

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur et de La Recherche Scientifique
Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene
Faculté de Sciences Biologiques



THÈSE

Présentée en vue d'obtention du Diplôme de Doctorat
En Sciences de la Nature et de la Vie
Spécialité : Parasites : Biologie, Écologie et Environnement

Thème

**Étude taxinomique des Polyopisthocotylea
Odhner, 1912 (Monogenea, Plathelminthes)
parasites de quelques Téléostéens de la côte
algérienne**

Par Chahinez Bouguerche

Soutenue le 01 Décembre 2019 devant le jury composé de :

Kamel HARCHOUCHE.....	Professeur (FSB – USTHB).....	Président
Fadila TAZEROUTI.....	Professeur (FSB – USTHB).....	Directeur de thèse
Jean-Lou JUSTINE.....	Professeur, directeur adjoint (UMR, CNRS, MNHN, Paris)..	Examineur
Meriem AISSI.....	Professeur (ENSV).....	Examineur
Fazia HAMZA –YOUSFI.....	Professeur (FSB – USTHB).....	Examineur
Amina BOUTELLIS.....	MCA (FSB – USTHB).....	Examineur
Nadia KECHEMIR-ISSAD.....	Professeur (FSB – USTHB).....	Invité

Remerciements

Je remercie le Professeur Kamel Harchouche, qui m'a fait l'honneur de présider le jury de cette thèse, qu'il soit assuré de mon profond respect.

Je voudrais exprimer toute ma gratitude au Professeur Fadila Tazerouti, directrice du laboratoire LBEI d'avoir accepté de diriger cette thèse et d'avoir suivi avec grande attention et dirigé d'une manière éclairée ma progression. J'ai pu apprécier sa disponibilité, sa rigueur scientifique et ses conseils avisés. Qu'elle trouve ici le témoignage de mon dévouement sincère et mon grand respect.

C'est avec un profond sentiment de reconnaissance que je remercie le Professeur Jean-Lou Justine, directeur adjoint au Muséum National d'Histoire Naturelle (MNHN) de Paris et taxonomiste de renommée internationale, pour m'avoir accueillie au sein de son laboratoire malgré ses nombreuses occupations. Je le remercie de m'avoir prodigué, avec une constance et des qualités humaines et scientifiques exceptionnelles, des encouragements, des conseils, des critiques constructives et surtout une aide et une orientation constante qu'il a toujours su m'apporter avec enthousiasme.

Je remercie Madame Fazia Hamza-Yousfi, Professeur à l'université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene (USTHB), qui me fait l'honneur par sa présence en tant que membre de jury de thèse. Je tiens à lui exprimer mes vifs et respectueux remerciements pour ses encouragements et ses judicieux conseils.

Je remercie également le Docteur Amina Boutellis maître de conférences à l'université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene (USTHB) qui a accepté avec amabilité d'examiner mon travail. Je la prie de bien croire à mon profond respect et toute ma gratitude pour ses constants encouragements, soutien et aide précieuse. Je la remercie vivement de m'honorer par sa participation à ce jury.

J'exprime mes sincères remerciements à madame Meriem Aissi, Professeur à l'École Nationale Supérieure de Vétérinaire, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant de juger ce travail. Je tiens à l'assurer de ma profonde reconnaissance pour l'intérêt qu'elle porte à ce travail.

Je tiens à remercier le professeur Nadia Kechemir, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant de juger ce travail. L'occasion m'est offerte pour la remercier pour m'avoir fait découvrir, le monde fabuleux des parasites. Je lui témoigne ma profonde admiration.

Je n'oublierai pas non plus d'exprimer ma gratitude aux membres du consulat général de France à Alger. Je remercie vivement le directeur du MNHN David Bruno, plus particulièrement toute l'équipe de l'ISYEB, notamment Delphine Gey, Sabrina Pemall, Sylvianne Babin, Guzide Selcuk-Sahin et Nora Tagnit-Hamou.

Un grand merci aux « Amine » pour les moments de joie et de peine que j'ai partagé avec vous. Je ne saurais par où commencer tellement il y aurait à dire sur vous. Je vais rester simple en disant que je vous adore et que rien n'aurait pu se faire sans vos encouragements. Je ne vous oublierai jamais

Je n'oublierais pas bien évidemment de remercier Samia Terkmani, Amel Hassani Zouhour el MounaAyadi, Imane Derouiche, Zeddeam Fatima Zohra, Mekarma Nawel et Ghrabi Kamelia pour leur aide, gentillesse, amitié, et pour notre quotidien au labo LBEIG rendu plus agréable.

Je remercie également Monsieur Benyahhia Noureddine et Kheddoum Houda pour leurs précieux et sincères conseils. Un merci particulier à Sabrina Kefil et Imane Meftah pour leurs constants encouragements, leur aide, soutien moral, disponibilité et grande gentillesse à toute épreuve.

Je souhaite remercier nos voisins, les halieutes, Boufekane Bilal, Amira Soumia et Zakia Alioua pour leur gentillesse. Vous êtes des gens merveilleux.

Je ne saurais remercier assez les pêcheurs : Mohamed de Bouharoune, Houcine de Cap Djinet, Ammi Djamel et Couz de Ain Taya, Ammi Said, Mouhamed, Malak et Hamid de la pêcherie d'Alger. Je suis reconnaissante pour leur aide très précieuse.

Je remercie mes parents, mes sœurs et frères Amina et Nesrine, Myriam, Nadja, Ahmed et Abdelkader. Ma deuxième famille, Nounou, Faiza, Abdellah, Abdelrahmane et Sohaibe. Vous m'avez accompagné, rassuré et guidé. Je ne vous le dis pas souvent, mais sachez que je vous aime plus que tout.

J'ai sûrement oublié des gens, je jure que ce n'est pas volontaire mais les « Gastrocotylidae » ont un effet désastreux sur la mémoire.

Résumé

Ce travail a pour objectif principal la connaissance de la biodiversité des Polyopisthocotylea (Monogenea ; Plathelminthes), parasites de poissons Téléostéens du littoral algérien. Dans cette optique, une étude taxinomique a été entreprise.

L'examen de 3565 Téléostéens rattachés à 8 familles et 11 espèces, nous a permis d'identifier 18 espèces de Monogenea Polyopisthocotylea appartenant à 10 familles (Microcotylidae, Dicliphoridae, Gastrocotylidae, Axinidae, Chauhanidae, Discocotylidae, Heteraxinidae, Rhinecotylidae et Pyragraphoridae) parmi lesquelles 2 sont nouvelles pour la science ; une pour la Méditerranée et 10 pour la parasitofaune des Téléostéens de l'Algérie.

Parmi les Microcotylidae, nous avons découvert deux espèces nouvelles pour la science : *Microcotyle visa* Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 sur les branchies de *Pagrus caeruleostictus* et *Microcotyleisyebi* Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 chez *Boops boops*. Cette dernière s'est avérée une espèce cryptique confondue depuis 1890 avec *M. erythrini* parasite de *Pagelluserythrinus* signalé chez différents Sparidae. Ces résultats ont été confirmés par une étude moléculaire. La découverte en Algérie de ces deux nouvelles espèces fait hausser le nombre des *Microcotyle* spp. infestant les hôtes Sparidae à 5 et dans le monde à 64.

*En se basant sur les similarités morpho-anatomiques et moléculaires entre les genres *Microcotyle* et *Paramicrocotyle*, nous avons confirmé la synonymie entre les deux genres et nous avons transféré *P. danielcarrioni* Martinez & Barrantes, 1977 et *P. moyanoi* Villalba & Fernandes, 1986 au genre *Microcotyle* : nous avons proposé deux combinaisons nouvelles : *Microcotyle danielcarrioni* n. comb. et *Microcotyle moyanoi* n. comb.

*Dans le genre *Pauciconfibula*, nous avons redécrit deux espèces *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1890) et *P. draconis* (Briot, 1904). Une étude morpho-anatomique et moléculaire a démontré que les deux espèces sont distinctes. Nous avons annulé par conséquent la synonymie proposée par Radjukovic et Euzet (1989) et nous confirmons la validité de l'espèce *P. draconis*.

Au sein des Gastrocotylidae, nous avons retrouvé *Allogastrocotylebivaginalis* pour la première fois depuis sa découverte. Nous avons donné une redescription et une caractérisation moléculaire de cette espèce. Nous confirmons la validité du genre que nous signalons pour la première fois en Méditerranée.

*L'étude détaillée de *Pseudaxine trachuri*, nous a permis de mettre en évidence et d'illustrer pour la première fois, le stylet armé de crochets, et de décrire l'organisation de l'organe copulateur mâle, confirmer l'absence du vagin et d'émettre l'hypothèse d'une insémination traumatique. L'étude moléculaire des deux genres *Allogastrocotyle* et *Pseudaxine* nous a permis de confirmer leur statut générique. Les précisions morpho-anatomiques que nous avons mise en évidence nous ont mené à amender la diagnose des deux genres, de la sous famille et de la famille.

*Par ailleurs, la comparaison de *Pseudaxine bivaginalis* et *Allogastrocotyle* spp confirme que ces espèces sont congénériques. De ce fait, nous avons transféré *P. bivaginalis* au genre *Allogastrocotyle* et nous avons créé une combinaison nouvelle *Allogastrocotyle dillonhargisi* n. comb.

*Nous avons également rencontré *Pseudaxinoides* sp. chez *Boops boops*. L'étude moléculaire de ce dernier et de *Pseudaxine trachuri* a mis en évidence un taux de divergence très faible (1 à 3%) ; nous proposons de mettre en synonymie les deux genres et nous transférons toutes les espèces du genre *Pseudaxinoides* au genre *Pseudaxine*, et nous créons 7 nouvelles combinaisons.

Au sein des Diclidophoridae, nous avons prélevé un Polyopisthocotylea qui se singularise par un mode de vie particulier, *Cyclocotyla bellones*, un hyper parasite des *Ceratothoa* sp. *Isopode* de la cavité buccale de *Boops boops*. Une caractérisation moléculaire du Polyopisthocotylea, de l'isopode et du poisson hôte a été entreprise pour la première fois.

*La découverte, dans le genre *Flexophora* chez *Ophidium barbatum*, de l'espèce type *Flexophora ophidii*, espèce non revue depuis la description succincte de Euzet & Wahl (1962), nous a permis de donner une nouvelle description détaillée, de confirmer la validité du genre et de proposer pour la première fois une nouvelle diagnose du genre.

Nous avons également retrouvé également *Intracotyle hannibali* (Microcotylidae) ; *Rhinecotyle crepitacula* (Rhinecotylidae) ; *Pyragraphorus holissae* (Pyragraphoridae) et *Zeuxapta seriolae* (Heteraxinidae) que nous signalons pour la première fois en Algérie.

Mots-clés : Plathelminthes, parasites, Téléostéens, Algérie, Monogenea, Polyopisthocotylea, caractérisation moléculaire, barcoding, hyper parasite, stylet, insémination traumatique.

Table des matières

Introduction	1
Chapitre I : ZONE D'ETUDE - POISSONS HOTES	4
I. Zone d'étude.....	4
1. Caractéristiques générales de la Méditerranée	4
2. Le bassin algérien.....	5
2.1. Caractéristiques des sites de prélèvement.....	6
2.1.1. Le secteur Est.....	6
- La baie d'Annaba	7
2.1.2. Le secteur centre	7
- La baie de Bous-Ismail.....	7
- La baie d'Alger.....	8
- La baie de Zemmouri El Bahri	8
2.1.3. Le secteur Ouest	8
- La baie d'Oran.....	9
II. Généralités et systématique des Téléostéens hôtes.....	9
1. Systématique	9
2. Morphologie	9
3. Données sur les peuplements de Téléostéens.....	10
3.1. Données sur les peuplements des Téléostéens de la Méditerranée.....	10
3.2. Données sur les peuplements des Téléostéens en Algérie	11
4. Échantillonnage et identification des poissons hôtes	11
5. Morphologie et caractéristiques des hôtes.....	13
5.1. Famille des Belonidae Bonaparte, 1835	13
5.1.1. <i>Belone belone</i> Lowe, 1839	13
5.2. Famille des Carangidae	14
5.2.1. <i>Trachurus trachurus</i> (Linné, 1758).....	14
5.2.2. <i>Trachurus picturatus</i> (Bowdich, 1825)	15
5.2.3. <i>Trachinotus ovatus</i> (Linnaeus, 1758)	16
5.2.4. <i>Seriola dumerili</i> (Risso, 1810).....	17
5.3. Famille des Haemulidae Gill, 1885	19
5.4. <i>Pomadasys incisus</i> Lowe, 1814.....	19
5.5. Famille Merlucciidae Rafinesque, 1815	20
5.5.1. <i>Merluccius merluccius</i> (Linné, 1758).....	20
5.6. Famille des Sparidae Rafinesque, 1818.....	21

5.6.1.	<i>Boops boops</i> (Linné, 1758).....	21
5.6.2.	<i>Pagrus caeruleostictus</i> (Valenciennes, 1830)	22
5.7.	Famille des Sphyraenidae Rafinesque, 1815	23
5.7.1.	<i>Sphyraena sphyraena</i> (Linné, 1758)	23
5.8.	Famille des Trachinidae Rafinesque, 1815	25
5.8.1.	<i>Trachinus draco</i> Linné, 1758	25
5.8.2.	<i>Trachinus radiatus</i> Cuvier, 1829.....	26
Chapitre II : LES MONOGENEA PARASITES ET METHODES D'ETUDE		28
I.	La classe des Monogenea Carus, 1863.....	28
1.	Systématique	28
2.	Généralités.....	29
2.1.	Morphoanatomie	29
2.2.	Cycle de vie	31
2.3.	Habitats et hôtes	32
II.	Méthodes d'études des Monogenea Polyopisthocotylea	38
1.	Microhabitats parasitaires.....	38
1.1.	Branchies.....	38
1.2.	Cavité buccale	38
2.	Récolte des parasites	39
3.	Étude morpho-anatomique des Monogenea	39
3.1.	Aplatissement et conservation des Monogenea	39
3.2.	Coloration et montage	39
3.3.	Dessin, mensurations et dénombrement	39
3.4.	Nomenclature	41
4.	Étude moléculaire par le barcoding : le Cytochrome Oxydase I (<i>COXI</i>).....	54
4.1.	Les séquences <i>COXI</i> des Monogènes	56
4.2.	Traitement et analyse des séquences.....	57
Chapitre III : LES POLYOPISTHOCOTYLEA PARASITES DES TÉLÉOSTÉENS DE LA CÔTE ALGÉRIENNE		58
Étude taxinomique des Polyopisthocotylea		58
1.	Famille des Microcotylidae Taschenberg, 1879.....	58
1.1.	Sous famille des Microcotylinae Monticelli, 1892	58
1.1.1.	<i>Microcotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	59
1.1.1.1.	<i>Microcotyle visa</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019	59
1.1.1.1.	<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019. ..	76

1.1.2.	<i>Pauciconfibula</i> Dillon & Hargis, 1965	99
1.1.2.1.	<i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965 99	
1.1.2.2.	<i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot 1904) Dillon & Hargis, 1965.....	106
1.2.	Sous famille des Metamicrocotylinae Yamaguti, 1963	122
1.2.1.	<i>Intracotyle</i> Mamaev, 1970.....	122
1.2.1.1.	<i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).....	122
2.	Famille des Diclidophoridae	132
2.1.	Sous famille Cyclocotylineae Price, 1943	132
2.1.1.	Genre <i>Cyclocotyla</i> Otto, 1823	132
2.1.1.1.	<i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823	133
2.2.	Sous famille Diclidophorinae Cerfontaine, 1895.....	147
2.2.1.	Genre <i>Flexophora</i> Prost & Euzet, 1962	147
2.2.1.1.	<i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962.....	147
3.	Famille des Gastrocotylidae Price, 1943	157
3.1.	La sous famille des Gastrocotylinae Sproston, 1946	157
3.1.1.	Genre <i>Gastrocotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863	157
3.1.1.1.	<i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	158
3.1.2.	<i>Allogastrocotyle</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984	169
3.1.2.1.	<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984	169
3.1.3.	Genre <i>Pseudaxine</i> Parona & Perugia, 1889.....	185
3.1.3.1.	<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	185
3.1.4.	Genre <i>Pseudaxinoides</i> Lebedev, 1968.....	209
3.1.4.1.	<i>Pseudaxinoides</i> sp.	210
4.	Famille Axinidae Unnithan, 1957	222
4.1.	Sous famille Axininae Monticelli, 1903	222
4.1.1.	Genre <i>Axine</i> Abildgaard, 1794	222
4.1.1.1.	<i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	223
5.	Famille Heteraxinidae	239
5.1.	Sous famille Heteraxininae Unnithan, 1957	239
5.1.1.	Genre <i>Zeuxapta</i> Unnithan, 1957.....	239
5.1.1.1.	<i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938).....	240
5.2.	Sous famille Cemocotylineae Price, 1962.....	250
5.2.1.	Genre <i>Cemocotyle</i> Sproston, 1946.	250
5.2.1.1.	<i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965	250

