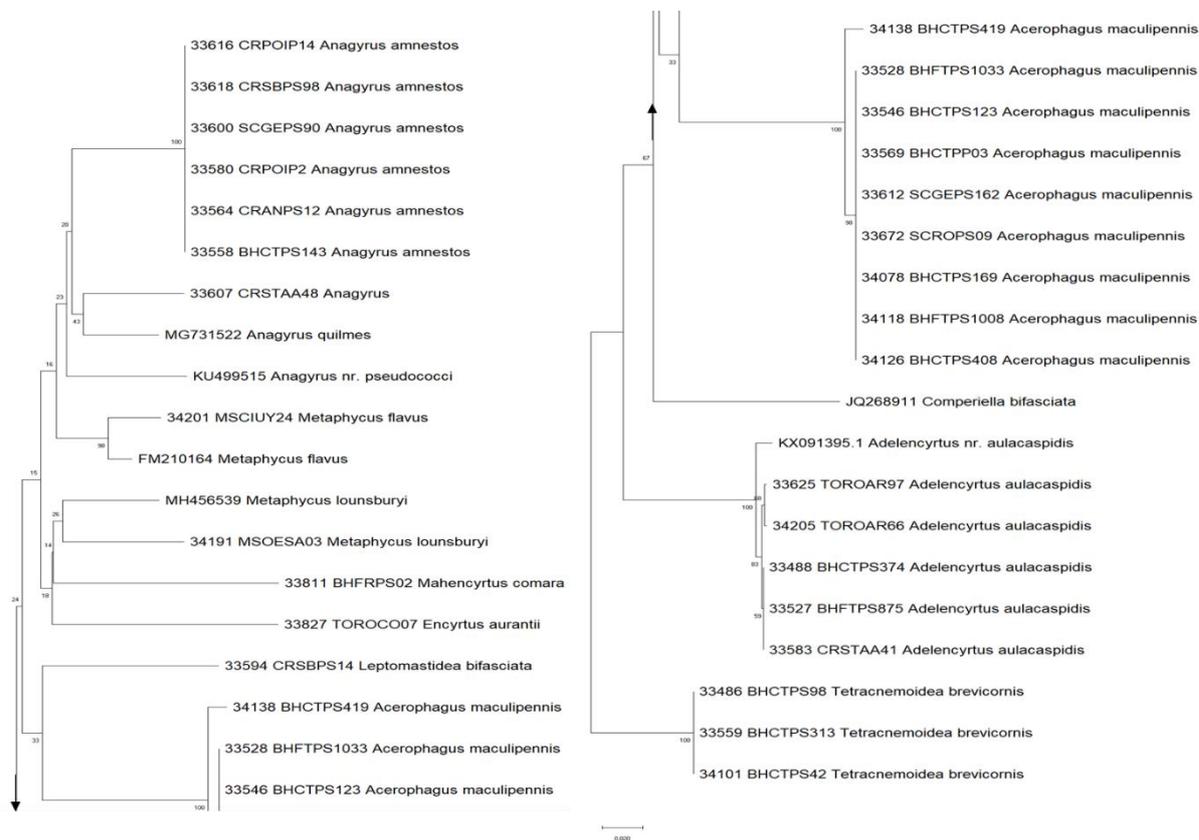


Figure 2 : Illustration des travaux de caractérisation moléculaire menés dans le cadre du projet COCHORTI. L'arbre phylogénétique représenté ici regroupe les séquences moléculaires des parasitoïdes obtenues dans le projet COCHORTI (labels commençant par 5 chiffres) et celles de GENBANK (labels commençant par deux majuscules). Les valeurs de "bootstrap", qui correspondent au pourcentage de vraisemblance de lien entre les espèces, sont données à chaque intersection.

➤ Action 4 : Cycle de vie des cochenilles et optimisation du contrôle des populations

Les cycles de vie de plusieurs espèces de cochenilles ont été suivis afin de déterminer les périodes les plus propices à la gestion des populations. En effet, en ciblant la période la plus propice aux traitements phytosanitaires on augmente l'efficacité de ces derniers, tout en en réduisant leur nombre.

De plus, de nombreux parasitoïdes sont inféodés à un stade de développement précis de la cochenille. Le cycle de vie de la cochenille permet de mesurer les périodes pendant lesquelles ces stades de développement sont présents. Le dénombrement des populations permet de mieux localiser la période la plus propice à un lâcher d'auxiliaires.

Sans discriminer les espèces de parasitoïdes, cette étude permet aussi de mesurer la présence de l'entomofaune locale et la période où elle est active sur le terrain dans des conditions particulières.

Toutefois, pour établir un cycle de vie, il est nécessaire de disposer des infestations conséquentes et, pour ce faire, nous avons établi des échantillons d'au moins 50 individus vivants. Souvent ce nombre n'a pas été atteint. De plus, les prélèvements destructifs de végétaux ont entraîné une raréfaction des cochenilles prématurément. Seuls des cycles de vie partiels ont été dressés.

Initialement, le choix des associations espèces de cochenilles/ plantes ornementales était basé sur celles qui étaient communes à plusieurs régions. Mais la pression des cochenilles d'une région à l'autre a fait que l'établissement de ces cycles comparatifs a été impossible. Nous avons donc choisi des espèces de cochenilles les plus fréquemment rencontrées ou fortement présentes sur une espèce végétale dans les régions prospectées.

