

Typologie de l'évolution de l'appareil reproducteur femelle de *Psylliodes chrysocephala* (L., 1758) (Coleoptera Chrysomelidae Alticinae)

Samuel LOISEAU & Jean-David CHAPELIN-VISCARDI

Laboratoire d'Éco-Entomologie, 5 rue Antoine-Mariotte, F-45000 Orléans
loiseau@laboratoirecoentomologie.com
chapelinviscardi@laboratoirecoentomologie.com

Résumé. – Les auteurs présentent une description de l'évolution de l'appareil reproducteur femelle de la Grosse Altise d'hiver du Colza *Psylliodes chrysocephala* au cours de son développement. Cinq stades sont décrits, de l'état émergent à la fin de vie. Les différentes structures de l'appareil reproducteur et leur modification graduelle sont détaillées.

Abstract. – Evolution's typology of the female reproductive system of *Psylliodes chrysocephala* (L., 1758) (Coleoptera Chrysomelidae Alticinae). The authors present a description of the evolution of the female reproductive system of *Psylliodes chrysocephala* throughout time. Five stages are described, from the emergent state to the end of life. The different structures of the reproductive system and their gradual change are detailed.

Keywords. – Cabbage stem flea beetle, Pest, Age-grading, Anatomy, Ovogenesis.

La Grosse Altise du Colza *Psylliodes chrysocephala* (L., 1758) est une Chrysomèle oligophage capable de se développer, aux stades larvaire et adulte, sur au moins douze genres différents de plantes de la famille des Brassicaceae [BALACHOWSKY, 1963; RHEINHEIMER & HASSLER, 2018]. En Europe septentrionale et occidentale, l'espèce cause des dégâts importants depuis les années 1930, particulièrement depuis que la culture des oléagineux d'hiver (dont le Colza *Brassica napus* L., 1753) s'est développée à grande échelle [BALACHOWSKY, 1963; GRAHAM & ALFORD, 1981]. En France, c'est à la toute fin des années 1940 que les dégâts sur le Colza se sont révélés problématiques [JOURDHEUIL, 1954]. Les adultes, dès leur arrivée en parcelle en septembre consomment les cotylédons et peuvent détruire les plants les plus jeunes (stades BBCH 10 et 11). L'activité des larves entre octobre et mars est également dommageable. Elles minent les pétioles des feuilles puis peuvent coloniser les tiges, causant des destructions importantes des plants les plus chétifs, ou encore des pertes de vigueur pour les plants les plus robustes [LAMB, 1989; WILLIAMS, 2010; CONRAD *et al.*, 2021; ROBERT *et al.*, 2021].

Au regard de cette problématique agronomique, de nombreux travaux portant sur *P. chrysocephala* ont été réalisés. Cependant,

il existe assez peu d'analyses relatives à la description et l'étude des systèmes reproducteurs mâle et femelle de cette espèce. BONNEMAISON & JOURDHEUIL [1954] ont décrit les différentes parties des systèmes reproducteurs et leur évolution au cours du temps. BALLANGER [1984] a proposé une classification du système reproducteur de la femelle. Celle-ci reposait sur l'examen du développement ovarien et se déclinait en six stades.

Dans le présent travail, nous avons souhaité proposer une approche quelque peu différente de l'évolution du système reproducteur en prenant en compte les modifications de pièces complémentaires aux ovaires, pour proposer une description détaillée analogue à des travaux méthodologiques connexes [LOISEAU & CHAPELIN-VISCARDI, 2020]. Ce travail devra permettre *in fine* d'étudier les dynamiques d'accouplements et de ponte à l'échelle des populations dans les secteurs agricoles concernés par la Grosse Altise du Colza.

Matériels et méthodes

Collecte de matériel

Les parcelles ayant fait l'objet de collectes d'Altises sont situées dans le département du

Loiret, en Beauce et dans l'Orléanais forestier (Tableau I).

Pour constituer le matériel biologique en 2020, un suivi automnal par tentes Malaise a été effectué dans deux parcelles de Colza et deux parcelles de Moutarde. Aussi, des prospections par fauchage ont été réalisées durant la même période, dans ces mêmes parcelles et dans leur environnement immédiat. Afin de nous assurer d'être représentatif de l'évolution du système reproducteur sur toute la saison de développement de l'imago, nous avons analysé des spécimens collectés à des périodes les plus longues possibles.