6.	Famille Chauhaneidae Euzet & Trilles, 1960	262
6.1.	Sous famille Chauhaneinae Euzet et Trilles, 1960	262
6.1.1.	Genre <i>Cotyloatlantica</i> Bravo-Hollis, 1984.....	262
6.1.1.1.	<i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960)	262
7.	Famille Discocotyliidae Price, 1963.....	272
7.1.	Sous famille Anthocotyliinae Price, 1936.....	272
7.1.1.	Genre <i>Anthocotyle</i> van Beneden et Hesse, 1863	272
7.1.1.1.	<i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863	273
8.	Famille des Pyragraphoridae Yamaguti, 1963	283
8.1.	Genre <i>Pyragraphorus</i> Sproston, 1946	283
8.1.1.	<i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970.....	284
9.	La famille des Rhinecotylidae Lebedev, 1979	296
9.1.	<i>Rhinecotyle</i> Euzet et Trilles, 1960	296
9.1.1.	<i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.....	296
	Conclusion générale	311

Liste des figures

Figure 1 : bassin méditerranéen occidental (cartothèque sciences, 2019 modifiée).	4
Figure 2 : bassin algérien (cartothèque sciences, 2019 modifiée).....	5
Figure 3 : sites de prélèvement des Téléostéens (cartothèque sciences, 2019 modifiée).....	6
Figure 4 : morphologie générale d'un Téléostéen.	10
Figure 5 : <i>Belone belone</i> Lowe, 1839, vue latérale.	13
Figure 6 : <i>Trachurus trachurus</i> (Linné, 1758), vue latérale.	14
Figure 7 : <i>Trachurus picturatus</i> (Bowdich, 1825), vue latérale.	15
Figure 8 : <i>Trachinotus ovatus</i> (Linnaeus, 1758), vue latérale.	17
Figure 9 : <i>Seriola dumerili</i> (Risso, 1810), vue latérale.....	17
Figure 10 : <i>Pomadasyus incisus</i> Lowe, 1814, vue latérale.	19
Figure 11 : <i>Merluccius merluccius</i> (Linné, 1758), vue latérale.....	20
Figure 12 : <i>Boops boops</i> (Linné, 1758), vue latérale.....	21
Figure 13 : <i>Pagrus caeruleostictus</i> (Valenciennes, 1830), vue latérale.	22
Figure 14 : <i>Sphyraena sphyraena</i> (Linné, 1758), vue latérale.	24
Figure 15 : <i>Trachinus draco</i> Linné, 1758, vue latérale.	25
Figure 16 : <i>Trachinus radiatus</i> Cuvier, 1829, vue latérale.....	26
Figure 18 : cycle évolutif d'un Monogenea Polyopisthocotylea Microcotylidae.....	32
Figure 19 : morphologie générale d'un Monogenea.....	35
Figure 20 : structure d'une branchie d'un poisson Téléostéen.	38
Figure 21 : Isopode de la cavité buccale.....	38
Figure 22 : mensurations d'un Polyopisthocotylea d'après Maillard et Noisy (1979).	40
Figure 23 : mensurations des crochets et d'une pince des Polyopisthocotylea.	41
Figure 24 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces du type <i>Microcotyle</i> d'après Euzet & Marc (1963)	41
Figure 25 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez <i>Intracotyle</i> , <i>Cemocotyle</i> et <i>Zeuxapta</i> d'après Euzet & Ktari (1970).....	42
Figure 26 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez <i>Cyclocotyla</i> d'après Euzet & Trilles (1961)	42
Figure 27 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez <i>Flexophora</i> d'après Euzet & Prost, 1962.	43
Figure 28 : nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez <i>Flexophora</i> d'après Euzet & Prost, 1962.	43
Figure 29 : nomenclature proposée pour les pièces sclérifiées des pinces du type <i>Gastrocotyle</i>	44
Figure 30 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez <i>Axine</i> d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).....	44
Figure 31 : nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez <i>Axine</i> d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).....	45
Figure 32 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées du haptreur chez <i>Cotyloatlantica</i> d'après Bravo-Hollis (1984).	45
Figure 33 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez <i>Anthocotyle</i> d'après Seridi (2008) (modifiée).	46
Figure 34 : nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez <i>Anthocotyle</i> d'après Radujkovic & Euzet (1989).	46

Figure 35 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces postérieures chez <i>Pyragraphorus</i> d'après Euzet et Ktari (1970).	47
Figure 36 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces antérieures chez <i>Pyragraphorus</i> d'après Euzet et Ktari (1970).	47
Figure 37 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces antérieures chez <i>Rhinecotyle</i> d'après Euzet et Trilles (1960).....	48
Figure 38 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces postérieures chez <i>Rhinecotyle</i> d'après Euzet et Trilles (1960).....	48
Figure 39 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital de <i>Microcotyle</i> d'après Euzet & Marc (1963).	49
Figure 40 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital d' <i>Intracotyle</i> d'après Euzet & Ktari (1970).....	49
Figure 41 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital des Diclidophoridae d'après Euzet et Prost (1962).	49
Figure 42 : nomenclature proposée pour l'organe copulateur mâle des Gastrocotylidae.....	50
Figure 43 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital d' <i>Axine</i> d'après Radujkovic & Euzet (1989).....	50
Figure 44 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital de <i>Cemocotyle</i> d'après Dillon & Hargis (1965).	51
Figure 45 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital de <i>Zeuxapta</i> d'après Rohde (1978).....	51
Figure 46 : nomenclature utilisée pour les ouvertures génitales de <i>Cotyloatlantica</i> d'après Euzet et Trilles (1960).	51
Figure 47 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital d' <i>Anthocotyle</i> d'après Radujkovic & Euzet (1989).....	52
Figure 48 : nomenclature utilisée pour l'organe copulateur mâle de <i>Pyragraphorus</i> Euzet et Ktari (1970).	52
Figure 49 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital de <i>Rhinecotyle</i> d'après Euzet et Trilles (1970).	53
Figure 50 : nomenclature utilisée pour le vagin d' <i>Axine</i> d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).....	53
Figure 51 : nomenclature utilisée pour le vagin de <i>Pyragraphorus</i> d'après d'Euzet et Ktari (1970).....	54
Figure 52 : <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Justine, Gey & Tazerouti 2019 ; paratypes avec informations moléculaires associées.	55
Figure 53 : disposition des sclérites de la pince de <i>Microcotyle visa</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.....	60
Figure 54 : <i>Microcotyle visa</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.	61
Figure 55 : <i>Microcotyle visa</i> . n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019, détail de la zone ovarienne, paratype (vue ventrale).	64
Figure 56 : alignement des séquences de <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 de quelques <i>Microcotyle</i> spp.	66
Figure 57 : arbre phylogénétique de <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 au sein des Microcotylidae.	67
Figure 58 : disposition des sclérites de la pince de <i>Microcotyle isyebi</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.	76
Figure 59 : <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.	77

Figure 60 : <i>Microcotyle isyebi</i> Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019, détail de la partie antérieure (vue ventrale).	79
Figure 61 : <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019, détail de la zone ovarienne (paratype) (vue ventrale).	80
Figure 62 : arbre phylogénétique de <i>Microcotyle isyebi</i> . n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 au sein des Microcotylidae.	82
Figure 63 : alignement des séquences de <i>Microcotyle isyebi</i> . n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 et de quelques Microcotylidae.	83
Figure 64 : <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889).	100
Figure 65 : disposition des sclérites de la pince de <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889).	102
Figure 66 : <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	103
Figure 67 : répartition géographique de <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) et de son hôte.	105
Figure 68 : disposition des sclérites de la pince de <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot 1904).	106
Figure 69 : <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot 1904).	107
Figure 70 : <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904), région antérieure (vue ventrale).	109
Figure 71 : <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	110
Figure 72 : hôtes et répartition géographique <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1914).	111
Figure 73 : arbre phylogénétique des <i>Pauciconfibula</i> spp au sein des Microcotylidae.	114
Figure 74 : alignement des <i>Pauciconfibula</i> spp et de quelques Microcotylidae	115
Figure 75 : <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).	123
Figure 76 : disposition des sclérites de la pince d' <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).	125
Figure 77 : <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970), détail de la partie antérieure (vue ventrale).	126
Figure 78 : <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	127
Figure 79 : répartition géographique d' <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970) et de ses hôtes.	129
Figure 80 : <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823	134
Figure 81 : disposition des sclérites de la pince de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823.	136
Figure 82 : <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823, détail de la zone ovarienne (vue dorsale). ...	137
Figure 83 : arbre phylogénétique de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 au sein des Diclidophoridae.	139
Figure 85 : alignement des séquences de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 et de quelques <i>Choricotyle</i> spp.	140
Figure 85 : répartition géographique de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 et de ses hôtes. .	143
Figure 86 : <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962	148
Figure 87 : disposition des sclérites de pince de <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962.	150
Figure 88 : <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962, détail de la région antérieure (vue ventrale).	151
Figure 89 : <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	152

Figure 90 : répartition géographique de <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962 et de son hôte.	154
Figure 91 : <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863 van Beneden & Hesse, 1863.	159
Figure 92 : disposition des sclérites de pince de <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863.	161
Figure 93 : <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	162
Figure 94 : répartition géographique de <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863 et de ses hôtes.	165
Figure 95 : <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.	170
Figure 96 : disposition des sclérites de pince d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.	172
Figure 97 : <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, détail de la partie antérieure (vue ventrale).	173
Figure 98 : <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	174
Figure 99 : alignement des séquences <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1983 et de quelques Gastrocotylidae.	176
Figure 100 : arbre phylogénétique d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1863 au sein des Gastrocotylidae.	177
Figure 101 : répartition géographique d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano (1983) et de ses hôtes.	178
Figure 102 : <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, holotype.	183
Figure 103 : <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889.	186
Figure 104 : disposition des sclérites de pince de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1890.	188
Figure 105 : <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1890, détail de la partie antérieure (vue ventrale).	189
Figure 106 : atrium génital de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889.	190
Figure 107 : <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	193
Figure 108 : arbre phylogénétique de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 au sein des Gastrocotylidae (dataset initial).	195
Figure 109 : Alignement de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 et de quelques Gastrocotylidae (dataset initial).	196
Figure 110 : arbre phylogénétique de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 au sein des Gastrocotylidae (dataset restreint).	197
Figure 111 : Alignement de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 et de quelques Gastrocotylidae (dataset restreint).	198
Figure 112 : alignement <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 à l'aide de la méthode AGBD.	199
Figure 113 : répartition géographique de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 et de ses hôtes.	202
Figure 114 : disposition des sclérites de pince de <i>Pseudaxinoides</i> sp.	210
Figure 115 : <i>Pseudaxinoides</i> sp.	211
Figure 116 : <i>Pseudaxinoides</i> sp., détail de la partie antérieure (vue ventrale).	213

Figure 117 : arbre phylogénétique de <i>Pseudaxinooides</i> sp. au sein des Gastrocotylidae.....	215
Figure 118 : alignement de <i>Pseudaxinooides</i> sp. et de quelques Gastrocotylidae.	216
Figure 119 : <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	224
Figure 120 : disposition des sclérites de pince d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	226
Figure 121 : <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794, détail de la partie antérieure (vue ventrale)	227
Figure 122 : différentes organisations du complexe copulateur mâle d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.	228
Figure 123 : complexe génital d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	230
Figure 124 : <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794, détail de de la zone vaginale.	231
Figure 125 : répartition géographique d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794 et de ses hôtes..	234
Figure 126 : disposition des sclérites de pince de <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938).	240
Figure 127 : <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938).....	241
Figure 128 : <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938), détail de la partie antérieure (vue ventrale)	243
Figure 129 : <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938), détail de la zone ovarienne (vue ventrale)	244
Figure 130 : répartition géographique de <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938) et de ses hôtes	246
Figure 131 : <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965.....	251
Figure 132 : disposition des sclérites de pince de <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965.	253
Figure 133 : <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965, détail de la zone ovarienne.	254
Figure 134 : distribution géographique de <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965 et de ses hôtes.	257
Figure 135 : disposition des sclérites de pince de <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960).....	263
Figure 136 : <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960).	264
Figure 137 : <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960), détail de la partie antérieure (vue ventrale).....	266
Figure 138 : <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960), détail de la partie antérieure (vue ventrale).....	267
Figure 139 : répartition géographique de <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960) et de ses hôtes.	269
Figure 140 : <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	274
Figure 141 : disposition des sclérites des grandes pinces d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden, 1863.	276
Figure 142 : disposition des sclérite des petites pinces d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden, 1863.	277
Figure 143 : <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden, 1863, détail de la partie antérieure (vue ventrale).	278
Figure 144 : <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	279
Figure 145 : répartition géographique d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863 et de ses hôtes.	281
Figure 146 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970.....	285
Figure 147 : disposition des sclérites de la pince antérieure de <i>Pyragraphorus hollisae</i>	287

Figure 148 : disposition des sclérites de la pince postérieure de <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970.	288
Figure 149 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970, détail du cirre	289
Figure 150 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970, détail de la zone ovarienne.....	290
Figure 151 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970, détail du vagin (vue ventrale)..	291
Figure 152 : répartition géographique de <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970 et de son hôte.....	293
Figure 153 : <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.	297
Figure 154 : disposition des sclérites de la pince de la série antérieure de <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.....	299
Figure 155 : disposition des sclérites de la pince transformée de <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.....	300
Figure 156 : <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960, détail de la partie antérieure (vue ventrale).....	300
Figure 157 : <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).	301

Liste des planches

Planche 1 : <i>Microcotyle visa</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.....	62
Planche 2 : <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.....	78
Planche 3 : <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889).	101
Planche 4 : <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904).	108
Planche 5 : <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).	124
Planche 6 : <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823.	135
Planche 7 : <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962.....	149
Planche 8 : <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863	160
Planche 9 : <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.....	171
Planche 10 : <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889.....	187
Planche 11 : <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889, organe copulateur mâle.....	191
Planche 12 : <i>Pseudaxinoides</i> sp.....	212
Planche 13 : <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.	225
Planche 14 : différentes organisations du complexe copulateur mâle d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.	229
Planche 15 : <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794, détail de la zone du vagin.	232
Planche 16 : <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938).	242
Planche 17 : <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938), détail de la zone ovarienne.	245
Planche 18 : <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965.	252
Planche 19 : <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965, détail de la zone ovarienne.....	255
Planche 20 : <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960).	265
Planche 21 : <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet et Trilles, 1960), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).....	268
Planche 22 : <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	275
Planche 23 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970.	286
Planche 24 : <i>Pyragraphorus hollisae</i> 1970, Euzet et Ktari.	292
Planche 25 : <i>Rhinocotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.	298

Liste des tableaux

Tableau 1 : espèces et effectifs des espèces hôtes de Téléostéens examinés	12
Tableau 2 : caractères distinctifs des Monopisthocotylea et des Polyopisthocotylea (Rhode, 2005).	34
Tableau 3 : liste des produits du mix de la PCR avec leurs concentrations.	56
Tableau 4 : amorces utilisées pour l'amplification de l'ADN.....	56
Tableau 5 : données morphométriques de <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 du littoral algérien.	64
Tableau 6 : séquences de <i>COXI</i> de <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.	65
Tableau 7 : séquences des Microcotylidae utilisées dans l'analyse moléculaire de <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019.	65
Tableau 8 : distances génétiques entre <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et quelques Microcotylidae (méthode K-2-P).	68
Tableau 9 : distances génétiques entre <i>Microcotyle visa</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et quelques Microcotylidae (méthode P-distances).	68
Tableau 10 : comparaison des données morphométriques de <i>Microcotyle visa</i> n.sp Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et des <i>Microcotyle</i> spp des Sparidae.	71
Tableau 11 : comparaison des données morphométriques de <i>Microcotyle visa</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019 et des <i>Microcotyle</i> spp. de la Méditerranée.....	72
Tableau 12 : variations intraspécifiques du <i>COXI</i> au sein des Polyopisthocotylea.....	74
Tableau 13 : diagnostics du genre <i>Paramicrocotyle</i> Caballero & Bravo-Hollis, 1972 et du genre <i>Microcotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	75
Tableau 14 : données morphométriques de <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 du littoral algérien.	81
Tableau 15 : séquences de <i>COXI</i> de <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.	81
Tableau 16 : séquences des Microcotylidae utilisées dans l'analyse moléculaire de <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019.....	82
Tableau 17 : distances génétiques entre <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. et quelques espèces de <i>Microcotyle</i> (méthode P-distances).	84
Tableau 18 : distances génétiques entre <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. et quelques espèces de <i>Microcotyle</i> (méthode K-2-P).....	84
Tableau 19 : comparaison des données morphométriques de <i>Microcotyle isyebi</i> n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et de <i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	86
Tableau 20 : comparaison des données morphométriques de <i>Microcotyle isyebi</i> n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 de <i>P. caeruleostictus</i> et des <i>Microcotyle</i> spp. de la Méditerranée	88
Tableau 21 : hôtes et localités de <i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	92
Tableau 22 : hôtes et localités des <i>Microcotyle</i> spp.	93
Tableau 23 : données morphométriques de <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) du littoral algérien.	104
Tableau 24 : répartition géographique de <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889).104	
Tableau 25 : données morphométriques de <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904) du littoral algérien.	110