Différents cycles biologiques ont pu être observés dépendant des situations de culture, des plantes et des espèces de cochenilles. Deux situations très différentes sont présentées ici à titre d'exemple :

- Cycle de *Pseudococcus viburni* sur *Choisya*

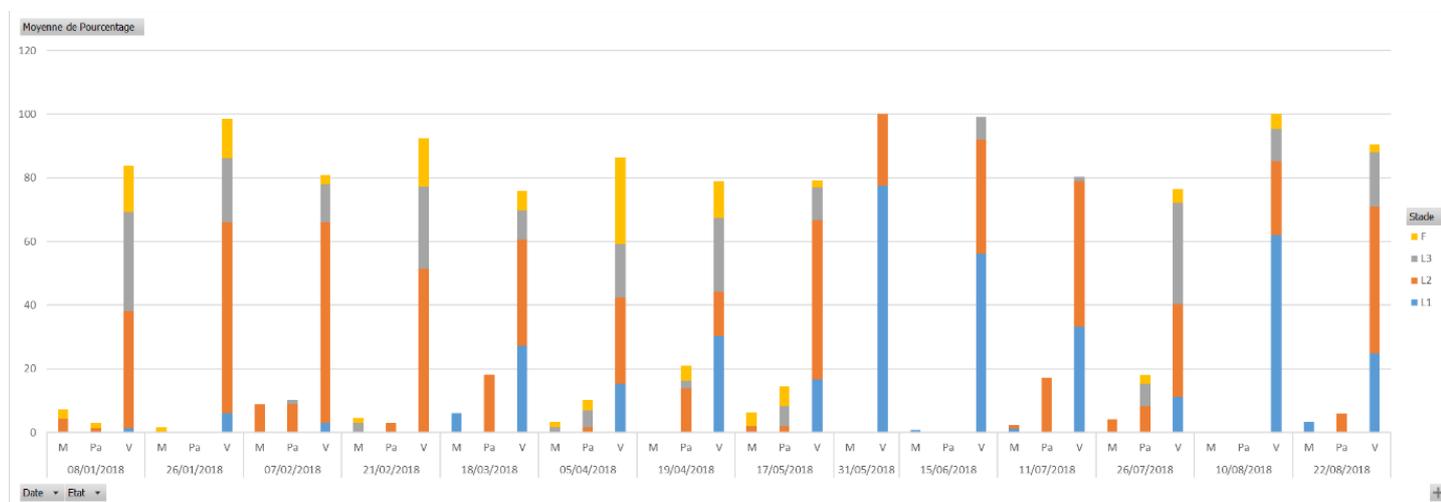


Figure 3 : Cycle de vie de *Pseudococcus viburni* sur *Choisya ternata* (conteneurs) à Genne sur Seiche (Bretagne) en pépinière du mois de janvier au mois d'août 2018. Histogramme en bleu = stade L1, en orange = stade L2, en gris = stade L3 et en jaune = stade adulte, femelle. M = morte ; Pa = parasitée ; V = vivante.

Pseudococcus viburni passe l'hiver à tous les stades en Bretagne. On constate deux pics de larves mobiles, en mai et en août, qui pourraient être des périodes favorables à un traitement chimique ou de savon potassique. On constate une présence de cochenilles parasitées pouvant aller jusqu'à 20%. Il est difficile de dénombrer les générations qui se chevauchent, mais il semble qu'il y ait deux grandes périodes, les cochenilles hivernantes qui évoluent doucement et de nouvelles pontes assez importantes après le mois de mai.

- Cycle de vie de *Aonidiella aurantii* sur agrumes d'ornement.

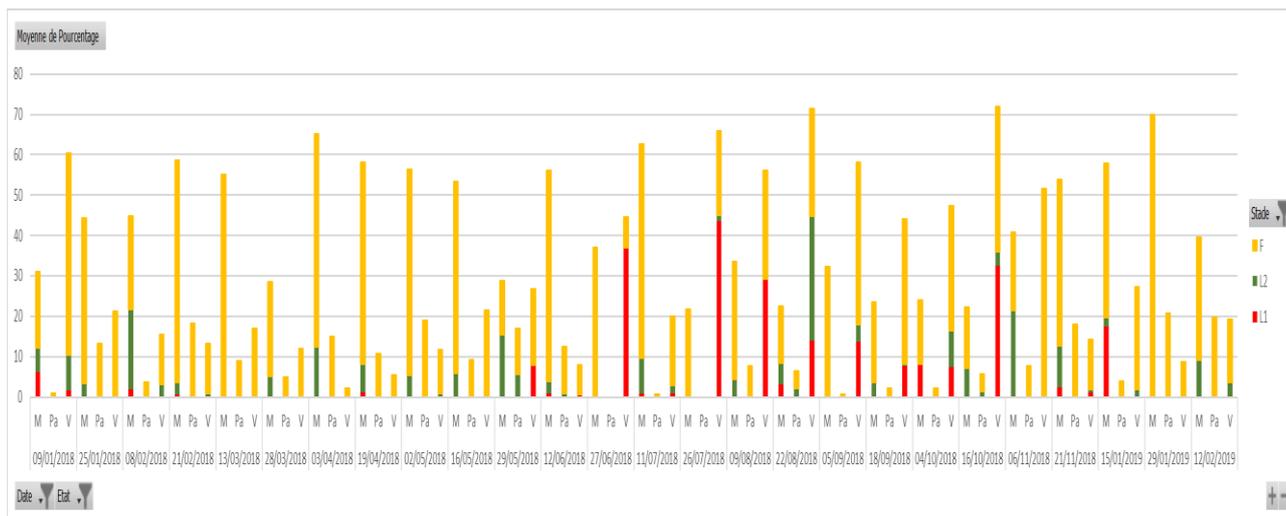


Figure 4 : Cycle biologique de *Aonidiella aurantii* sur *Citrus* spp (pleine terre) en jardin d'agrément dans les Alpes-Maritimes (PACA) du début du mois de janvier 2018 à février 2019. Histogramme en rouge = stade L1, en gris = stade L2 et en jaune = stade adulte, femelle. M = morte ; Pa = parasitée ; V = vivante.

Le cycle de vie de *Aonidiella aurantii* présente une majorité de femelles hivernantes du début de l'année jusqu'au mois de mai. A partir du mois de juin, on assiste à plusieurs pics d'émergence des larves mobiles qui se situent à la fin du mois de juin, en fin juillet/début août et à la mi-octobre. Mais l'essaimage continue entre le mois d'août et le mois d'octobre de façon moins prononcé. On peut penser que nous avons trois générations qui se succèdent. Ces trois pics correspondent aux périodes favorables aux traitements coccicides.