En 2021, sur le même principe que l'année précédente, des pièges Malaise ainsi que du fauchage ont permis l'échantillonnage de spécimens. Leur dissection permet de réaliser une comparaison entre les deux années et d'apprécier d'éventuelles différences, avec des prélèvements effectués dans de nouvelles localités et notamment en contexte paysager différent. La prospection par fauchage dans une culture de Colza au mois de juin 2021 a permis l'obtention de femelles adultes émergentes. Cet échantillonnage est primordial pour connaître l'état de l'appareil reproducteur initial du stade adulte. Ceci permet ainsi d'apprécier une évolution globale du système. Les spécimens ont été conditionnés dans de l'alcool à 70° au plus tôt pour « figer » les pièces internes.

Analyse au laboratoire

Le matériel collecté a été identifié au plus haut rang taxonomique [DOGUET, 1994], les spécimens ont été sexés [BONNEMAISON & JOURDHEUIL, 1954; CONRAD, 2019] et les femelles isolées. Ensuite, les femelles de *P. chrysocephala* ont fait l'objet d'une étude anatomique du contenu de leur abdomen par dissection. Pour ce faire, l'abdomen est disloqué du reste du corps. Une incision est pratiquée dans le sens de la longueur entre les tergites et les pleurites. Les tergites sont ensuite retirés de façon à extraire l'intérieur de l'abdomen de l'exosquelette. Le contenu de l'abdomen est étalé dans une goutte d'eau où les graisses sont dissociées des organes pour permettre l'observation et statuer sur l'état de gravidité. Un bain dans de la potasse (vingt minutes environ) est réalisé pour dissoudre les corps gras lorsque ceux-ci sont présents en grande quantité. En cas de difficulté de lecture des structures, une coloration des organes est réalisée. Le contenu de l'abdomen est alors posé sur un papier absorbant pendant une minute, puis trempé dans un colorant alimentaire (bleu patenté en solution aqueuse à 1 %) pendant cinq secondes. Une fois coloré, le sujet doit être posé trente secondes sur un papier absorbant avant d'être étalé dans une goutte d'eau pour observation sous loupe binoculaire.

Les différences observées tout au long de la période de collecte et au fur et à mesure des

Tableau I. – Récapitulatif des femelles de *Psylliodes chrysocephala* provenant du département du Loiret et étudiées par dissection.

Commune	Habitat	Méthode	Effectif	Dates
Ormes	Colza	Tente Malaise	54	9-IX au 24-XI-2020
Boulay-les-Barres	Moutarde	Tente Malaise	15	14-X au 10-XI-2020
Saint-Lyé-la-Forêt	Colza	Tente Malaise	123	9-IX au 1-XII-2020
Saint-Lyé-la-Forêt	Moutarde	Tente Malaise	22	9-IX au 10-XI-2020
Ormes	Colza	Fauchage	84	30-IX au 1-XII-2020
Boulay-les-Barres	Moutarde	Fauchage	57	16-IX au 17-XI-2020
Saint-Lyé-la-Forêt	Colza	Fauchage	62	2-IX au 24-XI 2020
Saint-Lyé-la-Forêt	Moutarde	Fauchage	7	21-IX au 10-XI-2020
Mardié	Colza	Fauchage	3	28-VI-2021
Vennecy	Colza	Tente Malaise	118	7-IX au 16-XI 2021
Vennecy	Colza	Fauchage	80	14-IX au 16-XI-2021
Loury	Colza	Fauchage	30	14-IX au 19-X-2021
Saint-Lyé-la-Forêt	Colza	Fauchage	10	28-IX au 19-X-2021
Saint-Péravy-la-Colombe	Bordure boisement	Tente Malaise	7	6-VII au 12-X-2021
Tournoisis	Bordure boisement	Fauchage	55	10-VIII au 16-IX-2021

dissections ont permis de définir une typologie des différents stades d'évolution de l'appareil reproducteur. La typologie proposée s'appuie sur différents travaux descriptifs effectués sur l'espèce [BONNEMAISON & JOURDHEUIL, 1954; BALLANGER, 1984], sur des espèces de la même sous-famille [DOGUET, 1994], des espèces de la même famille appartenant aux sous-familles des Bruchinae [DAVIAULT, 1928; OUEDRAOGO, 1978; YUS RAMOS, 2008; MOHAMED *et al.*, 2015; LOISEAU & CHAPELIN-VISCARDI, 2020; HAMIDI *et al.*, 2021], des Criocerinae [WELLSO, 1972] et des Galerucinae [SUZUKI & YAMADA, 1976].