Tableau 26 : répartition géographique <i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904).	111
Tableau 27 : séquences de <i>COXI</i> des <i>Pauciconfibula</i> spp. et de leurs poissons hôtes.	112
Tableau 28 : séquences utilisée dans l'analyse moléculaire des <i>Pauciconfibula</i> spp.	112
Tableau 29 : distances génétiques entre <i>Pauciconfibula</i> spp. et quelques Microcotylidae. (méthode K-2-P)	116
Tableau 30 : distances génétiques entre <i>Pauciconfibula</i> spp. et quelques Microcotylidae (méthode P-distances).	117
Tableau 31 : comparaison des données morphométrique de <i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) et de <i>P. draconis</i> (Briot, 1904).	120
Tableau 32 : hôtes et localités des <i>Pauciconfibula</i> spp.	121
Tableau 33 : données morphométriques d' <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970) du littoral algérien.	128
Tableau 34 : hôtes et répartition géographique d' <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).	128
Tableau 35 : comparaison des données morphométriques d' <i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970).	130
Tableau 36 : hôtes et localités des <i>Intracotyle</i> spp.	131
Tableau 37 : données morphométriques de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 du littoral algérien.	137
Tableau 38 : séquences de <i>COXI</i> des <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823, des Isopodes et du poisson hôtes obtenues dans la présente étude.	138
Tableau 39 : séquences utilisées dans l'analyse moléculaire de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823.	138
Tableau 40 : distances génétiques entre <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 et <i>Choricotyle</i> spp. (Méthode P-distances).	141
Tableau 41 : distances génétiques entre <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823 et <i>Choricotyle</i> spp. (Méthode P-distances).	141
Tableau 42 : répartition géographique de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823.	142
Tableau 43 : hôtes et localités des <i>Cyclocotyla</i> spp.	144
Tableau 44 : comparaison des données morphométriques de <i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823.	145
Tableau 45 : données morphométriques de <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962 du littoral algérien.	153
Tableau 46 : comparaison des données morphométriques de <i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962.	156
Tableau 47 : données morphométriques de <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863 du littoral algérien.	163
Tableau 48 : répartitions géographique de <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863	164
Tableau 49 : comparaison des données morphométriques de <i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863.	168
Tableau 50 : hôtes et localités des <i>Gastrocotyle</i> spp.	167
Tableau 51 : données morphométriques d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 du littoral algérien.	175
Tableau 52 : séquences de <i>COXI</i> des <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.	175

Tableau 53 : séquences utilisées dans l'analyse moléculaire d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1983.....	177
Tableau 54 : distances génétiques entre <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 et quelques Gastrocotylidae (K-2-P).....	179
Tableau 55 : distances génétiques entre <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 et quelques Gastrocotylidae (p-distances).....	179
Tableau 56 : comparaison des données morphométriques d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano (1983).....	181
Tableau 57 : données morphométriques de l'holotype d' <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 de la présente étude.....	183
Tableau 58 : données morphométriques de <i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia, 1889 du littoral algérien.....	193
Tableau 59 : séquences utilisés dans l'analyse moléculaire de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889.....	194
Tableau 60 : séquences de <i>COXI</i> des <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889 et de ses poissons hôtes obtenues dans la présente étude.....	194
Tableau 61 : distances génétiques entre <i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia, 1889 et quelques Gastrocotylidae (méthode K2P).....	200
Tableau 62 : distances génétiques entre <i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia, 1889 et quelques Gastrocotylidae (méthode P-distances).....	200
Tableau 63 : hôtes et localités de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889.....	201
Tableau 64 : hôtes et localités des <i>Pseudaxine</i> spp.....	205
Tableau 65 : comparaison des données morphométriques de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia 1889.....	206
Tableau 66 : organisations de l'atrium génital de <i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia 1889.....	207
Tableau 67 : organisation du vagin des <i>Pseudaxine</i> spp.....	209
Tableau 68 : données morphométriques de <i>Pseudaxinoides</i> sp. du littoral algérien.....	214
Tableau 69 : séquences de <i>COXI</i> de <i>Pseudaxinoides</i> sp. et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.....	214
Tableau 70 : séquences utilisées dans l'analyse moléculaire de <i>Pseudaxinoides</i> sp.....	215
Tableau 71 : distances génétiques entre <i>Pseudaxinoides</i> sp. et quelques Gastrocotylidae (méthode P-distances).....	217
Tableau 72 : distances génétiques entre <i>Pseudaxinoides</i> sp. et quelques Gastrocotylidae de (méthode K-2-P).....	217
Tableau 73 : hôtes et localités des <i>Pseudaxinoides</i> spp.....	219
Tableau 74 : comparaison des données morphométriques de <i>Pseudaxinoides</i> sp. et de <i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia 1889.....	221
Tableau 75 : données morphométriques d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794 du littoral algérien.....	233
Tableau 76 : répartition géographique d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	233
Tableau 77 : comparaison des données morphométriques d' <i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794.....	236
Tableau 78 : hôtes et localités des <i>Axine</i> spp.....	238
Tableau 79 : données morphométriques de <i>Zeuxapta seriola</i> (Meserve, 1938) du littoral algérien.....	245
Tableau 80 : répartition géographiques de <i>Zeuxapta seriola</i> (Meserve, 1938).....	247
Tableau 81 : hôtes et localités des <i>Zeuxapta</i> spp.....	248

Tableau 82 : comparaison des données morphométriques de <i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938).....	249
Tableau 83 : données morphométriques de <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965 du littoral algérien.....	255
Tableau 84 : distribution géographique de <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965.....	256
Tableau 85 : comparaison des données morphométriques de <i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965.....	258
Tableau 86 : hôtes et localités des <i>Cemocotyle</i> spp.....	259
Tableau 87 : données morphométriques de <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet & Trilles, 1960) du littoral algérien.	268
Tableau 88 : hôtes et localités des <i>Cotyloatlantica</i> spp.	270
Tableau 89 : comparaison des données morphométriques de <i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet & Trilles, 1960).	271
Tableau 90 : données morphométriques d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863 du littoral algérien.....	279
Tableau 91 : répartition géographique d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	280
Tableau 92 : comparaisons des données morphométriques d' <i>Anthocotyle merlucii</i> van Beneden & Hesse, 1863.....	282
Tableau 93 : données morphométriques de <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970 du littoral algérien.....	291
Tableau 94 : données morphométriques de <i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970.....	294
Tableau 95 : hôtes et localités des <i>Pyragraphorus</i> spp.....	295
Tableau 96 : données morphométriques de <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960 du littoral algérien.....	302
Tableau 97 : répartition géographique de <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960. ...	302
Tableau 98 : hôtes et localités des <i>Rhinecotyle</i> spp.....	303
Tableau 99 : comparaison des données morphométriques de <i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960.	303
Tableau 100 : Les Monogenea Polyopisthocotylea des Téléostéens du littoral algérien, récoltés dans le cadre de ce travail.	305
Tableau 101 : premier inventaire des Monogenea Polyopisthocotylea de l'Algérie.	306

Liste des abréviations

cm : centimètre

km : kilomètre

MAW : Modified Atlantic Water

WIW : Winter Intermediate Water

LIW : Livantine Intermediate

WMDW : Western Mediterranean deep Water

P.S.U. : practical salinity unit

COX1 : Cytochrome Oxydase I

vs : versus

O.P. : océan Pacifique.

O.A : océan Atlantique.

O.I. : océan Indien.

M. : Méditerranée.

e.a. : extrémité antérieure.

a.g. : atrium génital.

Nb. : nombre.

pb : paires de bases

Introduction

Les différents types de milieux naturels sont colonisés par de millions d'espèces vivantes et souvent, ces espèces se côtoient sans interagir (Euzet & Combes, 1980). Cependant, le fonctionnement des écosystèmes repose essentiellement sur les interdépendances entre individus vivant dans un même milieu (Combes, 1995). Parmi les interactions qui s'établissent entre individus d'espèces différentes, nous citons le parasitisme. Le parasitisme est un mode de vie très répandu dans lequel des espèces différentes vont vivre en étroite relation (Combes, 2001) ; il s'agit d'une association entre deux organismes vivants, un dit parasite dont l'existence dépend de celle de l'autre dit hôte (Euzet & Combes, 1980). C'est en fait l'exploitation du vivant par le vivant où l'association, durable au fil du temps, est bénéfique au parasite et défavorable à l'hôte. Dans le monde vivant cette relation fondamentale est qualifiée d' « interaction durable » (Combes, 2001).

Le parasitisme touche toutes les espèces vivantes et on estime qu'au moins la moitié des espèces animales sont des parasites (Price, 1980). En fait, « tout être vivant est concerné par le parasitisme, soit en tant qu'hôte, soit en tant que parasite » (Combes, 1995).

Parmi les différents groupes taxinomiques parasites, le Phylum des Plathelminthes Gegenbaur, 1859 reste le plus représentatif (Brook et *al.*, 1991). Ces métazoaires regroupent environ 40 000 espèces (Justine, 1998 ; Whittington, 1998).

Au sein des Plathelminthes, les Monogenea principalement ectoparasites représentent un taxon très diversifié et des milliers d'espèces ont été décrites (Poulin, 2002). Ce sont des petits vers trouvés communément chez les poissons, les Crustacés, les Céphalopodes, les Amphibiens etc (Rohde, 1993). Ils infestent la peau, les branchies, les nageoires, la cavité buccale ; la cavité abdominale ; les organes olfactifs, les yeux, le cloaque et même la vessie. Ils colonisent généralement des organes qui communiquent directement ou indirectement avec le milieu extérieur (Rohde, 1993). Ces organismes sont pour la plupart spécifiques à l'hôte et même au microhabitat (Rohde, 1977).

L'étude des Monogènes revêt un double intérêt pour l'homme : un intérêt scientifique et un intérêt purement économique. Ils fournissent des informations sur l'évolution, la biodiversité et l'origine des hôtes (Rohde, 2016). En effet, en raison de leur diversité spécifique et de leur spécificité, ils sont très utilisés actuellement comme des biomarqueurs et des indicateurs écologiques (Abid-Kachour, 2014). Outre cet intérêt fondamental, ces organismes, à cycle direct, sont pathogènes et induisent des mortalités massives et des pertes économiques

considérables notamment en milieu confinés destinés à l'élevage (Yoshinaga et *al.* 2002 ; Montero, 2004; Ernst et *al.*, 2005 ; Dezfuli et *al.*, 2007).

Le complexe Monogenea-Téléostéens a suscité une attention bien particulière , c'est l'un des systèmes parasites-hôtes le plus étudié de la part des scientifiques à travers le monde (Chauhan, 1945; Sproston, 1946 ; Bychowsky, 1961; Yamaguti, 1963 ; Lebedev, 1968 ; Lebedev, 1970 ;Mamaev, 1970;Unnithan, 1971 ; Lebedev, 1972 ;Kritsky & Bilqees, 1973 ; Mamaev, 1977 ; Mamaev, 1979 ; Lebedev, 1984 ; Mamaev, 1986 ; Lebedev, 1988 ;Justine, 1993; Kritsky & Oktener, 2015 ; Kritsky et *al.*, 2011 ; Kritsky et *al.*, 2015) et en Méditerranée (Oliver 1968; Euzet & Radujkovic, 1989 ; Mollaret et *al.*, 2000 ; Jovelin & Justine, 2001 ; Neifar et *al.* 2004 ; Amine et *al.*, 2006a, 2007a, b; Amine et *al.*, 2006b; Châari et *al.* 2016; Schoelinck, 2012 ; Chaabane & Neifar, 2014 ; Châari et *al.* 2016a ; Châari et *al.* 2016b; Châari et *al.* 2016c, Chaabane et *al.*, 2016a ; Feki et *al.*, 2016 ; Ayadi, 2017 ; Ayadi et *al.*, 2017 ; Azizi et *al.*, 2017 ; Chaabane et *al.*, 2017 ; Boussellaa et *al.*, 2018).

En Algérie, de nombreux chercheurs s'y sont intéressés ces dernières années en ciblant particulièrement la taxinomie de ces Monogenea (Amine & Euzet, 2005 ; Amine et *al.*, 2006a ; Amine et *al.*, 2006b ; Amine et *al.*, 2007 ; Kaouachi, 2010 ; Rezaiguia, 2008 ; Seridi, 2008 ; Marzoug, 2012 ; Ayadi, 2017 ; Ayadi et *al.*, 2017).Toutefois, ces études restent rares et limitées, pour certaines ,aux aspects descriptif et écologique.

Dans cette optique, nous avons jugé intéressant d'étudier la taxinomie d'un groupe de Monogenea celui des Polyopisthocotylea parasites de quelques poissons Téléostéens largement exploités dans la région et dont certains revêtent un intérêt économique appréciable. Notre objectif vise à apporter notre contribution à la connaissance de la biodiversité et de dresser un inventaire exhaustif de ce groupe de parasites via une étude taxinomique classique ainsi qu'une caractérisation moléculaire pour quelques taxons.

Le présent travail s'articule autour de trois chapitres:

-le premier chapitre dédié aux généralités comporte deux parties:

*dans la première partie nous présentons la zone d'étude en exposant les caractéristiques climatologiques et hydrologiques de la côte algérienne

* la deuxième partie est consacrée à la systématique des Téléostéens hôtes en précisant quelques traits de leur biologie,

-le second chapitre aborde les généralités sur les Monogenea parasites et leur méthodes d'étude ;

-le troisième destiné à l'étude descriptive des Monogenea Polyopisthocotylea récoltés et expose une analyse approfondie de la taxinomie de ses espèces.

Nous finissons par une conclusion synthétisant les résultats obtenus dans le cadre de cette étude et les perspectives de recherche.

Chapitre I : ZONE D'ETUDE - POISSONS HOTES

I. Zone d'étude

1. Caractéristiques générales de la Méditerranée

La Méditerranée est une mer semi-fermée qui borde 3 continents et 23 pays (Doglioli, 2010). Elle est délimitée au Nord par l'Europe, au Sud par l'Afrique et à l'Est par l'Asie (Quignard, 2011). À l'Ouest, la Méditerranée est reliée à l'océan Atlantique par le détroit de Gibraltar. Au Nord-Est, elle communique avec la mer Noire par le complexe Dardanelles-Marmara-Bosphore (Quignard, 2011).

La Méditerranée s'est formée il y a de cela 50 à 60 millions d'années. Elle représente actuellement l'une des régions les plus riches au monde de par sa diversité naturelle. Couvrant une superficie d'environ 2,5 millions de km² et une profondeur moyenne de 1500 m, elle représente environ 0,7 % de la surface totale des océans (Damien, 2015). Cette mer intérieure se divise en deux principaux bassins : le bassin oriental et le bassin occidental, séparés par le détroit de Sicile. Le bassin occidental est compartimenté en six bassins : la mer d'Alboran, le bassin algérien, la mer des Baléares, le bassin nord-occidental, la mer Ligure et la mer Tyrrhénienne (fig. 1) (Damien, 2015).



Figure 1 : bassin méditerranéen occidental (cartothèque sciences, 2019 modifiée).

2. Le bassin algérien

La côte algérienne est située au Sud du bassin méditerranéen occidental à une latitude de 35° à 40° Nord et une longitude de 2° Ouest à 7° 45 Est (Refes, 2011). Elle forme avec les côtes Baléares et Sardes le bassin algérien (**fig. 2**).



Figure 2 : bassin algérien (cartothèque sciences, 2019 modifiée).

La façade maritime algérienne s'étend sur plus de 1622 km de long, de la frontière algéro-tunisienne à l'Est à la frontière algéro-marocaine à l'Ouest (Bekada, 2014). Cette côte comprend trois grands secteurs : le secteur Est regroupant Bejaïa, Jijel, Skikda et Annaba ; le secteur Centre qui rassemble Zemmouri, Alger, Bouharoune et Cherchell et le secteur Ouest qui regroupe Mostaganem, Arzew, Oran, Beni-Saf et Ghazaouet (Mahdi, 2018).

À l'instar de la région méditerranéenne, le littoral algérien est caractérisé par son climat typique : chaud et sec en été, doux et relativement humide en hiver (Saada, 1997 *in* Benaldjia, 2014). Ce littoral demeure une zone fortement influencée par les facteurs hydrologiques du bassin méditerranéen (Seellaoui, 2010). En effet, le littoral algérien est marqué par deux couches d'eaux superposées, l'eau méditerranéenne et l'eau atlantique modifiée. L'eau atlantique pénètre dans la mer d'Alboran où ses caractéristiques initiales commencent à s'altérer, donnant ainsi naissance à l'eau atlantique modifiée Benzohra & Millot (1995 *in* Tazerouti, 2007).

2.1. Caractéristiques des sites de prélèvement

Les poissons hôtes échantillonnés dans le cadre de ce travail, proviennent de 9 sites de la côte algérienne (Annaba à l'Est ; Cherchell, Bouharoune, Alger, Alger plage, Zemmouri, Cap Djinet et Dellys au Centre et Kristel à l'Ouest (fig. 3). Cette côte comprend trois grands secteurs :

- le secteur occidental qui s'étend de la frontière algéro-marocaine jusqu'à Ténès;
- le secteur central qui s'étend de Ténès à Dellys et
- le secteur oriental qui s'étend de Dellys jusqu'à la frontière algéro-tunisienne.

Ces différents secteurs sont caractérisés par un plateau continental très réduit et un talus très étroit (Ayadi, 2017).