➤ **Action 5 : Intégration dans S@M d'un module de reconnaissance des cochenilles, de leurs parasitoïdes et élaboration d'un guide de préconisation**

Le module de recueil des données picturales (icône appareil photo sur l'interface) a bien été formulé dans l'outil S@M (<http://sam.sophia.inra.fr/>) par un travail de prestation par une entreprise informatique. Le module permet de positionner des photos et des documents sous format pdf.

Des photos de chaque cochenille ont été prises, mais le résultat n'est pas toujours à la hauteur des attentes d'une photo permettant de reconnaître facilement l'insecte et de le différencier d'une autre espèce.

Le module est opérationnel et pourra être utilisé pour positionner des photos de bonne qualité et libres de droits.

Des fiches y ont été enregistrées. Elles concernent les cochenilles majeures et donnent des indications sur les plantes qui peuvent être atteintes en dehors des connaissances conventionnelles, avec quelques éléments de description et de biologie succincte et des photos.

4. Résultats opérationnels

- **Des déterminations qui permettent de mieux lutter**

Une avancée très importante a été faite en matière de détermination grâce au travail de corrélation réalisé entre les résultats des identifications morphologiques et moléculaires. De tels résultats ont permis de faire des regroupements phylogéniques des espèces de cochenilles.

Des constats quant à la présence de différentes espèces régionalement ont également pu être réalisés. L'espèce de cochenille la plus rencontrée est *Pseudococcus viburni*, récoltée dans les différentes régions, excepté en Auvergne-Rhône-Alpes. Cette pseudococcine a fait l'objet de nombreux travaux en France en cultures maraichères et en arboriculture fruitière. Cette détermination permet ainsi d'envisager l'application de moyens de lutte adaptés. Des stratégies de lutte biologique à l'aide d'auxiliaires locaux par lâchers inondatifs ou inoculatifs ont été entreprises et ont donné des résultats parfois mitigés d'une région à l'autre, notamment en serre de tomates. En revanche, en arboriculture fruitière, l'introduction dans les vergers d'*Acerophagus flavidulus* dans le Sud de la France a permis de contrôler les populations de *P. viburni*.

En termes de capacité de prospection des plantes ornementales, les espèces de cochenilles les plus polyphages sont *Phenacoccus madeirensis* (rencontrée sur 15 espèces végétales) ; *Pseudococcus longispinus* (sur 12 espèces végétales) ; *Pseudococcus viburni* (sur 11 espèces) ; *Saissetia coffeae* (sur 11 espèces) ; *Coccus hesperidum* (sur 10 espèces) ; *Icerya purchasi* (sur 10 espèces) ; *Aspidiotus nerii* (sur 9 espèces) ; *Protopulvinaria pyriformis* (sur 8 espèces) ; *Chrysomphalus aonidum* (sur 8 espèces) ; *Hemiberlesia lataniae* (sur 8 espèces) et *Diaspis boisduvali* (sur 6 espèces). Sur un plan écologique, cette plasticité à s'adapter à des végétaux parfois très différents augmente considérablement leur potentiel de survie. Toutefois, si cette adaptation à plusieurs familles de végétaux peut être un plus, dans la survie de l'espèce, elle n'est pas forcément liée à sa dangerosité. Certaines cochenilles spécifiques de familles botaniques, sont parfois plus dangereuses économiquement que d'autres ayant une capacité d'exploitation beaucoup plus importante. C'est le cas par exemple d'*Unaspis yanonensis*, spécifique des agrumes et qui peut entraîner des pertes irréversibles pour la culture.

Dans les inventaires, certains végétaux sont plus enclins à héberger plusieurs espèces de cochenilles. Les cinq espèces végétales hébergeant le plus grand nombre d'espèces de cochenilles sont l'agrumes (*Citrus spp.*) avec neuf espèces de cochenilles, le laurier sauce (*Laurus nobilis*), le strelitzia, le lierre (*Hedera helix*) et l'Arum (*Zantedeschia aethiopica*) en hébergeant cinq espèces. Sur les autres végétaux, on a recensé au maximum trois espèces de cochenilles. Pour les plantes ornementales où le « zéro défaut » de la plante ou de la fleur est souvent privilégié, cette donnée est importante pour identifier les plantes *a priori* plus susceptibles d'être endommagées. Il semble évident que le cumul des symptômes liés à la présence de plusieurs cochenilles augmente le risque d'écarts de triage.

Parmi les échantillons de végétaux contaminés reçus, nous avons constaté de nouvelles associations plantes ornementales/cochenille, Tableau 2.

Tableau 2: Nouvelles associations pPlantes ornementales/cochenilles annotées d'un astérisque (certaines associations ne sont pas seulement liées à l'espèce végétale mais aussi à la famille botanique)

Espèce de cochenille	Famille botanique	Espèce végétale
<i>Acutaspis umbonifera</i>	Araceae	<i>Homalomena sp.*</i>
<i>Aspidiotus nerii</i>	Polygonaceae	<i>Muehlenbeckia platyclada*</i>
	Rubiaceae	<i>Hoffmania refulgens*</i>
<i>Aulacaspis rosae</i>	Asteraceae	<i>Sonchus arvensis *</i>
<i>Ceroplastes ceriferus*</i>	Aceraceae*	<i>Acer japonicum*</i>
<i>Chrysomphalus aonidum</i>	Araceae	<i>Monstera deliciosa*</i>
	Arecaceae	<i>Dypsis lutescens*</i>
	Malvaceae	<i>Pachira sp.*</i>
<i>Coccus hesperidum</i>	Agavaceae	<i>Polianthes tuberosa*</i>
	Myrsinaceae	<i>Myrsine*</i>
	Ranunculaceae	<i>Helleborus sp.*</i>
	Rutaceae	<i>Boronia*</i>