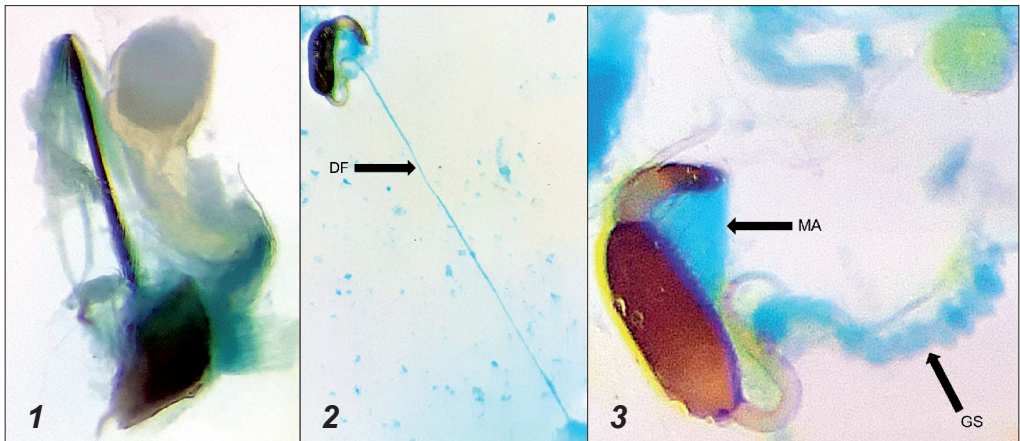
Résultats

Organes élémentaires du système reproducteur femelle

Face ventrale, l'armature génitale chitineuse (une partie du 8^e sternite) se situe à la base du système reproducteur et dissimule l'entrée du vagin. Sur l'armature est fixé le spicule ventral sclérifié (aussi appelé spiculum ventral). Il a la forme d'une cuillère à son apex. Derrière le spicule se trouve un autre organe sclérifié qui compose une partie du 9^e sternite membraneux. Il est formé de deux brins (ou lames) soudés l'un à l'autre appelés coxites. Ils sont deux fois

moins long que le spicule. Schématiquement, nous les avons représentés par commodité en décalage par rapport au spicule. Dans la réalité, ces organes sont bien alignés vue de face. À la base des coxites, de longues soies sont présentes et leurs parties médiane et sommitale sont glabres. Les coxites sont enchâssés dans la bourse copulatrice. La bourse accueille au moment de la copulation le spermatophore constitué par le mâle (*Figure 1*). Ce spermatophore volumineux et aisé à détecter est une poche sphérique très rigide (telle une coque), de couleur jaunâtre, contenant le sperme blanchâtre. Entre le spicule et la bourse se trouve l'oviducte médian tubulaire qui présente une membrane épaissie. Cet organe a une longueur équivalente à la moitié du spicule ventral.

La spermathèque se trouve à proximité de la bourse copulatrice. Elle est sclérifiée, foncée et en forme de crochet. Elle est composée d'une partie centrale très foncée formant un cylindre. Dans la partie apicale (ou distale), se trouve la pompe qui forme le crochet de la spermathèque. La pompe est plus fine que le cylindre central, sa première moitié est foncée, cependant le degré de coloration varie d'un individu à l'autre. Elle possède un petit appendice à son extrémité. En plus, de son point d'ancrage au cylindre central, un muscle adducteur (MA) lie les



Figures 1 à 3. – Photographies sous loupe binoculaire : 1) d'un spermatophore dans la bourse copulatrice d'une femelle de *Psylliodes chrysocephala* collectée le 21 septembre 2021. 2 et 3) de la spermathèque de femelles de *P. chrysocephala*, pour lesquelles le colorant permet l'observation de la partie filamenteuse déroulée du ductus (DF) qui rattache la spermathèque à la bourse copulatrice, du muscle adducteur (MA) et de la glande spermathéciale (GS). Clichés Samuel Loiseau.