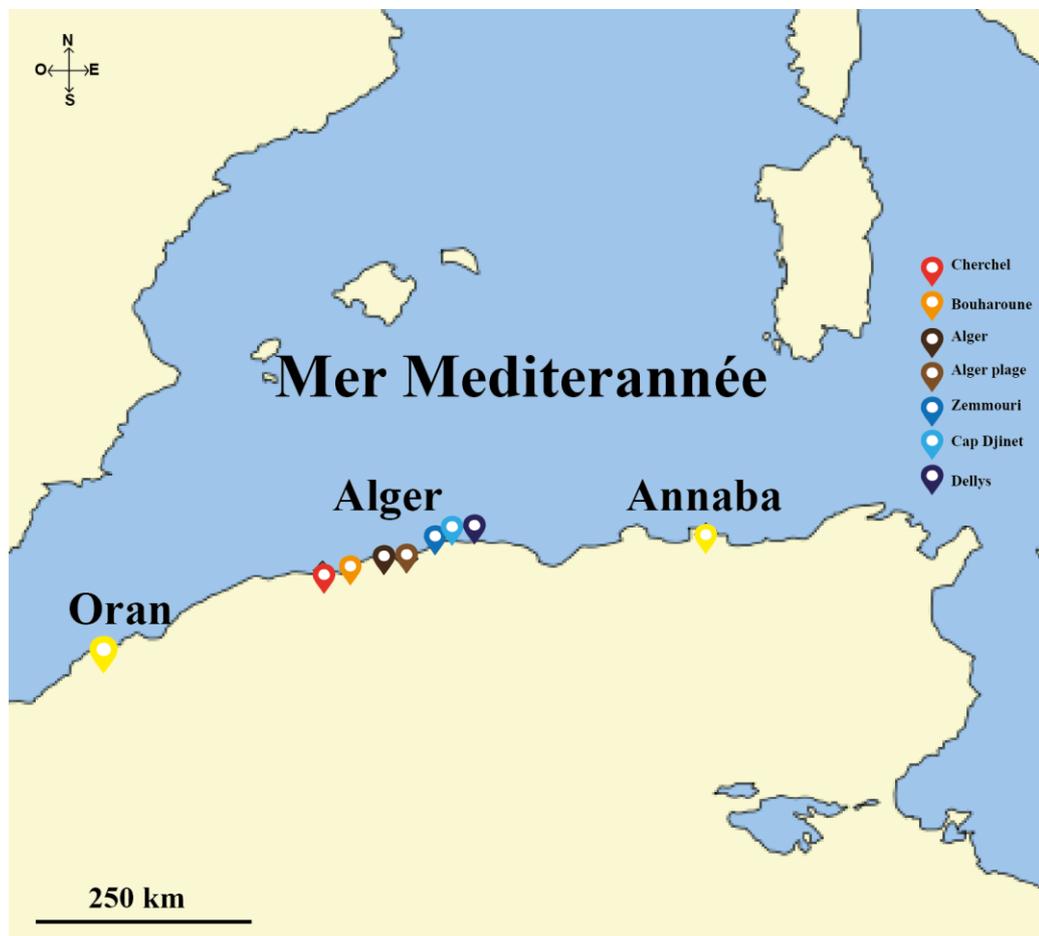


Figure 3: sites de prélèvement des Téléostéens (cartothèque sciences, 2019 modifiée).

2.1.1. Le secteur Est

Le secteur Est est limité à l'Est par le Cap Rosa et à l'Ouest par le Cap de Garde. La distance séparant les deux caps est d'environ 21,5 milles (40 Km).

Les types de fond sont en général topographiquement similaires dans les différentes baies, à savoir vase terrigène à alcyonnaires et vase sableuse assez profonde à funiculines. Il renferme la baie d'Annaba (Gouassmia, 2006).

- **La baie d'Annaba**

Le golf d'Annaba, situé à l'extrême Est algérien, est limité par 2 caps, le cap Rosa à l'Est et le cap de Garde à l'Ouest. Cette baie est une zone d'interface entre les eaux douces et les eaux salées (Leveau, 1985 *in* Hadjadji, 2013). L'eau douce provenant des oueds et des rejets d'eaux usées, transporte des substances multiples riches en matières organiques et minérales qui sont à l'origine d'importants polluants chimiques (Hadjadji, 2013).

La profondeur maximale du golfe d'Annaba est de 50 m. Sa salinité moyenne est de 36,5 p.s.u. (Hadjadji, 2013). Dans le golfe d'Annaba, il existe trois groupes de vents dominants: des vents de Nord-Ouest qui peuvent provoquer une hauteur de vague de l'ordre de 9 m; des vents de Nord-Nord-Est, de 5 à 8 nœuds qui engendreraient des tempêtes de courte durée et des vents d'Est ; et de 9 nœuds qui peuvent perturber la navigation et entraîner des avaries et des dégâts au niveau des ports (Kaouachi, 2010).

2.1.2. Le secteur centre

Le secteur centre s'étend de la baie de Bou Ismail jusqu'à la région d'Alger centre. On y trouve trois types de fonds : fonds à vase collante, fonds à vase plus ou moins argileuse et fonds vaseux à partir de 500 m. Par ailleurs, dans ce secteur, les fonds rocheux qui existent empêchent le plus souvent les chalutages et par conséquent l'activité des petits métiers y est recommandée. Ce secteur comprend trois baies (Gouassmia, 2006).

- **La baie de Bous-Ismail**

La baie de Bou-Ismail se situe entre 2° 54 Est-36° 48 Nord et 2° 24 Est-36° 38 Nord (Rachid, 2016). Avec une superficie d'environ 350 km², elle est considérée comme l'une des baies les plus importantes du littoral algérien (Houma, 2009). Son réseau hydrographique est formé de trois oueds déversant dans la baie de Bou-Ismail (Benzohra, 1993 *in* Tazerouti, 2007). Deux types de vents s'imposent alternativement dans cette zone : les vents d'Ouest qui soufflent généralement de novembre à mai, et les vents d'Est de faible amplitude, entre juin et Octobre (Asso, 1982 *in* Rachid, 2016). La température de surface dans cette baie est comprise entre 21° C et 27° C; en profondeur, elle varie entre 15°C et 16.9 °C à 150m et 100m respectivement (Houma, 2009).

- **La baie d'Alger**

La baie d'Alger est localisée dans la partie centrale de la côte algérienne. Elle est délimitée par deux caps, la Pointe Rais Hamidou à l'Ouest et Bordj El-Bahri à l'Est (Houma, 2009). Couvrant une superficie d'environ 180 km², cette baie s'étend sur une longueur de 35 km et comprend 11 communes côtières (Rabehi et *al.*, 2018). Cette zone côtière constitue un réceptacle de plusieurs polluants, notamment les eaux usées générant des pollutions organiques et chimiques (Houma et *al.*, 2004). Les vents sont caractérisés par un régime variable (Seridi, 1990). La moyenne annuelle de précipitation varie de 600 à 1000 mm/an. La température de l'eau de surface est comprise entre 14 et 15°C en hiver et 24 à 25°C en été. La salinité est entre 36, 82 P.S.U à 37, 29 P.S.U. (*in* Ayadi, 2017). Le régime des vents est variable, des vents nord, nord-est dominant pendant la période estivale, des vents ouest et nord-ouest pendant l'hiver et des vents constants durant toute l'année (Tazerouti, 2007).

- **La baie de Zemmouri El Bahri**

La baie de Zemmouri El Bahri se situe à l'Est immédiat de la baie d'Alger, et s'étale sur 53,7 km. Elle est délimitée à l'Est par le Cap Djinet et à l'Ouest par le Cap Matifou (Benslama-Habiki, 2007 *in* Djebour 2017). Cette baie est très ouverte à l'influence des conditions océanologiques (Millot, 1985). La baie de Zemmouri est également menacée par diverses sources de dégradation, notamment les activités de la zone industrielle de Rouïba-Réghaia dont la plupart des rejets en mer se font sans traitement préalable (CAR/ASP, 2014). La température moyenne des eaux est de 13°C à 17°C en hiver et de 25°C à 30°C en été. La salinité est comprise entre 36 P.S.U. et 37P.S.U. (Millot, 1985). Le régime des vents est changeant suivants les saisons : des vents ouest, nord-est et sud, sud-est prédominant d'octobre à avril ainsi que des vents nord-est et sud-est le reste de l'année (Tazerouti, 2007).

2.1.3. Le secteur Ouest

Le secteur Ouest est représenté par la baie de Béni-Saf, la baie d'Oran et le port d'Arzew. Cette bordure côtière de l'Ouest algérien est d'une extension très variable, elle est de 10 Km au large de Cap Falcon et de 90Km dans le Golf de Ghazaouet (Bellal, 2018). Les fonds de cette région sont parsemés d'accidents topographiques, entourés de coraux. Les principaux types de fonds rencontrés dans cette région sont principalement des fonds à vase terrigène côtière, des fonds à vase jaunâtre molle en surface et plus compacte en profondeur ainsi que des fonds à vase jaune fluide. Notre échantillonnage a été effectué au niveau de la baie d'Oran.

- La baie d'Oran

La baie d'Oran est située au Nord-Ouest de l'Algérie, à 432 km à l'Ouest de la capitale Alger. Elle se caractérise par une flore et une faune très diversifiée. L'inventaire le plus récent effectué par Hussain (2015) au niveau de cette côte, a révélé une structure écologique qui se singularise par son système insulaire et ses zones humides (Mahdi, 2018). La salinité, constante à des profondeurs au-dessous de 250 m, atteint 38.4 P.S.U. La température moyenne est de 20.5°C en hiver, et 23° à 25° en été (Milot, 1985).

II. Généralités et systématique des Téléostéens hôtes

1. Systématique

Les Téléostéens sont apparus 200 millions d'années après les premiers Chondrichthyens, au début du Mésozoïque (Léopold, 2004 ; Porché & Quéro, 2005). Actuellement, avec 27 000 espèces décrites, ils représentent environ 95 % des poissons actuels (Genten et *al.*, 2011).

Dans la présente étude, pour la systématique des espèces hôtes, nous avons suivi la classification suivante adoptée par Béarez et *al.* (2017) :

Règne : Animalia

Phylum: Chordata

Sous-Phylum: Vertebrata

Super-classe: Gnathostomata

Super-classe: Osteichtiis

Classe: Actinopterygii

2. Morphologie

Les Téléostéens possèdent un corps composé de 3 parties : la tête, le tronc et les nageoires. La tête sans cou, est bien reconnaissable à l'extérieur. Elle se termine par une bouche. Elle porte les yeux, les narines et sur les côtés deux opercules qui se soulèvent et s'abaissent régulièrement (Caratini, 1984) (**fig. 4**).

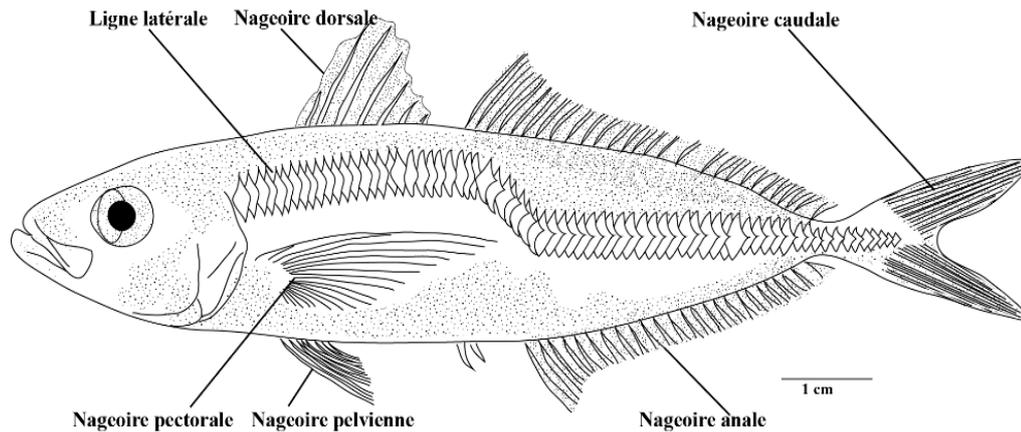


Figure 4 : morphologie générale d'un Téléostéen.

Ces poissons ont des nageoires paires : pectorales, pelviennes et impaires, dorsales, anales et caudales. Les pelviennes s'insèrent à trois niveaux : abdominal, thoracique ou jugulaire. Les pectorales sont implantées derrière les opercules. Quant à la nageoire caudale, elle est homocerque et peut revêtir des formes très variées. Elle représente l'organe locomoteur essentiel de la grande majorité des poissons. Néanmoins, toutes les nageoires peuvent être des organes stabilisateurs et des organes locomoteurs (Horton et Carlier, 1984).

3. Données sur les peuplements de Téléostéens

3.1. Données sur les peuplements des Téléostéens de la Méditerranée

La Méditerranée est connue comme le « hot spot » de la diversité spécifique. Bien que petite à l'échelle mondiale, cette mer est marquée par une biodiversité exceptionnelle. Elle abrite près de 7 % des espèces mondiales de poissons marins (Malak et *al.*, 2013). La diversité importante de cette ichthyofaune serait en relation avec les facteurs géologiques, paléogéographiques, ainsi que les facteurs environnementaux (Bianchi & Morri, 2000 *in* Malak et *al.*, 2013). Actuellement on dénombre plus de 400 espèces de Téléostéens (Quignard & Tomasini, 2000 *in* Malak & *al.*, 2013) dans le bassin méditerranéen ce qui représente environ 5 % des poissons marins du monde (Bianchi & Morri, 2000).

De nombreuses espèces présentes aujourd'hui dans le bassin méditerranéen ne sont pas des espèces autochtones. Ceci vaut particulièrement pour le bassin oriental, où des espèces de l'Indo-Pacifique rejoignent la Méditerranée grâce à la migration « Lessepsienne » ou encore « herculéenne ». La majorité des espèces envahissantes ou erratiques de la Méditerranée (environ 80 espèces) proviennent de la mer Rouge (Malak et *al.*, 2013). Nous citons le Thazard rayé de l'Indo-Pacifique : *Scomberomorus commerson* (Lacepède, 1800) et le poisson-lapin : *Siganus luridus* (Rüppell, 1829) (Quignard, 2011). En Algérie, 9 espèces herculéennes ont été répertoriées dont *Fistularia commersonii* Rüppell, 1838 ;

Soleasenegalensis Kaup, 1858 et *Acanthurus monroviae* Steindachner, 1876 (Charfi-Cheikhrouha, 2004).

3.2. Données sur les peuplements des Téléostéens en Algérie

L'ensemble du littoral algérien est parcouru par une ressource dynamique à forte valeur marchande constituée notamment par les grands migrateurs halieutiques tels que le Thon rouge et l'espadon. Outre cette richesse et diversité avérée et reconnue, la haute valeur gustative de ces produits halieutiques contribue largement à leur succès à l'exportation (M.P.R.H, 2003).

L'inventaire ichthyologique le plus récent dressé pour les Téléostéens d'Algérie est celui de Refes (2011), qui a recensé 194 poissons osseux. Sur le plan bionomique, l'ichtyofaune des fonds chalutables du secteur oriental de la côte algérienne présente trois principaux peuplements ichthyologiques :

- Le peuplement du détritique côtier, qui comprend les espèces communes de Sparidae Rafinesque, 1818 (*Pagellus acarne* (Risso, 1827) ; *Pagellus erythrinus* (Linnaeus, 1758), et *Boops boops* (Linnaeus, 1758), des Mullidae Rafinesque, 1815 (*Mullus barbatus* Linnaeus, 1758, *Mullus surmuletus* Linnaeus, 1758) et le Zeidae *Zeus faber* Linnaeus, 1758.
- Le peuplement du détritique du large, qui renferme les espèces caractéristiques de Macrophtalmidae Dana, 1851 (*Macroramphosus scolopax* (Linnaeus, 1758)), de Triglidae Risso, 1826 (*Trigla lyra* Linnaeus, 1758) ainsi que de Mullidae (*Mullus barbatus*).
- Le peuplement des vases bathyales, qui se caractérise par la présence d'espèces appartenant à diverses familles : Chlorophthalmidae Garman, 1899 (*Chlorophthalmus agassizii* Bonaparte, 1840)), Etmopteridae Rafinesque, 1810 (*Coelorhynchus coelorhynchus* (Risso, 1810)) ; *Etmopterus spinax* (Linnaeus, 1758)), Pentanchida (Gilchrist, 1914) (*Galeus melastomus* (Rafinesque, 1810)), *Sebastidae* Kaup, 1873 (*Helicolenus dactylopterus* (Delaroche, 1809)) ainsi que le Caproidae Bonaparte, 1835 *Capros aper* (Linnaeus, 1758).

4. Échantillonnage et identification des poissons hôtes

Pour la réalisation de la présente étude, nous avons examiné un effectif de 3279 spécimens pêchés dans différents sites du littoral algérien : Bouharoune, Cherchell, Cap Djenet, Dellys, Zemmouri El Bahri, Pêcherie d'Alger, Ain Taya au Centre ; le port d'Annaba à l'Est et le port de Kristel à l'Ouest. Les poissons étudiés sont répartis en 11 espèces et appartiennent à 8 familles (**tab. 1**). Pour l'identification de ces poissons hôtes, nous avons adopté la nomenclature et les critères utilisés par Fisher et al. (1987) et par Carpenter & De Angelis (2016).