<i>Diaspis boisduvalii</i>	Arecaceae	<i>Dictyosperma álbum*</i>
	Pandanaceae	<i>Pandanus utilis*</i>
	Bromeliaceae	<i>Pitcairnia sp.*</i>
<i>Filippia follicularis</i>	Pinaceae	<i>Pinus pinea*</i>
<i>Gymnaspis aechmeae</i>	Cactaceae	<i>Aechmea sp.*</i>
<i>Heliococcus bohemicus</i>	Geraniaceae	<i>Pelargonium odoratissimum*</i>
<i>Hemiberlesia cyanophylli</i>	Agavaceae	<i>Agave sp.*</i>
<i>Hemiberlesia lataniae</i>	Apocynaceae	<i>Plumeria longifolia*</i>
	Convolvulaceae*	<i>Merremia tuberosa*</i>
	Sterculiaceae*	<i>Brachychiton rupestris*</i>
<i>Icerya purchasi</i>	Araliaceae	<i>Cussonia spicata*</i>
	Berberidaceae*	<i>Nandina domestica*</i>
	Fabaceae	<i>Acacia spirorbis*</i>
		<i>Calliandra surinamensis*</i>
	Geraniaceae*	<i>Pelargonium odoratissimum*</i>
Lamiaceae	<i>Salvia "Phyllis Fancy"*</i>	
<i>Insignorthezia insignis</i>	Acanthaceae	<i>Pseuderanthemum purpure*</i>
		<i>Pseuderanthemum reticulatum*</i>
		<i>Pseuderanthemum sinuatum*</i>
		<i>Pseuderanthemum velutinum*</i>
<i>Kilifia sp.</i>	Pteridaceae*	<i>Adiantum peruvianum*</i>
<i>Paracoccus sp.</i>	Proteaceae*	<i>Gravillea*</i>
<i>Parthenolecanium corni</i>	Araceae	<i>Zantedeschia aethiopica*</i>
	Lamiaceae	<i>Salvia "Phyllis Fancy"*</i>
<i>Parthenolecanium rufulum</i>	Rosaceae	<i>Spireae japonica Manon*</i>
<i>Phenacoccus madeirensis</i>	Apocynaceae	<i>Dipladenia sp.*</i>
	Asteraceae	<i>Tagetes lemoni*</i>
	Boraginaceae	<i>Mertensia marítima*</i>
	Lamiaceae	<i>Phlomis viscosa*</i>
		<i>Salvia microphylla var. Neurepia*</i>
		<i>Stachys bizantina*</i>
	Malvaceae	<i>Malvaviscus penduliflorus*</i>
	Onagraceae	<i>Fuchsia sp.*</i>
	Ranunculaceae	<i>Anemone sp.*</i>
Rosaceae	<i>Fragaria*</i>	
<i>Phenacoccus solenopsis</i>	Araliaceae*	<i>Hedera hélix*</i>
<i>Planococcus citri</i>	Acanthaceae	<i>Thunbergia sp.*</i>
	Anarcadiaceae	<i>Searsia tomentosa*</i>
	Araceae	<i>Zantedeschia aethiopica*</i>
	Araliaceae	<i>Cussonia spicata*</i>
	Arecaceae	<i>Kentia sp.*</i>
	Euphorbiaceae	<i>Jatropha integérrima*</i>
	Sterculiaceae	<i>Brachychiton rupestris*</i>
	Strelitziaceae*	<i>Strelitzia sp.*</i>
	Rutaceae	<i>Choisya ternata*</i>
<i>Protopulvinaria pyriformis</i>	Araliaceae	<i>Cussonia spicata*</i>
	Arecaceae*	<i>Kentia*</i>
	Myrtaceae	<i>Melaleuca quinquenervia*</i>

	Oleaceae	<i>Ligustrum japonicum</i> *
	Pteridaceae*	<i>Adiantum sp.</i> *
<i>Pseudaulacaspis pentagona</i>	Rutaceae	<i>Choisya ternata</i> *
<i>Pseudococcus calceolariae</i>	Ericaceae	<i>Azalea japónica</i> *
	Rubiaceae	<i>Gardenia</i> *
<i>Pseudococcus longispinus</i>	Amaryllidaceae	<i>Tulbaghia violácea</i> *
	Araceae	<i>Zantedeschia aethiopica</i> *
	Arecaceae	<i>Syagrus lutescens</i> *
	Aristolochiaceae	<i>Aristolochia arbórea</i> *
	Oleaceae	<i>Jasminum stephanense</i> *
<i>Pseudococcus viburni</i>	Ranunculaceae	<i>Helleborus sp.</i> *
	Araliaceae	<i>Tetrapanax papyrifera</i> *
	Asparagaceae	<i>Danae racemosa</i> *
	Pittosporaceae	<i>Pittosporum tenuifolium</i> *
	Polygonaceae	<i>Muehlenbeckia platyclada</i> *
	Rutaceae	<i>Choisya ternata</i> *
<i>Saissetia coffeae</i>	Scrophulariaceae	<i>Hebe x andersonii</i> *
	Apocynaceae	<i>Plumeria longifolia</i> *
	Asteraceae	<i>Gerbera</i> *
	Polygonaceae	<i>Muehlenbeckia platyclada</i> *
<i>Trionymus hamberdi</i>	Polyodiaceae	<i>Tectaria sp.</i> *
<i>Unachionaspis sp.</i>	Poaceae*	<i>Fargesia angustissima</i> *
		<i>Fargesia rufa</i> *
		<i>Fargesia trifina</i> *

Ces nouvelles associations cochenilles/plantes ornementales renforcent l'idée que certaines cochenilles sont capables d'exploiter des hôtes-végétaux très différents. C'est particulièrement le cas chez les Pseudococcidae. On constate aussi, une diversité de plante de plus en plus importante chez la cochenille australienne des agrumes. Cette plasticité complique la prévision du risque et la gestion de leurs populations.

- **Des parasitoïdes à favoriser**

Les résultats ont également permis d'identifier des parasitoïdes sur les échantillons de cochenilles. Plusieurs sont nouvellement décrits. De tels résultats peuvent permettre d'identifier des parasitoïdes qui pourraient être utilisés en élevage industriel pour réaliser de la protection biologique, avec des lâchers dans les cultures.