deux parties, ce qui est perceptible à la loupe binoculaire. À la base de la spermathèque, se trouve un canal nommé ductus, qui fait le lien entre la spermathèque et la bourse copulatrice. Le ductus, dont la partie basale est reliée au cylindre de la spermathèque, présente son plus gros diamètre sur une longueur équivalente à la longueur du cylindre. Cette longueur est sclérifiée avant de s'affiner et de présenter un filament (DF) particulièrement long qui se rattache à la bourse copulatrice (Figure 2). Dans le tiers distal du ductus sclérifié, se trouve un appendice court qui représente l'insertion de la glande spermathéciale (GS) membraneuse (Figure 3). Cette glande, aux parois boursoufflées dans sa partie apicale, fait approximativement la longueur additionnée de la pompe et du cylindre central de la spermathèque.

La typologie

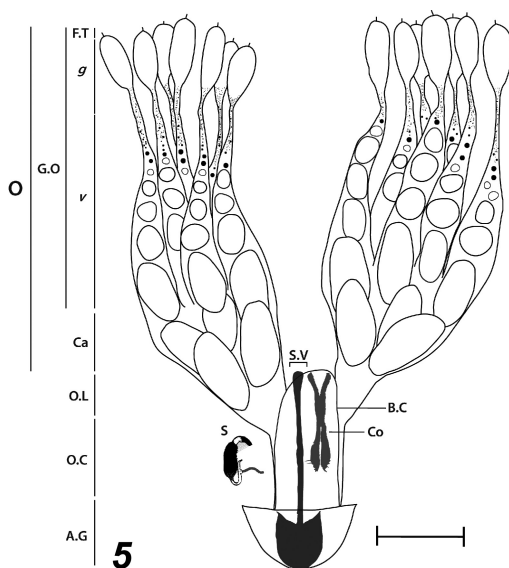
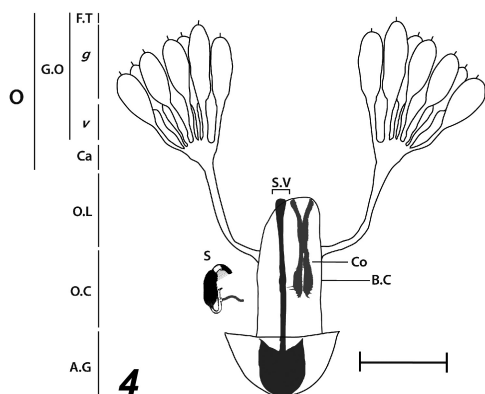
L'élaboration de la typologie des différents stades est basée sur la dissection et l'observation de 727 individus femelles de *P. chrysocephala*. Cinq stades ont été mis en évidence et décrits de façon formelle (Tableau II).

D'un point de vue méthodologique, nous avons constaté que la lecture des structures pour cette espèce est délicate, notamment avec l'usage d'une loupe binoculaire. C'est pour cette raison que nous préconisons une coloration des organes préalablement à leur examen.

Le système reproducteur occupe un volume conséquent de l'abdomen, d'autant plus lorsque les ovocytes matures sont nombreux. Un maximum de 44 ovocytes ovoïdes matures a été trouvé dans l'abdomen d'une même femelle.

Discussion

La description du système reproducteur est dans sa globalité conforme à ce qui a été observé précédemment chez la femelle de *Psylliodes chrysocephala* [BONNEMAISON & JOURDHEUIL, 1954; BALLANGER, 1984]. Deux ovaires composés d'ovarioles sont présents et débouchent chacun sur un oviducte latéral. Ces oviductes se rejoignent pour former un oviducte commun qui est relié au vagin. BONNEMAISON & JOURDHEUIL [1954] indiquent que les femelles présentent deux ovaires composés chacun de six à dix ovarioles et le plus souvent sept ovarioles (dans 48 % des cas). Le germarium et le vitellarium varient en taille en fonction du stade de développement des ovocytes. Le calice, qui lie les ovarioles à l'oviducte latéral, se déforme par dilatation avec l'accumulation et le passage des ovocytes.



Figures 4 et 5. – Schémas du système reproducteur de *Psylliodes chrysocephala* femelle au stade 1 (4) et au stade 3 (5). Légende : O, ovaire; F.T, filament terminal; G.O, gaine ovigère; g, germarium; v, vitellarium; Ca, calice; O.L, oviductes latéraux; O.C, oviducte commun; B.C, bourse copulatrice; S, spermathèque; S.V, spicule ventral; Co, coxites; A.G, armature génitale. Trait d'échelle : 0,5 mm. Conception : Samuel Loiseau.