Tableau 1: espèces et effectifs des espèces hôtes de Téléostéens examinés

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce	Nombre d'individus	Total			
Actinopterygii	Beloniformes Berg, 1937	Belonidae Bonaparte, 1835	<i>Belone</i> Cuvier, 1816	<i>Belone belone</i> Lowe, 1839	16				
				Perciformes Bleeker, 1859	Carangidae Rafinesque, 1815	<i>Trachurus</i> Rafinesque, 1810	<i>T. trachurus</i> (Linné, 1758)	304	
	<i>T. picturatus</i> (Bowdich, 1825)	111							
	<i>Trachinotus</i> <i>Lacepède, 1801</i>	<i>T. ovatus</i> (Linnaeus, 1758)	65						
	<i>Seriola</i> Cuvier, 1816	<i>S. dumerili</i> (Risso, 1810)	12						
	Haemulidae Gill, 1885	<i>Pomadasys</i> Lacepède, 1802	<i>P. incisus</i> Lowe, 1814			45			
						Merlucciidae Rafinesque, 1815	<i>Merluccius</i> Rafinesque, 1810	<i>M. merluccius</i> (Linnaeus, 1758)	36
	Sparidae Rafinesque, 1818	<i>Boops</i> Cuvier, 1814	<i>B. boops</i> (Linnaeus, 1758)						2004
						<i>Pagrus</i> Cuvier, 1816	<i>P. caeruleosticus</i> (Valenciennes, 1830)	181	
								Sphyraenidae Rafinesque, 1815	<i>Sphyraena</i> Artedi, 1793
	Trachinidae Rafinesque, 1815	<i>Trachinus</i> Linnaeus, 1758	<i>T. draco</i> Linnaeus, 1758			9			
						<i>T. radiatus</i> Cuvier, 1829	1		
	Ophidiiformes Lev Berg, 1937	Ophidiidae Rafinesque, 1810	<i>Ophidion</i> Linnaeus, 1758	<i>O. barbatum</i> Linnaeus, 1758	239	3279			

5. Morphologie et caractéristiques des hôtes

5.1. Famille des Belonidae Bonaparte, 1835

5.1.1. *Belone belone* Lowe, 1839

Origine du nom scientifique

Belone du grec qui signifie "aiguille" : Le poisson est nommé ainsi en raison de la forme très effilée de son corps (FishBase, 2019).

Synonymes : *Belone euxini* Günther, 1866; *Belone gracilis* Lowe, 1839.

Noms vernaculaires

En anglais : garfish.

En français : orphie

Algérie : boumekhiate, aiguillon.



Figure 5 : *Belone belone* Lowe, 1839, vue latérale.

Caractères distinctifs

Belone belone se distingue par un corps allongé peu comprimé (**fig. 5**). Les deux mâchoires sont garnies de dents relativement grandes et espacées. La mâchoire inférieure est un peu plus longue que la supérieure chez les adultes. Les lobes antérieurs des nageoires dorsale et anale sont modérés ; on compte 16 à 20 rayons au niveau de la nageoire dorsale, 19 à 23 au niveau de la nageoire anale et 11-14 au niveau des pectorales. La nageoire caudale est profondément fourchue. Il n'y a pas de carène latérale sur le pédoncule caudal.

La coloration du dos est bleu sombre, tandis que le ventre est blanc argenté. Une bande bleue foncée marque les flancs (Jüttner et *al.*, 2013; Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Belone belone est une espèce répandue sur les côtes atlantiques de la France, Espagne, Portugal, et du Maroc, ainsi qu'en mer du Nord et en mer Baltique. Elle se rencontre également en Méditerranée (Jüttner et *al.*, 2013), notamment en mer Tyrrhénienne, Espagne, Italie, Bulgarie et en Turquie (Fisher et *al.*, 1987).

Dans nos récoltes cette espèce a été régulièrement présente. Nous l'avons observée tout le long de la côte algérienne prospectée.

Bioécologie et pêche

Belone belone est une espèce pélagique qui vit près de la surface (Carpenter & De Angelis, 2016).

Sa taille maximale est de 103,5 cm (Dulcic & Soldo, 2006).

Ce poisson est gonochorique, sa période de reproduction débute en Janvier et se poursuit durant le mois Mars jusqu'au mois de Juin (Zorica et al., 2011).

Ce Téléostéen se nourrit de petit poissons, particulièrement les Clupeidae et les Engraulidae (Jüttner et al., 2013).

Cette espèce est capturée aux sennes, filets maillants et soulevés, barrages et lignes à main.

5.2. Famille des Carangidae

5.2.1. *Trachurus trachurus* (Linné, 1758)

Origine du nom scientifique

Trachurus : du grec [trakhus] = rude et [oura] = queue. La présence des scutelles sur le pédoncule caudal lui donne un aspect rugueux au toucher (FishBase, 2019).

Synonymes : *Caranx trachurus* (Linnaeus, 1758).

Noms vernaculaires

En Anglais : atlantic horse mackerel.

En français: chinchard commun.

En Algérie: sawrille.



Figure 6 : *Trachurus trachurus* (Linné, 1758), vue latérale.

Caractères distinctifs

Trachurus trachurus possède un corps allongé, fusiforme et légèrement comprimé (**fig. 6**). Les yeux sont assez grands. La mâchoire supérieure, relativement large, s'étend jusqu'au-dessous du bord antérieur de l'œil. Le corps est recouvert d'écailles cycloïdes sauf une petite surface en arrière des pectorales. Les écailles de la partie antérieure de la ligne latérale sont grandes et ressemblent aux scutelles de la partie postérieure (Fisher et al., 1987). La ligne latérale principale s'infléchit à mi-corps ; elle est marquée de scutelles osseuses dans sa partie postérieure. Une ligne secondaire latérale, parcourt la moitié antérieure du corps.

La partie supérieure du corps est sombre à noire, ou grise à vert bleuâtre. Les deux tiers inférieurs du corps et de la tête sont plus pâles ou blanchâtres à argentés (Carpenter & De Angelis, 2016).

On observe à la pointe des opercules une petite tache noire (Fisher et al., 1987 ; Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Ce poisson est signalé le long des côtes Atlantique est, de la Norvège jusqu'au Sud de l'Afrique, ainsi qu'autour des côtes de Maputo (Carpenter & De Angelis, 2016). Il est pris occasionnellement en mer Noire. Il est rencontré également en Méditerranée (Fisher et al., 1987).

Trachurus trachurus est très couramment pêché tout le long de la côte algérienne que nous avons prospectée. Nous l'avons massivement échantillonné.

Bioécologie et pêche

Trachurus trachurus est une espèce semi-pélagique qui vit en bancs (Rumolo et al., 2017). Ce poisson fréquente les fonds sableux à une profondeur de 100 à 200 m et peut rejoindre des profondeurs de 500 m.

Sa taille maximale est de 60 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

Sa période de reproduction se situe de Novembre jusqu'au mois de Mai.

Le régime alimentaire de *T. trachurus* est étroitement lié aux facteurs environnementaux qui influencent la distribution de ses proies (Rumolo et al., 2017). Prédateur très actif, le chinchard se nourrit d'une grande variété de poissons, Crustacés et de calmars (Santic et al., 2013 ; Carpenter & De Angelis, 2016).

Ce Carangidae est principalement capturé aux sennes, filets lamparos et maillants, palangres de fond, chaluts de fond et pélagiques, ainsi qu'avec les barrages et les lignes à main (Carpenter & De Angelis, 2016; Karris et al., 2018).

5.2.2. *Trachurus picturatus* (Bowdich, 1825)

Synonymes : *Trachurus suareus* (Risso, 1833).

Noms vernaculaires

En français : chinchard bleu.

En Algérie : sawrille.



Figure 7 : *Trachurus picturatus* (Bowdich, 1825), vue latérale.

Caractères distinctifs

Le corps de *T. picturatus* est allongé et modérément comprimé (**fig. 7**). La ligne latérale principale est pourvue de scutelles dans sa partie antérieure. Le corps est recouvert d'écailles petites et cycloïdes. Les écailles de la partie antérieure de la ligne latérale sont légèrement

grandes et ressemblent aux scutelles de la ligne latérale. Cette espèce se distingue de son congénère *T. trachurus* mentionné précédemment par la ligne latérale secondaire qui se termine entre le sixième et le dixième rayon mou de la dorsale.

La partie supérieure du corps est sombre à noire ou grise à verte bleuâtre. Les deux tiers inférieurs du corps et de la tête sont pales ou blanchâtres à argentés (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Trachurus picturatus est un poisson migrateur, largement réparti au Nord de l'Atlantique, du Sud du Golfe de Gascogne jusqu'au Sud du Maroc, ainsi qu'en Macaronésie. Ce poisson se rencontre également dans l'océan Indien, la mer Noire et dans la partie occidentale de la Méditerranée (Moreira et al., 2018).

Nous mentionnons que durant la période de notre échantillonnage, cette espèce a été rare.

Bioécologie et pêche

T. picturatus est un poisson pélagique démersal, qui vit dans les fonds d'au moins 370 m de profondeur.

Il peut atteindre une taille maximale de 60 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

En Méditerranée, la reproduction de cette espèce s'observe pendant l'été (Fisher et al., 1987).

T. picturatus se nourrit essentiellement de Crustacés.

Les engins de pêches sont les mêmes que ceux utilisés pour la capture de *T. trachurus* (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.2.3. *Trachinotus ovatus* (Linnaeus, 1758)

Origine du nom scientifique

Étymologie : *Trachinotus* : du grec [trachys] = rude et [noton] = dos (la présence d'écailles épaisses sur le dos lui donne un aspect rugueux au toucher), *ovatus*: ovalaire en latin (FishBase, 2019).

Synonymes : *Trachinotus glaucus* (Linnaeus, 1758) ; *Lichia glaucus* (Linnaeus, 1758).

Noms vernaculaires

En français : Palomine.

En Algérie : Palomette.

Caractères distinctifs

T. ovatus est caractérisé par un corps nacré allongé et comprimé (**fig. 8**). Les bases de la nageoire anale et de la seconde dorsale sont de longueurs à peu près égales.



Ce poisson se distingue par un alignement de 3 à 5 taches noires à hauteur de la ligne latérale sur sa moitié antérieure. Il n'y a pas de scutelles sur la ligne latérale.

Figure 8 : *Trachinotus ovatus* (Linnaeus, 1758), vue latérale.

La coloration du dos est gris verdâtre, les flancs sont argentés. Les pointes de la deuxième nageoire dorsale, de l'anale ainsi que de la caudale sont noires (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

T. ovatus est signalé le long des côtes de l'Afrique, du Maroc et au Sud de l'Angola. Il est occasionnellement mentionné au Nord des côtes européennes mais commun en Méditerranée (Fisher et al. , 1987; Carpenter & De Angelis, 2016).

Nous l'avons souvent rencontré pendant la saison chaude le long de la côte algérienne,

Bioécologie et pêche

Les palomettes vivent en banc et habitent la zone des brisants, le long des plages de sable ainsi que sur les fonds vaseux ; elles se maintiennent entre 50 à 200 m (Fisher et al., 1987).

La taille maximale de ce poisson est 70 cm (Carpenter & De Angelis (2016).

Il se reproduit aux mois de Juillet et Aout (Villegas-Hernández et al., 2016).

T. ovatus ingère principalement les petits Invertébrés et les poissons.

Il est pêché aux sennes coulissantes et de plage, chaluts de fond, lignes à mains et lignes de traines (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.2.4. *Seriola dumerili* (Risso, 1810)

Origine du nom scientifique

Seriola : du latin [seriola] = petite cruche, *dumerili* : dédié à André Marie Constant Duméril (1774



Figure 9 : *Seriola dumerili* (Risso, 1810), vue latérale.

1860), ichtyologiste et herpétologiste au MNHN (FishBase).

Synonymes : *Seriola carpenteri* Mather, 1971

Noms vernaculaires

En français : sériole couronnée.

En Algérie : tassergoul.

Caractères distinctifs

Seriola dumerili se distingue par un corps fuselé et comprimé latéralement (**fig. 9**). La nageoire caudale large et très échancrée, se démarque par un pédoncule caudal relativement fin. Il n'y a pas de scutelles sur le corps. Cependant, on distingue un sillon dorsal qui devient ventral en avant du pédoncule caudal.

Le dos est gris argenté, les flancs sont clairs et nacrés ; le ventre est blanc. Une bande sombre caractéristique traverse l'œil. La nageoire caudale est transparente, les autres nageoires sont souvent bleutées (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Seriola dumerili est commun au Nord du Pacifique au large du Japon et aux îles Hawaii, et au Sud du Pacifique au large de l'Australie. Il est rencontré également dans l'Indopacifique. Ce Carangidae est présent le long des côtes atlantiques au Nord : au Bermudes, à la Nouvelle-Écosse et rarement au Sud de l'Angleterre ; au Sud : au Brésil, à Madeira, îles Canaries et au Cap-Vert. La présence de ce poisson dans Atlantique est incertaine vu sa confusion avec *S. carpenteri* Mather, 1971. Ce poisson est présent aussi au Nord-Ouest de l'Afrique et en Méditerranée (Fisher et al., 1987 ; Carpenter & De Angelis, 2016).

S. dumerili a été rarement observé durant la période de notre échantillonnage, nous avons examiné seulement 9 spécimens.

Bioécologie et pêche

La sériole est un poisson épibenthique et pélagique qui vit fréquemment en petit bancs dans les eaux côtières de 18 à 72 m, sur les récifs et dans les fosses du large.

Sa taille maximale est de 188 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

Ce Téléostéen est gonochorique. La période de sa reproduction s'étale du mois de Mai à Septembre (Sley et al., 2016).

Seriola dumerili se nourrit essentiellement de poissons notamment les Clupeidae et les Sparidae, ainsi que d'Invertébrés (Sley et al., 2014).

Ce poisson est principalement capturé aux sennes coulissantes, aux filets maillants de fond et pélagiques (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.3. Famille des Haemulidae Gill, 1885

5.4. *Pomadasys incisus* Lowe, 1814

Origine du nom scientifique

Pomadasys : du grec [*poma*] = couvert, [-atos]= opercule, [*dasys*] = avec poiles (FishBase).

Synonymes : *Pomadasys bennetti* Lowe, 1841.



Figure 10 : *Pomadasys incisus* Lowe, 1814, vue latérale.

Noms vernaculaires

En français : grondeur métis.

En Algérie : kra kra.

Caractères distinctifs

Pomadasys incisus se caractérise par un corps oblong et comprimé latéralement (**fig. 10**). Le menton présente deux fentes antérieures suivies d'une fossette médiane dans laquelle s'ouvre un pore de chaque côté (Fisher et al., 1987).

Le dos de ce poisson est brun à gris foncé, le ventre est argenté. Une tache noire marque le bord postéro-supérieur de l'opercule (Carpenter & De Angelis, 2016)

Répartition géographique

Pomadasys incisus est communément capturée en Atlantique, du détroit de Gibraltar à Angola, ainsi qu'à Madère, aux îles de Canaries et aux îles du Cap-Vert (Ben -Tuvia & McKay, 1986). Ce poisson serait entré en Méditerranée à travers le détroit de Gibraltar (Bodilis et al., 2013). En Méditerranée, il se rencontre de la Méditerranée occidentale jusqu'à la mer Ligure (Fisher et al., 1987 ; Carpenter & De Angelis, 2016). Il est signalé avec une faible occurrence, sur toute la côte sud-méditerranéenne, notamment les côtes grecques (Chakroun-Marzouk & Ktari, 2006) et sur les côtes françaises (Bodilis et al., 2013).

Sur la côte algérienne, nous l'avons rencontré occasionnellement.

Bioécologie et pêche

Pomadasys incisus fréquente les fonds rocheux ou sableux des eaux côtières, de 10-100 m de profondeur (Kapiris et al., 2008).

Sa taille maximale est 50 cm (Fisher et al., 1987).

La période d'activité sexuelle de ce poisson s'étend du mois de Juin au mois de Novembre (Chakroun-Marzouk & Ktari, 2006).

Ses proies sont les Invertébrés benthiques ainsi que des poissons variés.

Il est pêché aux sennes de plage et coulissantes, chaluts, filets maillants et palangres de fond ainsi qu'au lignes à main (Fisher et al., 1987).

5.5. Famille Merlucciidae Rafinesque, 1815

5.5.1. *Merluccius merluccius* (Linné, 1758)

Origine du nom scientifique

Merlu: du Latin [maris] = mer et [*lucius*] = brochet (FishBase, 2019).

Synonymes : *Gadus ruber* Lacépède, 1803; *Onus riali* Rafinesque, 1810; *Merluccius esculentus* Risso, 1827; *Merluccius vulgaris* Fleming, 1828.

Noms vernaculaires

En français : Merlu européen.

En Algérie : Merlu, faux merlan.



Figure 11 : *Merluccius merluccius* (Linné, 1758), vue latérale.

Caractères distinctifs

Ce poisson, au corps allongé et élancé (**fig. 11**), présente une crête basse en forme de V. Il possède deux nageoires dorsales : la première est triangulaire et courte ; la seconde est longue et échancrée dans sa partie moyenne. La nageoire anale très longue, est lobée en arrière.

Le dos du Merlu est gris acier, son ventre est argenté, tandis que les flancs du corps sont plus clairs (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Le Merlu est une espèce commune en Atlantique Nord-Est, de la Norvège jusqu'à la Mauritanie. Il est fréquent également en mer Noire et en Méditerranée.