Tableau 3 : Associations cochenilles/parasitoïdes par région. (Paca) : Provence-Alpes-Côte-d'Azur, (Br) : Bretagne, (GE) : Grand Est, (PdL) : Pays de la Loire. * = nouveau pour la France

Cochenilles	Parasitoïdes (Régions)	
<i>Aonidiella aurantii</i>	<i>Ablerus perspeciosus</i> (Paca) <i>Aphytis chrysomphali</i> (Paca) <i>Aphytis lingnanensis</i> (Paca) <i>Aphytis mytilaspidis</i> (Paca)	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca)* <i>Comperiella bifasciata</i> (Paca) <i>Encarsia perniciosi</i> (Paca)
<i>Aspidiotus nerii</i>	<i>Encarsia citrina</i> (Paca)	<i>Aphytis lingnanensis</i> (Paca)
<i>Aulacaspis rosae</i>	<i>Adelencyrtus aulacaspidis</i> (Paca) <i>Anagyrus amnestos</i> (Paca)* <i>Aphytis mytilaspidis</i> (Paca) <i>Coccophagus longiclavatus</i> (Paca)	<i>Encarsia citrina</i> (Paca) <i>Tetracnemoidea brevicornis</i> (Paca) <i>Thomsonisca amathus</i> (Paca) <i>Zaomma lambinus</i> (Paca)
<i>Gymnaspis aechmeae</i>	<i>Metaphycus dispar</i> (Paca)	
<i>Hemiberlesia lataniae</i>	<i>Aphytis lingnanensis</i> (Paca) <i>Encarsia citrina</i> (Paca)	<i>Encarsia sp.nr.pergandiella</i> (Paca)
<i>Leucaspis pusilla</i>	<i>Ablerus atomon</i> (Paca)	<i>Encarsia leucaspidis</i> (Paca)
<i>Pseudaulacaspis pentagona</i>	<i>Acerophagus maculipennis</i> (PdL) <i>Encarsia belesei</i> (Paca)	<i>Chartocerus subaenus</i> (PdL)
<i>Unaspis yanonensis</i>	<i>Ablerus perspeciosus</i> (Paca) <i>Aphytis lingnanensis</i> (Paca) <i>Aphytis mytilaspidis</i> (Paca) <i>Coccobius testaceus</i> (Paca)	
<i>Trionymus hamberdi</i> (Syn : <i>Balanococcus kwoni</i>)	<i>Acerophagus maculipennis</i> (Br) <i>Adelencyrtus aulacaspidis</i> (Br) <i>Anagyrus rufoscutatus</i> (Br)*	<i>Chartocerus subaenus</i> (Br, PdL) <i>Cerchysius subplanus</i> (Br, PdL) <i>Mahencyrtus comara</i> (Br)
<i>Ceroplastes japonicus</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca)*	<i>Scutellista sp.</i> (Paca)
<i>Ceroplastes rusci</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca)*	<i>Scutellista sp.</i> (Paca)
<i>Ceroplastes sinensis</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca)*	
<i>Coccus hesperidum</i>	<i>Acerophagus maculipennis</i> (Paca) <i>Coccophagus longiclavatus</i> (Paca) <i>Coccophagus lycimnia</i> (Paca) <i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca) <i>Encyrtus aurantii</i> (Paca)	<i>Anagyrus amnestos</i> (Paca)* <i>Mahencyrtus comara</i> (Paca) <i>Metaphycus dispar</i> (Paca) <i>Metaphycus helvolus</i> (Paca) <i>Mira mucora</i> (Paca)
<i>Filippia follicularis</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca)	
<i>Kilifia sp.</i>	<i>Scutellista sp.</i> (Paca)	
<i>Protopulvinaria pyriformis</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca) <i>Microterys nietneri</i> (Paca)	<i>Metaphycus dispar</i> (Paca) <i>Acerophagus malinus</i>
<i>Parthenolecanium corni</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Br, Paca)	
<i>Saissetia coffeae</i>	<i>Coccophagus shillongensis</i> (Paca) <i>Encyrtus aurantii</i> (GE)	<i>Encyrtus infelix</i> (Paca) <i>Scutellista sp.</i> (Paca)
<i>Saissetia oleae</i>	<i>Metaphycus dispar</i> (Paca) <i>Metaphycus lounsburyi</i> (Paca)	<i>Scutellista sp.</i> (Paca)
<i>Icerya purchasi</i>	<i>Adelencyrtus aulacaspidis</i> (Paca) <i>Anagyrus amnestos</i> (Paca)* <i>Chartocerus subaenus</i> (Paca)	<i>Comperiella bifasciata</i> (Paca) <i>Tetracnemoidea brevicornis</i> (Paca)
<i>Phenacoccus madeirensis</i>	<i>Acerophagus maculipennis</i> (Paca) <i>Anagyrus amnestos</i> (Paca)*	<i>Leptomastidea bifasciata</i> (Paca) <i>Metanotalia maderensis</i> (Paca)

	<i>Anagyrus dactylopii</i> (Paca)* <i>Anagyrus pseudococci</i> (Paca) <i>Cerchysius subplanus</i> (Paca)	<i>Mira mucora</i> (Paca) <i>Prochiloneurus bolivari</i> (Paca)
<i>Planococcus citri</i>	<i>Acerophagus maculipennis</i> (Paca) <i>Anagyrus dactylopii</i> (Paca)*	<i>Leptomastidea abdnormis</i> (Paca)
<i>Pseudococcus comstocki</i>	<i>Acerophagus malinus</i>	
<i>Pseudococcus longispinus</i>	<i>Anagyrus amnestos</i> (Paca)* <i>Mira mucora</i> (Paca)	<i>Prochiloneurus bolivari</i> (Paca) <i>Anagyrus.fusciventris</i> (Paca)*
<i>Pseudococcus viburni</i>	<i>Acerophagus maculipennis</i> (Paca, Br, PdL) <i>Adelencyrtus aulacaspidis</i> (Br) <i>Anagyrus amnestos</i> (Br)* <i>Aphyscus apicalis</i> (PdL) <i>Cerchysius subplanus</i> (PdL)	<i>Chartocerus subaenus</i> (Paca, PdL) <i>Coccophagus shillongensis</i> (PdL) <i>Tetracnemoidea brevicornis</i> (PdL) <i>Tetracnemoidea mediterranea</i> (Br)

On retrouve dans le Tableau 3 des espèces de parasitoïdes utilisées comme auxiliaires des cultures en lutte biologique, notamment les genres *Aphytis* et *Encarsia* contre les Diaspididae ; *Acerophagus* ou *Anagyrus* contre les Pseudococcidae ; *Metaphycus* contre les Coccidae. Certaines espèces peuvent être des hyperparasitoïdes comme *Ablerus perspiciosus*. Nous avons noté d'un astérisque les espèces qui, selon la base de données internationale des Chalcidiens, seraient nouvelles pour la France.