Typologie de l'évolution de l'appareil reproducteur femelle de *Psylliodes chrysocephala* (L., 1758)
(Coleoptera Chrysomelidae Alticinae)

Chez les genres *Altica*, *Crepidora*, *Longitarsus* et plus généralement chez les Alticinae, le spicule ventral fixé au 8e sternite maintient l'apex du conduit génital [DOGUET, 1994]. Cet élément est similaire au spicule gastral exposé chez d'autres espèces de Coléoptères notamment des Bruchinae [YUS RAMOS, 2008; LOISEAU & CHAPELIN-VISCARDI, 2020].

Le positionnement des coxites est stable du fait de leur lien physique à la bourse copulatrice. La coque du spermatophore, qui renferme les spermatozoïdes, occupe un volume conséquent et est maintenue par les organes sclérifiés (spicule et coxites). Leur degré d'écartement est fonction de la taille, variable, du spermatophore. Après la copulation, le sperme est acheminé par

le ductus vers la spermathèque, lieu de stockage avant usage.

Nous proposons une interprétation des différents stades du système reproducteur femelle décrits plus haut. Le stade 0 concerne des femelles pour lesquelles le système reproducteur n'est pas complètement formé avec des cas de figure variables. Nous estimons que les adultes sont émergents ou récemment émergés à ce stade. Le stade 1 correspond à des femelles ayant l'ensemble des organes sexuels développés et précède le début de la maturation des ovocytes. Dans ce cas, les femelles sont immatures et n'ont pas débuté l'ovogénèse. Le stade 2 correspond à des femelles dont l'activité ovarienne a débuté avec l'observation

Tableau II. – Description des différents stades d'évolution de l'appareil reproducteur femelle de *Psylliodes chrysocephala*.

Stade	Descriptif
0	Les organes sexuels ne sont pas complètement formés. Certains sont formés notamment les pièces sclérifiées (spermathèque, spicule ventral et coxites) mais l'ensemble du système reproducteur ne l'est pas. Des organes membraneux (dont la glande spermathécale) et un ovaire (voire les deux) ne sont pas observés. Dans le cas de leur présence, les ovaires sont très réduits, de forme sphérique, dans lesquels on peut percevoir des sphérules correspondant au germarium des ovarioles (ou gaine ovigère). La femelle ne présente jamais de spermatophore à ce stade. La coloration du contenu de l'abdomen est blanche.
1 <i>Figure 4</i>	Les ovaires sont sphériques, avec des corps gras compactent qui englobent les ovarioles. Celles-ci sont subcylindriques. On distingue le germarium par son diamètre et l'épaisseur des tissus qui lui donne une apparence plus foncée, par rapport au vitellarium qui est filiforme, faiblement épais et de couleur plus claire. La longueur du germarium est sensiblement équivalente à celle du vitellarium. Les ovocytes ne sont pas décelés à ce stade. Le spermatophore est observable à ce stade. La couleur générale des organes est blanche à jaune.
2	Des ovocytes en formation, alignés et de tailles variables sont observés dans les vitellarium. Ceux-ci se sont allongés. Les premiers ovocytes à la base des ovarioles peuvent atteindre un volume similaire à leur germarium. Un spermatophore peut être détecté. C'est d'ailleurs à ce stade qu'il est le plus souvent observé. Il peut être évidé de son sperme, où seule la coque rigide témoigne d'une copulation passée.
3 <i>Figure 5</i>	Le système reproducteur compte au moins un ovocyte ovoïde, mature. À ce stade, les ovocytes matures sont à la base des ovarioles et dans le calice, certains sont engagés dans les oviductes. Ces ovocytes sont volumineux, au point d'être plus imposants que les germarium. La situation peut être confuse en fonction du nombre d'ovocytes. Dans ce cas, la configuration du contenu abdominal paraît éclatée.
4	Le stade est difficile à décrire car très variable avec de nombreux cas de figures. Certaines femelles ont un système reproducteur comme au stade 3, sans ovocytes ovoïdes mais avec des « corps jaunes » présents à la base des ovarioles. Pour d'autres, il reste parfois quelques ovocytes ovoïdes cependant la chaîne de production d'ovocytes est rompue. On ne trouve plus d'ovocytes à des stades différents de développement. Le calice, qui regroupait les ovocytes avant leur expulsion de l'ovaire, est distendu et a conservé une taille similaire à sa taille de stade 3. Dans certains cas, les organes résiduels comme les coxites et le spicule ventral sont amincis. L'abdomen est très fragile avec des structures qui s'arrachent facilement.