Ce poisson est très commun sur le littoral algérien.

Bioécologie et pêche

Merluccius merluccius est un poisson pélagique puis démersal (Khoufi et *al.*, 2012) qui vit dans les profondeurs de 70 à 370 m et parfois de 1000 m.

Sa taille maximale est de 140 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

Ce Téléostéens a une saison de reproduction qui se déroule pratiquement toute l'année, avec un pic en hiver et un autre en été (Ferrer-Maza et *al.*, 2014).

Le Merlu jeune se nourrit essentiellement de Crustacés (Carpenter & De Angelis, 2016). À l'état adulte, son régime est piscivore (Carpenter et *al.*, 2005)..

Ce Merlucciidae est capturé aux chaluts de fond et pélagiques, au filet maillant et palangres de fond, au sennes coulissantes et les lignes à main (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.6. Famille des Sparidae Rafinesque, 1818.

5.6.1. *Boops boops* (Linné, 1758)

Synonymes : *Box boops*

(Linnaeus, 1758).

Noms vernaculaires

En français : bogue

En Algérie : bougua.



Figure 12 : *Boops boops* (Linné, 1758), vue latérale.

Caractères distinctifs

La bogue possède un corps fusiforme et de section ovale (**fig. 12**). Sa tête arrondie porte de grands yeux. La nageoire dorsale s'étend sur plus des 3/4 du dos et est composée de 13 à 15 rayons épineux, suivis de 12 à 16 rayons souples.

Le dos est bleuâtre ou verdâtre. Les flancs à reflets argentés ou dorés sont parés de 3 à 5 lignes longitudinales dorées. La ligne latérale est reconnaissable grâce à sa couleur dorée. On observe également une tache sombre à la naissance des pectorales (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Boops boops est commune aux côtes de l'Atlantique Nord-Est, de la Scandinavie à l'Angola, à Madeira, aux îles Canaries, au Cap-Vert et à Sao Tomé-et-Principe. Elle se rencontre également en Atlantique Ouest au large des Caraïbes et au Golfe du Mexique. Ce poisson est aussi répandu en mer Noire et en Méditerranée.

La bogue est régulièrement pêchée le long de la côte algérienne que nous avons prospectée. Nous l'avons massivement échantillonnée.

Bioécologie et pêche

Boops boops est un poisson grégaire, démersal à semi-pélagique, qui vit sur tous les types de fonds à des profondeurs allant jusqu'à 250 m, et parfois dans les eaux côtières (Carpenter & De Angelis, 2016).

La taille maximale est de 40 cm (Ceyhan et al., 2018).

La bogue est hermaphrodite avec un gonochorisme tardif (Massaro & Pajuelo, 2018). Sa période de reproduction se situe de Février à Mai (Monteiro et al., 2006 ; Amira et al., 2019).

Ce Téléostéen se nourrit de Crustacés et de Plancton.

Il est capturé aux sennes de plage et coulissantes, aux filets lamparos et filets maillants de fond et pélagiques, aux chaluts de fond et pélagiques, ainsi qu'aux palangres de fond et dérivantes. (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.6.2. *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830)

Origine du nom scientifique

Pagrus : du grec [phagros] = vorace (en rapport avec les grandes dents de ce poisson) (FishBase, 2019).

Synonymes : *Sparus ehrenbergii* (Valenciennes, 1830).

Noms vernaculaires

En français : pagre à points bleus.

En Algérie : pagre royale, pagre bouricha.

Caractères distinctifs

Pagrus caeruleostictus a un corps élevé, aux flancs comprimés (**fig. 13**). La nageoire dorsale renferme 11 à 12 épines suivies de 9 à 11 rayons mous ; les deux premières épines sont nettement courtes, les troisièmes, quatrièmes et cinquièmes sont plus longues. Le premier rayon mou des pelviennes est



22 **Figure 13:** *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830), vue latérale.

filamenteux. Le corps est rose à reflets argentés, plus ou moins foncés sur le dos. Le dos et Les flancs sont agrémentés de points bleus. Une tache sombre marque la base de la nageoire pectorale (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Pagrus caeruleostictus est signalé en Atlantique, du Portugal à l'Angola, ainsi qu'aux îles Canaries. Il a été également rapporté en mer de Chine (Chen et al., 2015). En Méditerranée, ce poisson est présent en Tunisie, rarement au Maroc et en Turquie et occasionnellement ailleurs (Fisher et al., 1987 ; Carpenter & De Angelis, 2016) .

Nous notons que ce pagre est rarement pêché le long de la côte algérienne que nous avons investiguée.

Bioécologie et pêche

Pagrus caeruleostictus est une espèce côtière qui habite les fonds meubles, sableux et sableux-vaseux de la côte à 150 mètres.

Sa taille maximale est 72 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

Sa reproduction a lieu de Juin jusqu'à Octobre (Ismail et al., 2018).

Le pagre à points bleus se nourrit principalement de Crustacés et de Mollusques, secondairement d'Annélides et d'Échinodermes. Les Poissons et les Nématodes sont des proies complémentaires pour ce Sparidae prédateur (Dia & Ghorbel, 2000 ; Hamida et al., 2009).

Ce Sparidae est capturé aux sennes de plage, aux chaluts, filets maillants et palangres de fond, et aux lignes à main (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.7. Famille des Sphyraenidae Rafinesque, 1815

5.7.1. *Sphyraena sphyraena* (Linné, 1758)

Origine du nom scientifique

Sphyraena : du grec [*sphyraena*] = brochet (nom vernaculaire distinguant plusieurs espèces de poissons prédateurs et carnassiers) (FishBase, 2019).

Synonymes : *Sphyraena spet* Lacepède, 1803 ; *Sphyraena vulgaris* Cuvier, 1829 (en partie).

Noms vernaculaires

En français : bécune européenne.

En Algérie : brochet.

Caractères distinctifs

Sphyraena sphyraena a un corps allongé et sub-cylindrique (**fig. 14**). La tête grande, se termine par un long museau pointu. La mâchoire inférieure est proéminente. De petites écailles recouvrent le préopercule, l'opercule et le corps. Les nageoires dorsales sont très espacées. Les nageoires pelviennes s'insèrent sous la première dorsale. Les pectorales sont



Figure 14 : *Sphyraena sphyraena* (Linné, 1758), vue latérale.

court

es, leur pointe n'atteignent pas les pelviennes (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

Sphyraena sphyraena est fréquent en Atlantique Est, du Golfe de Gascogne à l'Angola, et de l'Atlantique Ouest, des Bermudes au Brésil. La mention de cette espèce en Macaronésie est probablement liée à une identification erronée de *Sphyraena viridensis* Cuvier, 1829 (Carpenter & De Angelis, 2016). Ce poisson se rencontre également en mer Noire et en Méditerranée, notamment en Turquie, en Palestine et en Tunisie. Il apparaît régulièrement dans les marchés du Maroc, d'Algérie et occasionnellement ailleurs.

Dans nos récoltes, *Sphyraena sphyraena* est régulièrement présent. Nous l'avons fréquemment échantillonné.

Bioécologie et pêche

Ce poisson pélagique vit au-dessus des fonds rocheux et sableux, de la zone côtière jusqu'à 100 m de profondeur.

Sa taille maximale est de 165 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

La période de reproduction du Brochet se déroule du mois d'Avril au mois d'Août avec un maximum au mois de Mai (Chemmam-Abdelkader et al., 2007).

Les proies ingérées par le brochet sont essentiellement les poissons et quelques Céphalopodes (Aggrey-Fynn et al., 2013).

Sa capture est réalisée aux sennes coulissantes, filets maillants de fond, lignes à main et lignes de traîne (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.8. Famille des Trachinidae Rafinesque, 1815

5.8.1. *Trachinus draco* Linné, 1758

Origine du nom scientifique

Trachinus : du grec [trakh-] = rude, rugueux, raboteux, écailleux. *draco* : du latin [draco] = dragon (FishBase).



Figure 15 : *Trachinus draco* Linné, 1758, vue latérale.

Synonyme : *Trachinus lineatus* Bloch & Schneider, 1801.

Noms vernaculaires

En français : grande vive.

En Algérie : l'araignée.

Caractères distinctifs

Trachinus draco communément appelé la grande vive possède un corps allongé et comprimé (**fig. 15**). Les yeux rapprochés se situent au-dessus de la tête. L'espace interorbitaire est presque égal à la moitié du diamètre oculaire. La première nageoire dorsale est courte, elle porte 5 à 7 rayons épineux. La seconde longue, est composée de 29 à 32 rayons mous. L'opercule est armé d'une forte épine venimeuse orientée vers l'arrière.

Les flancs blancs jaunâtres, sont marqués de stries obliques brunes, bleues et jaunes qui suivent les rangées obliques d'écailles (Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

T. draco est commun dans l'Atlantique Est, de la Scandinavie à la Mauritanie, régulièrement sur les marchés au Maroc, à Madeira et aux îles Canaries. Ce poisson est présent aussi en Méditerranée notamment en Adriatique (Akmirza et al., 2004 ; Čustović et al., 2015), au Sud-Est de l'Espagne (Mer d'Alboran) (Camiñas et al., 1990), en France (Fiorentini et al., 1997), en Syrie (Saad, 2005) et en Tunisie (Azizi et al., 2017 ; Hamed et al., 2017). Il est régulièrement observé sur les marchés d'Italie, Espagne, Maroc et Turquie, Algérie et occasionnellement ailleurs.

Sur la côte algérienne, nous l'avons régulièrement observé.

Bioécologie et pêche

La grande vive fréquente les fonds sableux ou vaseux côtiers, à faible profondeur en été, et migre dans les eaux plus profondes jusqu'à environ 300 m de profondeur pendant l'hiver.

Sa taille maximale est de 45 cm (Carpenter & De Angelis, 2016).

La période de reproduction dure du printemps jusqu'à l'automne (Hamed et al., 2017).

Le régime alimentaire de *Trachinus draco* est composé de petits Invertébrés (Bivalves, Céphalopodes, Décapodes, Isopodes, Amphipodes) et de Téléostéens (Šantić et al., 2016).

Ce Trachinidae est pêché aux sennes de plage, chaluts, filets maillants et palangres de fond (Carpenter & De Angelis, 2016).

5.8.2. *Trachinus radiatus* Cuvier, 1829

Synonymes : *Pseudotrachinus pardalis* Bleeker, 1861 ; *Trachinus vainus* Rafinesque, 1810.

Origine du nom scientifique

Trachinus : du grec [trakh-] = rude, rugueux, raboteux, écailleux. *T. radiatus* : du latin rayonnant, en rapport avec les deux crêtes osseuses rayonnantes en arrière de la tête (FishBase).

Noms vernaculaires

En français : vive à tête rayonnée.

En Algérie : L'araignée.



Figure 16 : *Trachinus radiatus* Cuvier, 1829, vue latérale.

Caractères distinctifs

Le corps de *Trachinus radiatus* est allongé et comprimé latéralement (**fig. 16**). Il possède une grande bouche inclinée vers le haut et deux petits yeux rapprochés, situés près du profil dorsal de la tête. La largeur de l'espace interorbitaire est presque égale à la moitié du diamètre de l'œil. La première nageoire dorsale est courte et possède 6 épines. La seconde très longue, est composée de 24 à 27 rayons mous. L'opercule est muni d'une forte épine venimeuse et de 2 ou 3 épines sur le bord antéro-dorsal de l'orbite.

Le corps est brun jaunâtre. Le dos et la partie supérieure de la tête sont ornés de petits points ou de courtes lignes sombres. Les flancs sont marqués par des taches brunes plus ou moins annulaires ou vermiculées (Fisher et al., 1987 ; Carpenter & De Angelis, 2016).

Répartition géographique

T. radiatus est présente en Atlantique, de Gibraltar à Angola. Elle est signalée aussi en Méditerranée (Saad, 2005 ; Azizi et *al.*, 2017) où elle est régulièrement fréquente sur les marchés d'Italie, de Sicile, du Maroc et de l'Espagne, rarement ailleurs.

Ce poisson a été peu observé, durant notre période d'échantillonnage, nous avons examiné seulement trois spécimens.

Bioécologie et pêche

La vive fréquente les fonds sableux ou sablo-vaseux, de 1 à 150 m jusqu'à 300m de fond où elle vit enfouie.

Sa taille maximale est de 45 cm.

La reproduction se déroule entre Mai et Septembre (Hamed & Chakroun-Marzouk, 2016).

Le régime alimentaire est le même que son congénère *T. draco*.

Les engins de capture de *T. radiatus* sont les mêmes utilisés pour pêcher *T. draco* (Carpenter & De Angelis, 2016).

Chapitre II : LES MONOGENEA PARASITES ET METHODES D'ETUDE

I. La classe des Monogenea Carus, 1863

1. Systématique

Parmi les Plathelminthes, les Monogenea constituent le groupe de Métazoaires qui a connu de nombreux remaniements systématiques ces 40 dernières années. En effet, six classifications ont été proposées pour préciser le statut systématique des différents taxa notamment celles de :

- Yamaguti (1963) établie à partir de la morphoanatomie notamment celle de l'appareil de fixation ;
- Lambert (1980) basée sur la chaetotaxie ;
- Justine (1991b, 2000) fondée sur l'ultrastructure du spermatozoïde et de la spermatogenèse ;
- Malmberg (1990) qui repose sur l'ontogénie du hapteur ;
- Lebedev (1995) utilisant en partie les caractères des systèmes précédents ;
- Boeger et Kritsky (1993, 1997, 2000) conçue à partir des caractères morphologiques des pièces sclérifiées du hapteur ainsi que sur quelques caractères spermatologiques (Mollaret, 2002).

Dans la présente étude, les Monogenea étudiés répondent à la classification adoptée par Yamaguti (1963) :

Règne : Animalia

Phylum : Plathelminthes

Sous-phylum : Neodermata

Classe : Monogenea

Sous classe : Polyopisthocotylea

La simplicité relative de l'organisation des Monogenea a conduit les taxinomistes à leur attribuer une position primitive dans l'arbre phylogénétique des Plathelminthes parasites. Cependant, leur position évolutive reste toujours débattue et plusieurs théories ont émergé (Mollaret, 2000).

2. Généralités

Les Monogenea sont des vers plats qui constituent l'une des plus grandes classes de Plathelminthes. Ils parasitent essentiellement les poissons mais aussi une grande diversité d'animaux aquatiques (Ozturk et Ozer, 2014 *in* Ayadi, 2017).

2.1. Morphoanatomie

Les Monogènes sont des organismes à symétrie bilatérale. Leur corps non segmenté est aplati dorso-ventralement. Ils mesurent de 0,1 à 12 mm, et dépassent rarement 3 cm de longueur (Rohde, 1993). Ils sont caractérisés par la présence à leur extrémité postérieure, d'un organe de fixation appelé hapter. Leur appareil digestif est relativement simple. Les systèmes nerveux et excréteurs sont rudimentaires. Ces organismes sont tous hermaphrodites, à fécondation généralement croisée (Rohde, 2005). Nous donnons brièvement dans ce qui suit l'organisation des différents systèmes.

➤ Le hapter

L'extrémité postérieure des Monogenea est modifiée en un organe d'adhésion musculaire, le hapter, appelé auparavant « opisthohapter ». Le hapter peut être symétrique, asymétrique, ou encore divisé en plusieurs loculi. Cet organe est généralement muni de crochets, hamuli, ventouses et/ou pinces servant à la fixation. L'armature de cet organe est parfois renforcée par des structures accessoires adhésives, en forme de plaques, de plis ou d'appendices. Ces pièces hapteriales varient largement dans leur morphologie ; elles représentent un critère de diagnose fondamental pour la distinction des différentes espèces de Monogenea (Whittington & Cribb, 2001).

➤ Appareil digestif

L'appareil digestif des Monogenea débute par une bouche ventrale ou subterminale (Rohde, 1979, 1995). Dans la partie antérieure, s'observent une à deux ventouses, des pseudo-ventouses et parfois des structures glandulaires ou organes céphaliques qui entourent la bouche et qui s'ouvrent à l'intérieur de l'organisme (Mehlhorn, 2001). Aux ventouses fait suite un pharynx musculaire bien développé et suivi de l'intestin généralement ramifié en deux cæcums latéraux qui peuvent se rejoindre postérieurement. Les Monogenea sont dépourvus d'anus (Caira & Littlewood, 2013).

➤ Appareils excréteur et nerveux

L'appareil excréteur se compose de protonéphridies et d'un système de longs conduits et canaux qui s'ouvrent vers l'extérieur par deux pores sur la surface dorsale du corps, au niveau du pharynx (Rohde, 1997).

Le système nerveux est constitué de ganglions cérébraux et de plusieurs nerfs qui se dirigent vers la partie postérieure ; ces nerfs sont reliés entre eux par des commissures (Rohde, 1982, 1989, 1992). Les taches oculaires ou organes sensorielles lorsqu'elles sont présentes, sont uniformes et localisées à l'extrémité antérieure (Rohde, 1973, 1978).

➤ Appareils reproducteurs

L'appareil génital mâle comprend des testicules généralement ronds ou ovoïdes en nombre variable selon les espèces. L'organe copulateur peut être constitué d'un pénis musculaire, occasionnellement armé de petits crochets ou formé d'un tube sclérifié sans ou avec pièce accessoire (Rhode, 2005).