Le projet a permis de collecter plus de 40 espèces de parasitoïdes, pour la plupart appartenant aux familles des Encyrtidae, des Aphelinidae et des Signiphoridae. Certaines espèces semblent nouvelles pour la France (Noyes, 2019), sans qu'il soit possible de statuer si ces espèces étaient auparavant présentes mais passées inaperçues.

Concernant les Encyrtidae, dans le genre *Anagyrus*, quatre espèces sont nouvelles pour la France. *Anagyrus amnestos*, décrit pour la première fois en 2013 (Rameshkumar et al, 2013) est le parasitoïde le plus présent sur la cochenille invasive *Phenacoccus madeirensis*, parasitée par ailleurs par huit autres espèces d'hyménoptères chalcidiens (Tableau 3). *Anagyrus dactylopii* est présent en Asie, Australie et Amérique du Sud mais son identification ici pourrait être la première pour l'Europe (Noyes, 2019). Il en est de même pour *Anagyrus rufoscutatus*, présent en Russie et au Japon (Trjapitzin, 1989), nos résultats pointant toutefois une possible synonymie entre *A. rufoscutatus* et une autre espèce, *A. nr belibus*, déjà décrite en France (Trjapitzin, 1989). Cet Encyrtidae parasite *Trionymus hamberdi*, cochenille pseudococcine sur Poaceae. *Anagyrus fusciventris* quant à lui, a été signalé en Italie depuis de nombreuses années (Viggiani et Battaglia, 1983) et semble, dans nos échantillons, spécifique de *P. longispinus*. Concernant d'autres genres, *Cerchysius subplanus* avait été décrit au Portugal (Japoshvili et Abrantes, 2006) mais jamais recensé en France (Noyes 2019) où nous l'avons finalement trouvé en Pays de la Loire, Bretagne et PACA sur des Pseudococcidae tels que *Trionymus hamberdi* et *Pseudococcus viburni*. *Encyrtus infelix* est un parasitoïde de Coccidae, issu de *Saissetia coffeae* dans nos échantillons, qui est largement répandu dans le monde mais jamais recensé en France (Noyes 2019). *Mahencyrtus comara* est un parasitoïde présent dans de nombreux pays européens sur Pseudococcidae et Coccidae (Noyes, 2019). Nous avons récolté des individus mâles sur les Coccidae et des femelles sur Pseudococcidae. Concernant l'espèce *Mira mucora*, le projet COCHORTI a mis en évidence sa présence en France et son association principalement avec *Pseudococcus longispinus* et *Phenacoccus madeirensis*. Toutefois, un individu est issu d'une Coccidae, *Coccus hesperidum*. Fusu (2001) signale sa présence en Roumanie, sans préciser l'espèce de cochenille-hôte.

Concernant les Aphelinidae, *Aphytis lingnanensis* a beaucoup été étudié comme agent de lutte biologique sur le pourtour méditerranéen, pour lutter contre *Aonidiella aurantii* sur agrumes, notamment par Bénassy et Euverte (1967). Sa présence n'avait toutefois jamais été signalée en France.

Chez les Coccophagus, le projet a permis d'identifier deux espèces nouvelles, *Coccophagus longiclavatus* et *Coccophagus shillongensis*, toutes les deux originaires d'Inde (Shafee, 1972, Hayat et Singh, 1989). L'analyse moléculaire de plusieurs individus correspond toutefois parfaitement à une séquence GenBank d'un identifié comme *C. japonicus*. Il pourrait donc s'agir d'une synonymie, ce qui ne change de toute façon pas le fait que l'espèce est identifiée pour la première fois en France. Une deuxième espèce de *Coccophagus*, potentiellement *C. longiclavatus*, a également été révélée être nouvelle pour la France. Enfin, chez les Signiphoridae, notre étude a mis en évidence la présence en France de l'espèce *Chartocerus subaeneus* qui pourrait être à la fois un parasitoïde primaire et secondaire (Noyes, 2019) ce qui expliquerait son association avec des cochenilles aussi éloignées que *Tryonymus hamberdi* et *Icerya purchasi*.

- **Des cycles pour mieux appréhender les traitements**

Pour quelques cochenilles, les cycles biologiques ont pu être décrits. Ces cycles permettent de définir les moments de vulnérabilité des cochenilles, au stade larve 1 (L1) qui est variable d'une espèce à l'autre, des conditions de vie.

Le tableau ci-dessous, récapitule les différentes situations observées durant le projet et montre l'importance de connaître les moments favorables au positionnement des traitements.