d'ovocytes dans le vitellarium. Le stade 3 signifie que les femelles sont aptes à pondre, via l'observation d'ovocytes matures. Enfin, le stade 4 est interprété comme une fin de vie. La femelle ne peut plus produire d'ovocyte et les organes internes ne sont plus fonctionnels.

L'observation complémentaire, pour chaque stade, de la présence ou non de spermatophore (i.e. stade 1a : absence de spermatophore; stade 1b : présence de spermatophore) permet d'apporter des éléments complémentaires sur la copulation entre mâle et femelle : si l'absence d'un spermatophore ne permet pas d'être affirmatif sur la virginité d'une femelle, sa présence en revanche indique clairement qu'une copulation a eu lieu.

Conclusion et perspectives

L'étude de *Psylliodes chrysocephala* a permis de préciser d'un point de vue anatomique une partie de la bionomie du ravageur. A partir d'une analyse des éléments existants dans la littérature et d'un important matériel biologique, une typologie a été proposée. Celle-ci est déclinée en cinq stades décrivant l'évolution de l'appareil reproducteur au cours de la vie des femelles. Cette approche informe sur la capacité de ponte de la femelle mais renseigne également sur le phénomène de copulation entre les deux sexes. Pour s'assurer que la formation et le développement du système reproducteur soit bien fidèle aux descriptions, l'étude de populations d'origines géographiques différentes est une perspective. En outre, il est envisagé à terme de mieux cerner la phénologie du ravageur. Ainsi, les périodes et les comportements de dispersion, de copulation, de colonisation des parcelles ou encore de ponte sont à analyser précisément au regard des enjeux actuels liés à l'évolution du climat et des pratiques culturales.

Remerciements. – Nous remercions les agriculteurs Raphaël Chantreau, Rémi Dumery, Benoît Gaujard, Pierre-Henri Guérin, Christophe Jeffray, Vincent Lecoq, Philippe Rabier, Bertrand Seigneuret et la famille Pouradier pour la mise à disposition de leurs parcelles. Merci à Margot Bricout et Nicolas Slomiany,

stagiaires au Laboratoire d'Eco-Entomologie, pour leur aide dans les collectes et les tris d'Altises. Une part importante de ce travail a été réalisée dans le cadre du projet GAX, projet dédié à l'étude de la Grosse Altise du Colza et piloté par Sofiprotéol, en partenariat avec Terres Inovia, Mzi et Archips. Merci à Sylvain Bourrigaud, Franck Duroueix, Johann Fournil, Brigitte Frérot, Raphaëlle Girerd, Audrey Mirassou, Laurent Ruck et Tanguy Sorlin pour les échanges réguliers tout au long du projet.

Références bibliographiques

- BALACHOWSKY A., 1963. – *Entomologie appliquée à l'agriculture. Tome I, Coléoptères, second volume.* Paris, Masson et Cie : 775-786.
- BALLANGER Y., 1984. – *Observations agroécologiques sur l'Altise d'hiver du Colza *Psylliodes chrysocephala* L.* Thèse de l'Institut national agronomique Paris-Grignon, 1563, 163 p.
- BONNEMAISON L. & JOURDHEUIL P., 1954. – L'altise d'hiver du colza (*Psylliodes chrysocephala* L.). *Annales des Épiphyties*, 4 : 345-524.
- CONRAD N., 2019. – *Ansätze zur Verbesserung der Bekämpfung des Rapserdflohs (*Psylliodes chrysocephala* L.) in Winterraps (*Brassica napus* L.) durch gezielte Untersuchungen zur Biologie und Schadpotenzial unter besonderer Berücksichtigung von Befallszeitpunkt und-stärke.* Quedlinburg (Deutschland), Dissertationen aus dem Julius Kühn-Institut, Bundesforschungsinstitut für Kulturpflanzen, 172 p.
- CONRAD N., BRANDES M., ULBER B. & HEIMBACH U., 2021. – Effect of immigration time and beetle density on development of the cabbage stem flea beetle (*Psylliodes chrysocephala* L.) and damage potential in winter oilseed rape. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 128 : 1081-1090. DOI : 10.1007/s41348-021-00474-7
- DAVIAULT L., 1928. – Sur le développement post-embryonnaire de la Bruche du haricot : *Acanthoscelides obtectus* Say. Suivi de considération sur la signification phylétique de son dimorphisme larvaire. *Annales de la Société entomologique de France*, 97 : 105-132.
- DOGUET S., 1994. – *Coléoptères Chrysomelidae Volume 2 Alticinae. Faune de France n° 80.* Paris, Fédération française des sociétés de sciences naturelles, 694 p.
- GRAHAM C.W. & ALFORD D.V., 1981. – The distribution and importance of cabbage stem flea