L'appareil génital femelle est composé d'un ovaire généralement post-testiculaire. L'oviducte reçoit les ovocytes, les canaux vaginaux et le canal génito-intestinal. L'ootype est également présent, il s'agit d'une expansion musculaire de l'oviducte qui contribue à la formation de l'œuf en recevant les canaux des glandes de Mehlis qui l'entourent (Rohde, 1963). Sa forme dépend de la forme de l'œuf (Bychowsky, 1961). Les œufs ont des formes variées : sphériques, ovales, ou pyramidales (Rohde, 1963). La plupart sont operculés et munis d'un ou de deux filaments. Ces derniers peuvent avoir des propriétés adhésives et servent à la fixation à l'hôte et aux substrats (Rohde, 1973, 1974 ; Kearns, 1986). Le réceptacle séminale se présente soit comme une simple saillie de l'oviducte, ou bien comme un sac pourvu d'un conduit séparé de l'oviducte. Les glandes vitellines sont très abondantes et disséminées dans tout le parenchyme. Le vagin peut être présent ou absent, occasionnellement double. Les ouvertures vaginales sont dorsales, ventrales ou latérales. Chez certaines espèces, les pores vaginaux sont multiples. Parfois les vagins sont sclérifiés ou armés d'épines (Kearns, 2005).

2.2. Cycle de vie

Les Monogènes sont hermaphrodites généralement à fécondation croisée. Ils sont pour la grande majorité ovipare à l'exception des Gyrodactylidae (Kearns, 1994).

Ils sont holoxènes (**fig.18**), c'est-à-dire à un cycle de vie direct qui comprend un seul hôte (Rohde, 1993). Les œufs pondus éclosent et libèrent des larves ciliées appelées oncomiracidium qui nagent et infestent rapidement les poissons hôtes (Llewellyn, 1963). La rencontre de l'hôte et son infestation se fait principalement par chimiotaxie en réponse à des composants contenus dans le mucus de l'hôte (Rohde, 1967). Une fois fixées sur l'hôte, les onchomiracidies perdent l'épiderme cilié, restent en place ou se déplacent vers leurs microhabitats définitifs où elles évoluent en adultes (Withington, 1986, 1989). La vitesse de leur développement est influencée par la température (habituellement 3 semaines et 6 à 20 semaines si la température est inférieure à 50 °). Leur durée de survie est généralement d'une journée. Chez certaines espèces, les adultes vivent moins d'un an (ex. *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863 (Llewellyn, 1962, 1964 ; Kearns, 1986).

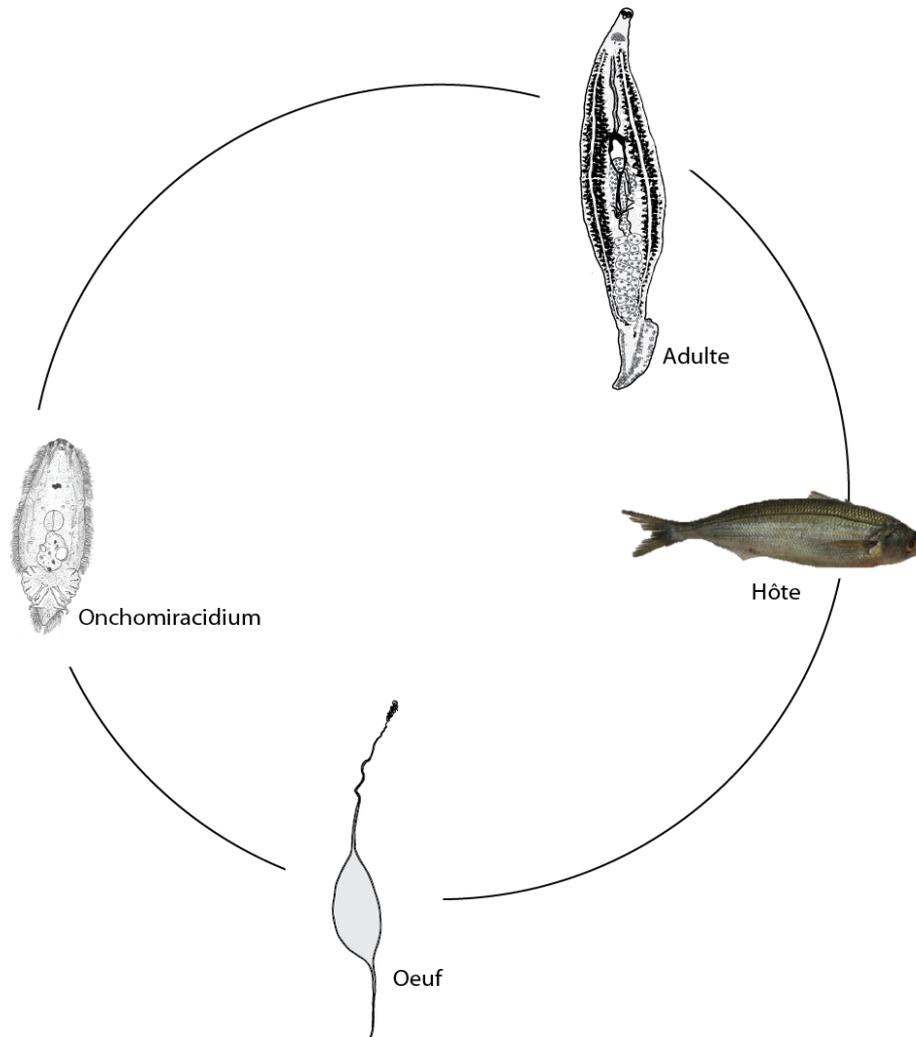


Figure 18 : cycle évolutif d'un Monogenea Polyopisthocotylea Microcotylidae.

2.3. Habitats et hôtes

Les Monogènes sont généralement des ectoparasites branchiaux ou cutanés (Theisen et *al.*, 2017) des poissons marins et dulcicoles (Whittington et *al.*, 2004). Ils vivent à la surface du corps de leurs hôtes accrochés par leur hapter (Reed et *al.*, 2012). Ils colonisent également la peau, la cavité abdominale et occupent généralement des organes communicant directement ou indirectement avec l'extérieur tels que les organes olfactifs, yeux, cloaque et vessie (Hayward, 2005). Cependant, certains présentent des adaptations au mésoparasitisme ou à l'endoparasitisme. Au cours de l'évolution, des espèces ou des groupes d'espèces ont changé leur habitat (des branchies aux parties internes du corps du poisson), ou leur type d'hôte (du poisson à un hôte "non piscicole") (Rohde, 1993). Parmi les localisations inhabituelles occupées par les Monogènes nous citons les habitats suivants :

-le système gastro-intestinal (Theisen et *al.*, 2017) tels que les Ancyrocephalidae du groupe « *Diplectanotrema* » (*Diplectanotrema* Johnston et Tieg, 1922 ; *Neodiplectanotrema*

Gerasev, Gayevskaya & Kovaleva, 1987 ; *Paradiplectanotrema* Gerasev, Gayevskaya & Kovaleva, 1987 ; et *Pseudodiplectanotrema* Gerasev, Gayevskaya & Kovaleva, 1987) qui infestent le pharynx et l'œsophage, l'estomac et l'intestin des poissons marins en se fixant aux cellules épithéliales internes (Santos et al., 2001). Nous citons aussi les *Enterogyrus* spp. qui parasitent l'estomac des Téléostéens dulçicoles (Pariselle et al., 1991) et le parasite *Pseudempleurosoma gibsoni* Santos, Mourão & Cárdenas, 2001 qui habite le cæcum pylorique des Téléostéens marins (Narciso et al., 2013).

-le système excréteur : au niveau des reins (Fayton & Kritsky, 2013) et de l'uretère de Téléostéens (Fayton & Kritsky, 2013 ; Galaviz-Silva et al., 2016) ;

- la vessie urinaire des Téléostéens (Cepeda et al., 2011 ; Mendoza-Franco et al., 2018); des Chéloniens (Du Preez et al., 2017)) et de Batraciens (Euzet et al., 1974 ; Imkongwapang & Tandon, 2010 ; Berthier et al., 2014 ; Theunissen et al., 2014).

-la cavité buccale des Téléostéens (King et al., 2013) et des Chéloniens Du Preez & Van Royeen, 2015 ; Du Preez et al., 2017 ; Schoeman & du Preez, 2017) .

-les yeux des Téléostéens et des Cetartiodactylades (hippopotames) (Trujillo-González et al., 2015) .

-les organes olfactifs des Téléostéens (Aggrey-Fynn et al., 2013 ; Mathews et al., 2013 ; Monteiro & Brasil-Sato, 2014 ; Justo & Kohn, 2015 ; Trujillo-González et al., 2015) et des Sélaciens (Hernández-Orts et al., 2010 ; Narciso et al., 2013).

-les tentacules de Céphalopodes (Llewellyn, 1984).

- le fanon gulaire des Squamata et précisément le lézard (McAllister et al., 1991 ; Omholt et al., 2011 ; Tumilson et al., 2017).

Certains Monogènes sont des hyper parasites d'Isopodes (Euzet & Trilles, 1961) et de Copépodes de Téléostéens (Okawachi et al., 2012 ; Bullard et al., 2015).

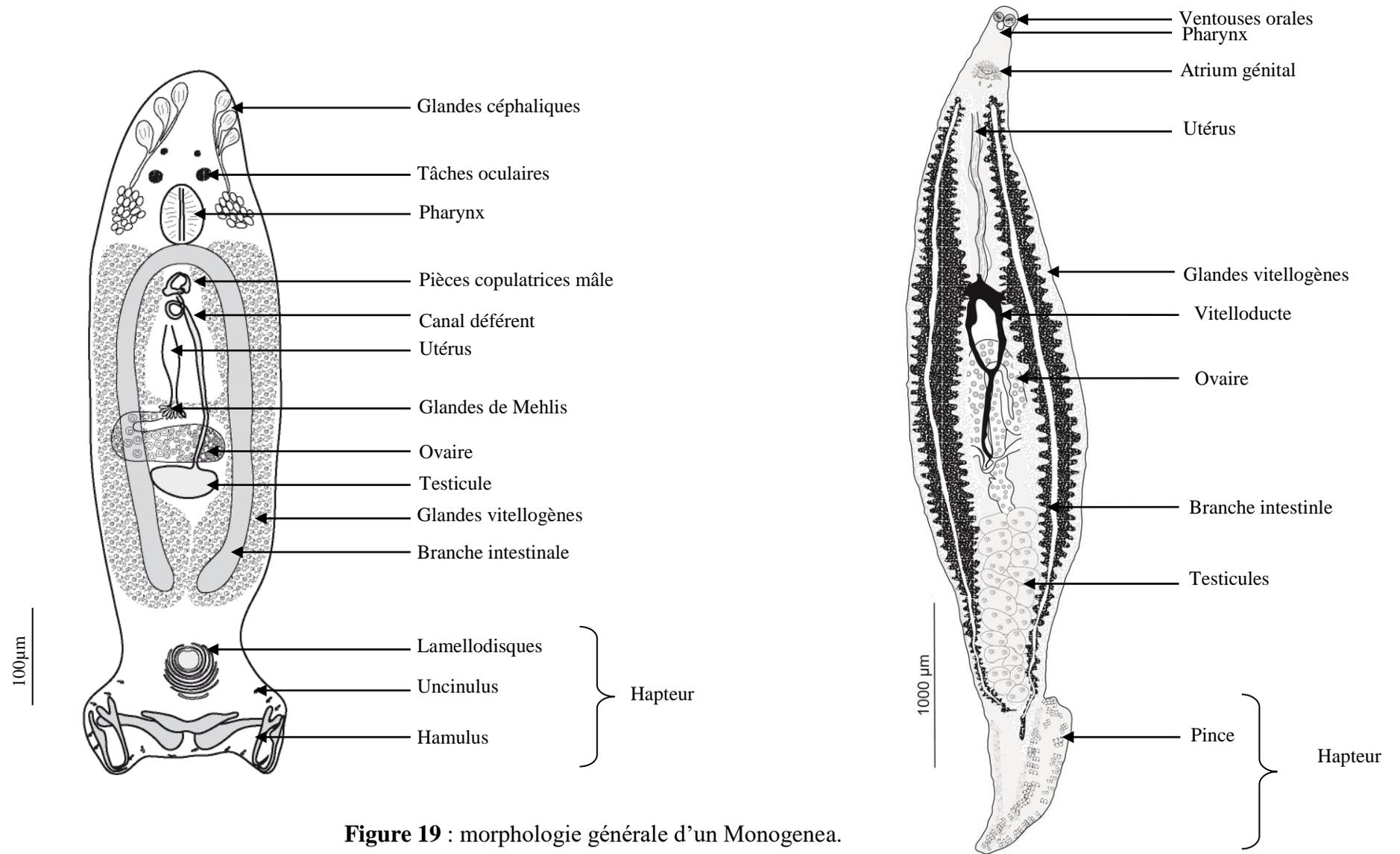
Ces habitats aussi divers nécessitent des investigations particulières, notamment des adaptations fonctionnelles du haptéur, du tégument et physiologiques (Pariselle et al., 1991).

La classe des Monogenea est subdivisée en deux sous-classes : les Monopisthocotylea Odhner, 1912 et les Polyopisthocotylea Odhner, 1912 qui se distinguent par la structure et l'armature du haptéur, la morphoanatomie de l'appareil génital, le mode de nutrition, la morphologie et l'anatomie de l'oncomiracidium (Euzet & Combes 2003 in Tazerouti, 2007).

Le **tableau 2** et la **figure19** résument leurs principaux caractères distinctifs. Toutefois, les données de la spermatogenèse (Justine et al., 1998) et de la phylogénie moléculaire (Whittington & Cribb, 2001) vont à l'encontre de l'union des deux sous classes dans la classe des Monogenea.

Tableau 2 : caractères distinctifs des Monopisthocotylea et des Polyopisthocotylea (Rhode, 2005).

	S/c des Monopisthocotylea	S/c des Polyopisthocotylea
Hapteur	*Absence de métamorphose au cours du développement post larvaire.	*Véritable métamorphose au cours du développement post larvaire.
	*Simple, muni d'une seule pièce et comportant une ou deux paires de crochets.	*Complexe, très développé avec ventouses, pinces et crochets.
Cavité buccale	*Non entourée d'une ventouse.	*Entourée par une ou deux ventouses.
Appareil génital	*Testicule unique chez la majorité.	*Testicules nombreux post ovariens.
	*Pénis souvent avec des pièces accessoires sclérifiées.	*Pénis souvent armé d'épines ou de crochets.
	*Canal génito-intestinal généralement absent.	*Canal génito-intestinal présent.
	*Utérus court et ne renferme qu'un seul œuf.	*Utérus allongé et renferme un nombre élevé d'œufs, mais peut exceptionnellement ne contenir qu'un seul œuf.
Larve = Oncomiracidium	*L'oncomiracidium se fixe d'abord sur le corps de l'hôte et gagne secondairement les branchies.	*L'oncomiracidium gagne directement le microbiote branchial par le courant d'eau respiratoire buccal.
Nutrition	*La majorité se nourrit de mucus et de cellules épithéliales cutanées.	* Hématophage



A: Monopisthocotylea d'après Ayadi et al. (2017).

B: Polyopisthocotylea.

Le travail entrepris dans cette thèse concerne exclusivement les représentants de la sous-classe des Polyopisthocotylea. Nous en donnons brièvement certaines spécificités notamment concernant leur mode de nutrition et leur pathologie.

➤ **mode de nutrition**

Les Polyopisthocotylea sont pour la quasi-totalité hématophages à l'exception de *Concinnocotyla australis* Pichelin, Whittington & Pearson 1991 du dipneuste australien, *Neoceratodus forsteri* (Krefft, 1870) (Kearn, 2004). Ce mode de nutrition se traduit par la présence de pigments sphériques bruns foncés à noirs (Kearn, 2004) dans la lumière intestinale et dans les cellules qui tapissent l'intestin de ces parasites (Llewellyn, 1954) ou encore par la présence d'un contenu rouge, indiquant l'ingestion du sang de l'hôte (Kearn, 2004). Ces pigments rarement observés chez les Monopisthocotylea correspondent à l'hématine, un résidu indigeste dérivé de la digestion de l'hémoglobine du sang (Llewellyn, 1954)

Selon Bovet (1967 *in* Kearn, 2004), l'absorption du sang se fait en 4 étapes:

- la bouche s'applique sur la lamelle branchiale ;
- les ventouses buccales effectuent des rotations, aspirent les tissus et maintiennent le parasite en position attaché ;
- le pharynx fait saillie et rompt l'épithélium branchial ;
- et le sang est enfin ingéré par des contractions péristaltiques des muscles pharyngés.

Les sécrétion des glandes pré-pharyngiennes seraient responsables de cette activité hémolytique (Halton *et al.*, 1974 *in* Kearn, 2004). De plus, une connexion tubulaire unique existe chez les Polyopisthocotylea exclusivement à savoir le canal génito-intestinal, établissant lien entre l'intestin et le système reproducteur (Kearn, 2001).