Cochenille	Plante hôte	Situation géographique	Situation de culture	Période de suivi	Présence				Commentaire
					L1	L2	L3	Adulte	
<i>Pseudococcus viburni</i>	<i>Zantedeschia aethiopica</i>	PACA	Serre non chauffée	avril-septembre	Toute la période, moindre en juillet	Toute la période	Présence erratique	Juillet	Mort des plantes sous la pression
	<i>Choisya ternata</i>	Bretagne	Hors sol plein air	janvier-août	Fin mars à août avec pic en juin et août	Forme hivernante prédominante, puis présente en continue	Présent sauf fin mai à juillet	Fortement présents dès janvier, absent fin mai à juillet	De plus en plus polyphage
<i>Icerya purchasi</i>	<i>Pelargonium odoratissimum</i>	PACA	Serre chauffée	mai à septembre	Fortement présent de mai à juillet	Présence continue	Faible présence continue	Présence en mai puis août.	Hivernage sous forme de L1
	<i>Salvia sp.</i>		Serre froide	juin à octobre	Présence continue	Présence plus faible mais continue	Présence plus faible mais continue	Présence continue	
<i>Phenacoccus madeirensis</i>	Gerbera		Serre chaude	septembre à novembre	Forte présence	Présence plus faible	Présence plus faible	Présence plus faible	Larves mobiles qui gagnent le collet des plantes
<i>Unaspis yanonensis</i>	<i>Citrus sp.</i>		Jardin	janvier à novembre	Forte présence mai à juin puis en août	Présence faible mais continue	-	Présence forte continue	
<i>Aonidiella aurantii</i>				janvier n à février n+1	Présence par vague : fin juin, fin juillet, puis présence continue jusqu'en janvier	Présence continue par vague mais faible	-	Présence forte et continue	Pics L1 qui permettent d'envisager des positionnement de traitement
<i>Pseudococcus longispinus</i>	<i>Tulbaghia violacea</i>		Pleine terre, Serre froide	juin à février	Présence continue et forte	Présence forte et continue sauf fin août-début septembre	Présence continue mais faible	Présence continue mais faible sauf février	
<i>Hemiberlesia lataniae</i>	<i>Strelitzia sp</i>			mars n à août n+1	Présence faible mais continue	Présence plus importante et continue sauf mars avril et mai	-	Présence importante et continue	Fort parasitisme

Tableau 4 : Cycles des cochenilles qui ont pu être observées et périodes d'apparition des différents stades de développement des cochenilles. Le stade L1 est le stade le plus sensible aux produits de traitement et la période d'apparition donne des indications quant aux possibilités de positionnement des traitements.

Pour illustrer ce manière concrète l'importance de ce positionnement, le cycle d'une espèce est repris ci-dessous (Figure 5). On peut visualiser que le stade L1, le plus sensible aux produits de traitement quels qu'ils soient (à base de savon noir ou d'huiles essentielles d'oranges), est repéré en mai et juin dans les conditions de mesures. Malgré une présence assez soutenue des parasitoïdes, des traitements à base de terpènes d'agrumes pourraient être préconisés.

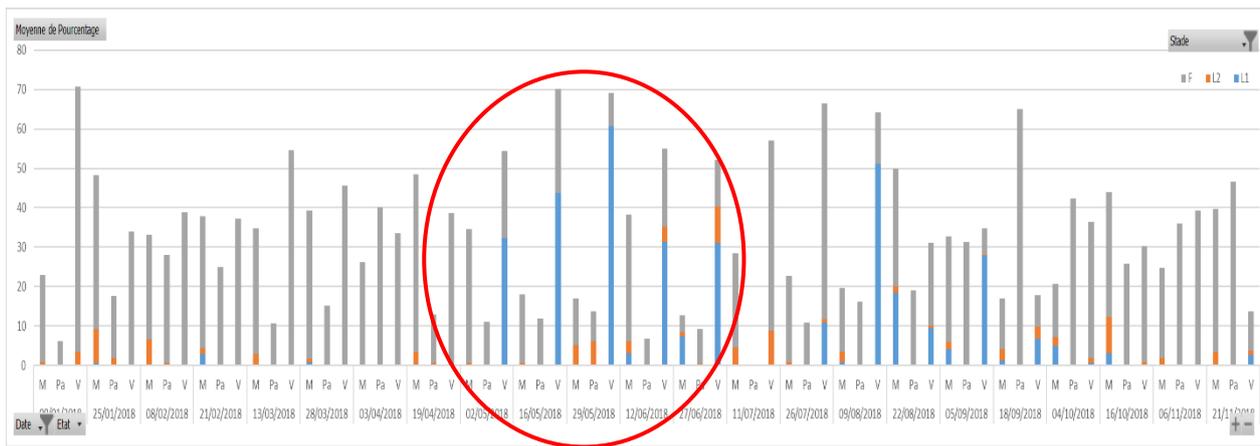
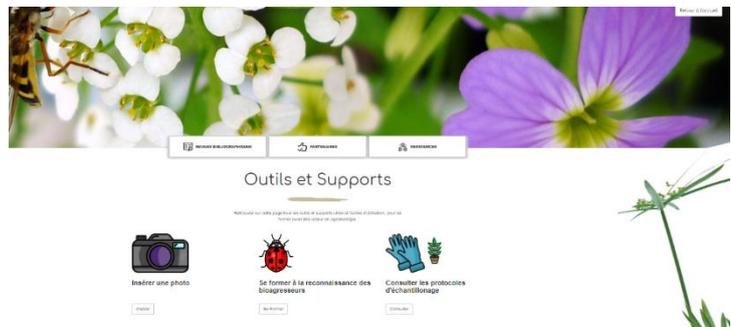


Figure 5 : Cycle biologique de *Unaspis yanonensis* sur *Citrus* spp. (pleine terre) dans un jardin d'agrément dans les Alpes-Maritimes (PACA) pendant toute l'année 2018. Histogramme en bleu = stade L1, en orange = stade L2 et en gris = stade adulte, femelle. M = morte ; Pa = parasitée ; V = vivante.

- **Intégration des données dans un outil télématique**

Le projet a permis le développement d'un module "Photos" de l'outil S@M.

Le module de recueil des données picturales (icone appareil photo sur l'interface) a été formulé dans l'outil S@M (<http://sam.sophia.inra.fr/>) et permet de positionner des photos et des documents sous format pdf. Les données recueillies dans l'action 2 et 4 y ont été intégrées.



Le projet a permis la formulation de fiches techniques, accessibles sur le site de VAL'HOR, d'ASTREDHOR et qui ont également été intégrés dans l'outil S@M. Au sein de la plate-forme S@M, cela permet d'abonder l'outil d'aide à décision utilisable pour suivre l'état sanitaire des cultures. Le développement vers les professionnels de l'outil S@M est en cours, il est pour l'instant utilisé par des expérimentateurs sur des cultures tests. L'outil doit être mis à disposition des professionnels dans le cadre d'un consortium qui sera défini courant 2021 et dont la forme juridique est en cours de réflexion.