Typologie de l'évolution de l'appareil reproducteur femelle de *Psylliodes chrysocephala* (L., 1758)
(Coleoptera Chrysomelidae Alticinae)

- beetle (*Psylliodes chrysocephala* (L.)) on winter oilseed rape in England. *Plant Pathology*, 30 : 141-145.
- HAMIDI R., TAUPIN P. & FRÉROT B., 2021. – Physiological synchrony of the broad bean weevil, *Bruchus rufimanus* Boh., to the host plant phenology, *Vicia faba* L. *Frontiers in Insect Science*, 1 : . DOI : 10.3389/finsc.2021.707323
- JOURDHEUIL P., 1954. – L'Altise d'hiver de colza : biologie et méthode de lutte. *La défense des végétaux*, 3 : 3-9.
- LAMB R.J., 1989. – Entomology of oilseed *Brassica* crops. *Annual Review of Entomology*, 34 : 211-229.
- LOISEAU S. & CHAPELIN-VISCARDI J.-D., 2020. – Évolution saisonnière de l'appareil reproducteur femelle de *Bruchus signaticornis* Gyllenhal, 1833 (Coleoptera Chrysomelidae Bruchinae). *L'Entomologiste*, 76 (2) : 101-108.
- MOHAMED M.I., KHALED A.S., ABDEL FATTAH H.M., HUSSEIN M.A., SALEM D.A.M. & FAWKI S., 2015. – Ultrastructure and histopathological alteration in the ovaries of *Callosobruchus maculatus* (F.) (Coleoptera, Chrysomelidae) induced by the solar radiation. *The Journal of Basic and Applied Zoology*, 68 : 19-32. doi : 10.1016/j.jobaz.2014.12.004
- OUEDRAOGO P.A., 1978. – Étude de quelques aspects de la biologie de *Callosobruchus maculatus* F. (Coléoptère, Bruchidae) et de l'influence des facteurs externes stimulants (plante hôte et copulation) sur l'activité reproductrice de la femelle. Toulouse, Thèse de l'Université Paul-Sabatier (sciences), 2101, 101 p.
- RHEINHEIMER J. & HASSLER M., 2018. – *Die Blattkäfer Baden-Württembergs*. Karlsruhe, Verlag Kleinsteuber Books, 928 p.
- ROBERT C., RUCK L. & BAILLET A., 2021. – Ravageurs du colza : une nouvelle évaluation des risques. *Phytoma*, 748 : 20-26.
- SUZUKI K. & YAMADA K., 1976. – Intraspecific variation of ovariole number in some chrysomelid species (Coleoptera, Chrysomelidae). *The Entomological Society of Japan*, 44 (1) : 77-84.
- WELLSO S.G., 1972. – Reproductive systems of the cereal leaf beetle. Comparison of morphology during seasonal development. *Annals of the Entomological Society of America*, 65 (4) : 945-949.
- WILLIAMS I.H., 2010. – Chapter 1. The Major Insect Pests of Oilseed Rape in Europe and Their Management: An Overview. In WILLIAMS I.H. (ed.). – *Biocontrol-Based Integrated Management of Oilseed Rape Pests*. Springer Science+Business Media B.V. : 1-43.
- YÚS RAMOS R., 2008. – Descripción del aparato genital femenino de catorce especies de brúquidos de la fauna canaria (Coleoptera, Bruchidae). *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 32 (1-2) : 39-54.
- Manuscrit reçu le 12 octobre 2022,
accepté le 5 janvier 2023.