La plate-forme S@M est un ensemble organisé de ressources qui permet de collecter, stocker, traiter et diffuser l'information nécessaire à la mise en place d'une stratégie fiable de protection intégrée favorisant la lutte biologique contre les bio-agresseurs des cultures. S@M permet un suivi précis et en temps réel de l'état sanitaire de chaque parcelle de l'exploitation. Des protocoles d'échantillonnage spécifiquement adaptés aux caractéristiques biologiques des bio-agresseurs et aux contraintes des producteurs sont accessibles sur tablette et smartphone et utilisables directement sur le terrain.

S@M contient de nombreux outils pour l'horticulteur qui lui permettent de :

- 1) reconnaître les bio-agresseurs ou auxiliaires de lutte ;
- 2) créer des fiches de suivi sanitaire à la fois génériques et adaptées à chaque parcelle ;
- 3) obtenir des tendances d'évolution des épidémies pour la semaine suivante ;
- 4) disposer de fiches conseil de traitements et d'échanges de pratiques.

S@M permet à l'horticulteur ou au conseiller horticole de disposer des informations fiables sur les éléments biologiques présents dans l'agroécosystème que constitue chaque parcelle. Cette information est nécessaire pour prendre les meilleures décisions de gestion de la culture et maintenir une santé optimale des plantes

en privilégiant l'emploi d'auxiliaires naturels de lutte. Dans ce type de stratégie, l'objectif n'est pas d'éradiquer les bio-agresseurs mais de maintenir un équilibre adéquat entre les communautés de façon à favoriser l'installation des auxiliaires et à maintenir les bio-agresseurs en deçà du seuil de nuisibilité économiquement acceptable.

5. Perspectives

Ce projet a été riche de résultats et permet d'envisager de multiples perspectives de développement d'outils.

Les déterminations de cochenilles réalisées dans le cadre du projet permettent d'envisager un travail de biologie moléculaire plus approfondi qui, avec des amorces spécifiques à chacune des espèces, permettrait l'amplification spécifique et des déterminations rapides et précises. En effet, un kit pourrait être développé sur la base de zones génétiques variables et à partir desquelles des amorces diverses et spécifiques des espèces pourraient être faites, permettant ensuite de réaliser des déterminations à partir des profils d'amplification spécifiques à chaque espèce de cochenille.

Pour ce qui concerne les parasitoïdes, les résultats permettent d'identifier ceux qui pourraient être utilisés en élevage industriel pour réaliser de la protection biologique, avec des lâchers dans les cultures.

Pour cela il faudrait, à partir de bibliographies et de discussions avec des spécialistes des groupes de parasitoïdes, identifier ceux qui semblent être les meilleurs candidats. En effet, plusieurs conditions sont nécessaires pour permettre de tels élevages. Tout d'abord, il faut vérifier si le parasitoïde est spécialiste des cochenilles, ce qui garantira une meilleure lutte. Si ce n'est pas le cas, il faut vérifier que l'attraction pour les cochenilles est avérée et assez importante pour que le parasitoïde ne soit pas détourné de la cible à atteindre : les cochenilles. Il faut que les parasitoïdes repérés puissent se reproduire avec un taux suffisant pour permettre la multiplication rapide en condition de mésocosme¹. Il faut aussi qu'ils conservent leur capacité de parasitisme, qui se traduit par le maintien d'un sexe ratio favorable (plus de femelles que de mâles) dans les conditions d'élevage.

6. **Références bibliographiques**

- Bénassy C., Euverte G., 1967. Perspectives nouvelles dans la lutte contre *Aonidiella aurantii* au Maroc [Hom. diaspididae]. *Entomophaga*, 12, 449-459.
- Calvarin V.; Langlois A., 2001- Protection biologique intégrée contre les mineuses en horticulture ornementale. *PHM Revue Horticole* – 430 -14-17.
- Fusu L., 2001. Contributions faunistiques à la connaissance de Encyrtides (Hym. Chalc. Encyrtidae) de Roumanie. *Anale Stiintifice ale Universitatii "Al.I.Cuza" Iasi, s. Biologie animala*, 47, 29-30.
- Hayat M., Singh S., 1989. Description of a new *Coccophagus* of the *lycimnia*-group (Hymenoptera: Aphelinidae) from the Khasi hills, with some other species records from India. *Colemania*, 5, 29-33.
- Japoshvili G.O, Abrantes I.M., 2006. New records of encyrtids (Chalcidoidea: Encyrtidae) from Portugal, including the description of two new species. *Entomological News*, 117, 4, 424.
- Noyes JS. 2019 - Universal Chalcidoidea Database. <https://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/index.dsml>
- Rameshkumar A., Noyes J.S, Poorani J., Chong J.H., 2013. Description of a new species of *Anagyrus* Howard (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), a promising biological control agent of the invasive Madeira mealybug, *Phenacoccus madeirensis* Green (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae). *Zootaxa*, 3717, 1, 79.

¹ Mésocosme = Dispositif dans lequel les conditions naturelles de vie d'espèces sont autant que possible reproduites = chambre climatique avec contrôle très fin des facteurs environnants

- Shafee, S.A., 1972. Indian species of the genus *Coccophagus* Westwood (Hymenoptera: Aphelinidae). Bulletin of Entomology. Entomological Society of India. 13(1):25 (Parasitoid identification correct)
- Trjapitzin, V.A., 1989. Parasitic Hymenoptera of the Fam. Encyrtidae of Palaearctics. *Opredeliteli po Faune SSSR - Zoologicheskim Institutom Akademii Nauk SSR, Leningrad*, 158:139.
- Viggiani, G., Battaglia D., 1983. Osservazioni preliminari sull'*Anagyris fusciventris* (Girault), nuovo parassita di *Pseudococcus calceolariae* (Maskell) in Italia. *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri', Portici*, 40, 109-114.