Le déchet intracellulaire de la digestion de l'hémoglobine (l'hématine) est éliminé par la bouche et ce en l'absence de l'anus. Cette élimination par la bouche a été observée *in vivo* chez les adultes de *Diclidophora merlangi* (Kuhn, 1829) Krøyer, 1838(Llewellyn, 1954).

➤ **pathologie**

Contrairement aux Monopisthocotylea, dont la fixation se fait par un ancrage assuré par les crochets qui percent les tissus de l'hôte, les Polyopisthocotylea utilisent des pinces qui saisissent les tissus de ce dernier ce qui les rend peu pathogènes. Toutefois, et en raison de leur régime hématophage, les Polyopisthocotylea peuvent induire de nombreux effets pathologiques tels que : anévrismes, hémorragies, anémie (Clarke III *et al.*, 2012), hypersécrétion de mucus, hyperplasie épithéliale et fusion des filaments branchiaux altérant

ainsi leur fonctionnement (Foin, 2005) et conduisant à une réduction ou cessation totale des échanges gazeux et par conséquent potentiellement la mortalité de l'hôte (Kearn, 2004; Rubio-Godoy, 2007).

Actuellement on estime entre 4000 et 5000 le nombre d'espèces de Monogènes connues dans le monde (Reed et *al.* 2012 *in* Ayadi 2017) parmi lesquelles environ 1000 espèces de Polyopisthocotylea ont été décrites (Whittington & Cribb, 2001) et dont 51 espèces ont été citées dans le bassin Méditerranéen (Strona, 2005)

Dans le cadre de ce travail, nous nous sommes intéressées à l'étude exclusive des Polyopisthocotylea parasites des Téléostéens du littoral algérien.

II. Méthodes d'études des Monogenea Polyopisthocotylea

1. Microhabitats parasites

La récolte des Monogènes Polyopisthocotylea ectoparasites qui font l'objet de cette étude a été effectuée au niveau des branchies et de la cavité buccale.

1.1. Branchies

Les branchies sont des structures logées sous les opercules dans la chambre branchiale au niveau de la tête du poisson (**fig. 20**). Elles assurent les échanges gazeux chez les animaux aquatiques (Gilles & Ancil, 2006).

Chaque branchie est constituée de deux lames, composées de nombreux filaments branchiaux. Ces filaments portent transversalement de très fines lamelles branchiales. La branchie est soutenue par un os appelé l'arc branchial armé de plusieurs rangées de petites expansions osseuses dites branchiospines. (Genten *et al.*, 2011).

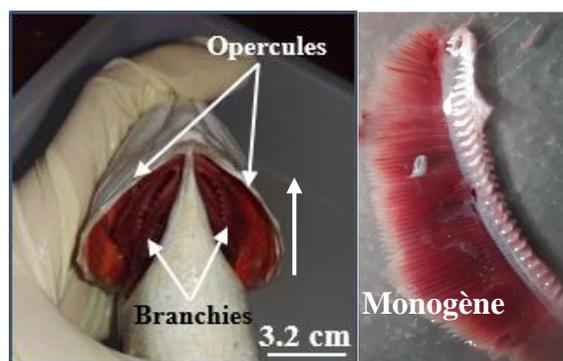


Figure 20 : structure d'une branchie d'un poisson Téléostéen.

1.2. Cavité buccale

Certains parasites ont été trouvés sur la surface dorsale des Isopodes qui occupent la cavité buccale du poisson (**fig. 21**).

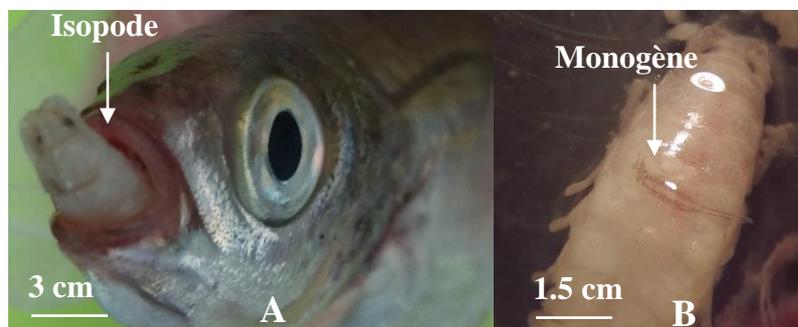


Figure 21 : Isopode de la cavité buccale.

A : Isopode.

B : Monogène sur la face dorsale de l'Isopode.

2. Récolte des parasites

Pour la récolte des parasites, l'opercule est découpé de chaque côté de la tête, les arcs branchiaux sont ensuite détachés par deux incisions dorsale et ventrale et placés dans des boîtes de pétri contenant de l'eau de mer.

L'examen des branchies consiste en une observation minutieuse de la cavité buccale et des filaments branchiaux. Les Monogenea sont délicatement détachés à l'aide d'une aiguille entomologique montée où à l'aide d'un pinceau fin, ou encore sous l'effet d'un jet d'eau de mer. Ceux qui sont détachés spontanément des branchies après la dissection sont prélevés également.

3. Étude morpho-anatomique des Monogenea

3.1. Aplatissement et conservation des Monogenea

Les parasites sont aplatis entre lame et lamelle dans une goutte d'éthanol 70, ensuite conservés dans des piluliers étiquetés où sont notées les références de chaque poisson (nom, lieu et date de récolte de l'hôte).

3.2. Coloration et montage

Les parasites conservés dans l'alcool 70° sont colorés au Carmin acide acétique ou au Carmin boracique, pendant une durée variable selon leur taille. Les Monogènes sont ensuite différenciés à l'éthanol 70° acidifié par quelques gouttes d'acide chlorhydrique. Ils sont ensuite déshydratés dans trois bains successifs d'éthanol à degrés croissants (70°, 96°, 100°) et éclaircis dans l'Eugénol (essence de girofle) puis montés entre lame et lamelle au baume de Canada. Les préparations obtenues sont déposées dans une étuve à 60° pour accélérer leur séchage.

3.3. Dessin, mensurations et dénombrement

Les parasites fixés sont dessinés et mesurés à l'aide d'un microscope muni d'un tube à dessin (ZEISS Axioskop). Les dessins sont repris avec Adobe Illustrator CS5.

La morphoanatomie de certains spécimens a été étudiée au microscope à contraste interférentiel (Nomarski), à l'ISYEB au Muséum National d'Histoires Naturelles, France et dont le fonctionnement repose sur un principe différent de celui du microscope à contraste de phase. Lors de ces observations, un premier système optique dédouble le faisceau lumineux avant qu'il ne traverse l'objet et un second fait interférer les deux, produisant un contraste artificiel très marqué là où les rayons sont déphasés. À l'observation, l'image est essentiellement en noir et blanc et les différentes structures apparaissent bordées de blanc

d'un côté et de noir de l'autre, induisant une impression de relief facilitant ainsi l'observation et la description des structures et/ou organes superposés (Sauer & Surrel, 2018).

Les mensurations sont indiquées en micromètres (μm) sous forme de moyenne (minimum-maximum). L'ensemble des mensurations prises est :

- longueur et largeur du corps ;
- longueur du hapter ;
- longueur des hamuli ;
- longueur et largeur des pinces ;
- longueur et largeur de l'atrium génital mâle,
- distance entre l'atrium génital et l'extrémité antérieure ;
- longueur et la largeur du pharynx ;
- longueur et la largeur des ventouses orales ;

Les mensurations de l'atrium génital, de la distance entre l'atrium génital et l'extrémité antérieure sont celles proposées par Maillard et Noisy (1979) (**fig. 22**).

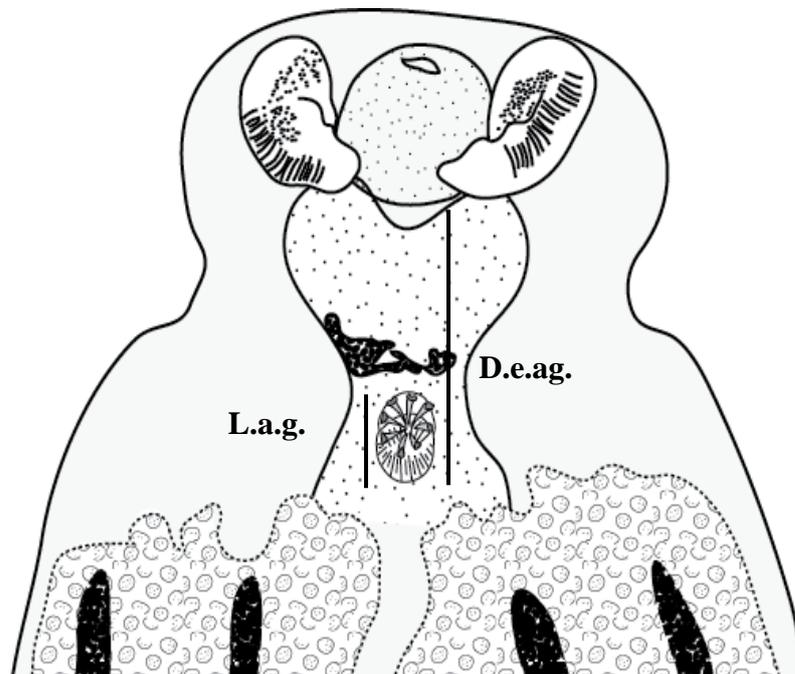


Figure 22 : mensurations d'un Polyopisthocotylea d'après Maillard et Noisy (1979).

L.a.g. : longueur de l'atrium génital. **D.e.ag.** : distance extrémité antérieure- atrium génital-

Nous avons mesuré les pinces et les crochets (**fig. 23**) selon la méthode préconisée par Maillard et Noisy (1979).

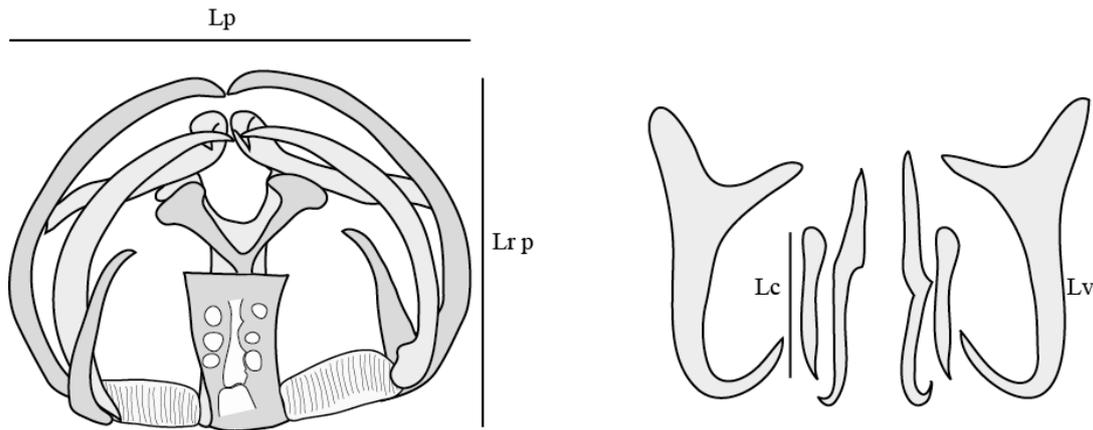


Figure 23 : mensurations des crochets et d'une pince des Polyopisthocotylea d'après Maillard et Noisy (1979).

Lv : longueur du crochet ventral. **Lc** : longueur des uncinuli. **Lp** : longueur des pinces. **Lr p** : largeur des pinces.

L'ensemble des dénombrements concernent les pinces, les testicules ainsi que les épines et les crochets de l'atrium génital.

3.4. Nomenclature

Afin de désigner les pièces sclérifiées des pinces du type *Microcotyle* van Beneden & Hesse, 1863, nous avons adopté la terminologie proposée par Euzet & Marc (1963) (**fig. 24**).

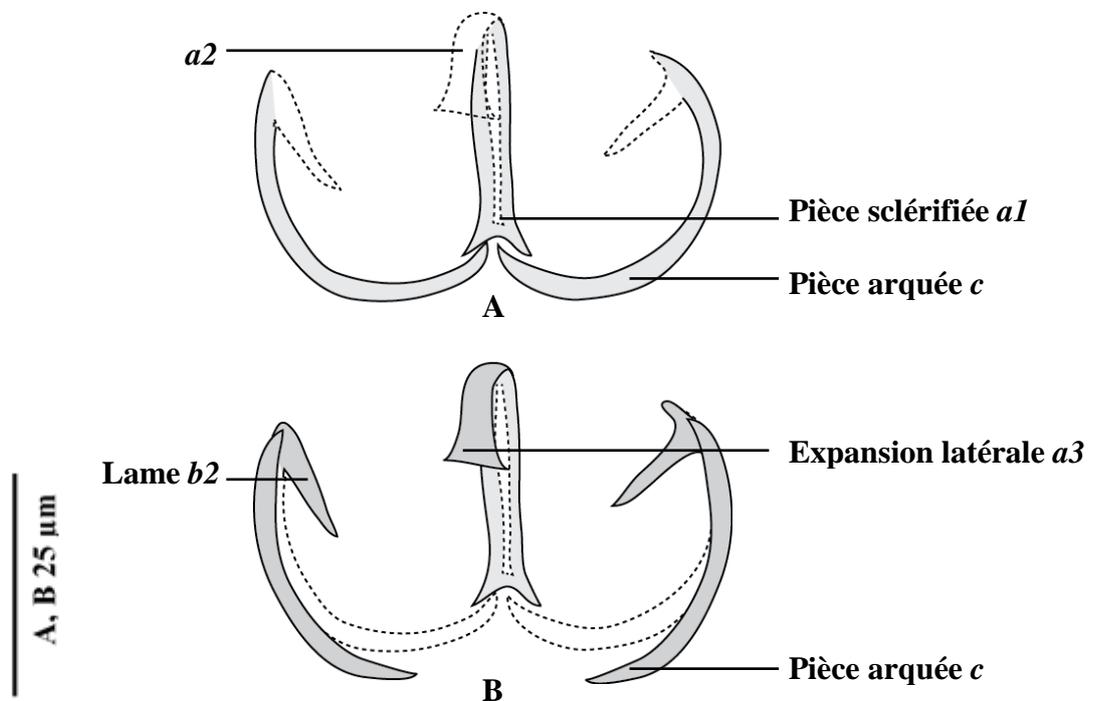


Figure 24: nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces du type *Microcotyle* d'après Euzet & Marc (1963)

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Chez *Intracotyle* Mamaev, 1970, *Cemocotyle* Sproston, 1946 et *Zeuxapta* Unnithan, 1957 ; pour nommer les pièces sclérifiées des pinces nous avons retenu la terminologie suggérée par Euzet & Ktari (1970) (**fig. 25**).

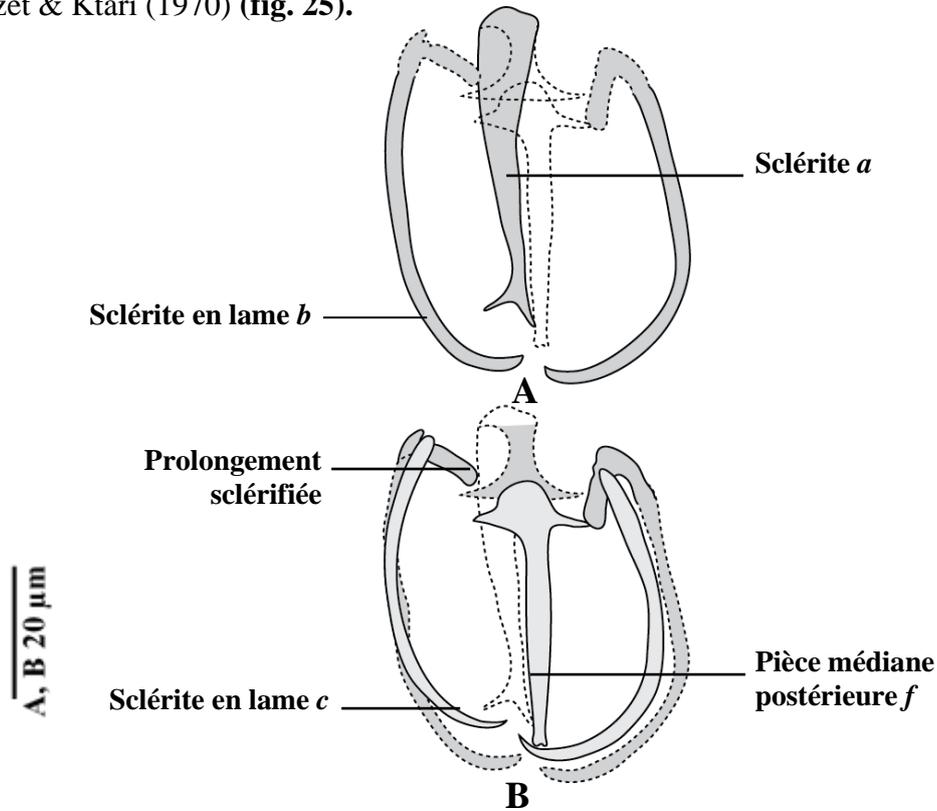


Figure 25 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez *Intracotyle*, *Cemocotyle* et *Zeuxapta* d'après Euzet & Ktari (1970).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.
B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Chez *Cyclocotyla* Otto, 1823 ; nous avons suivi la terminologie adoptée par Euzet & Trilles (1961) pour la description des pinces (**fig. 26**).

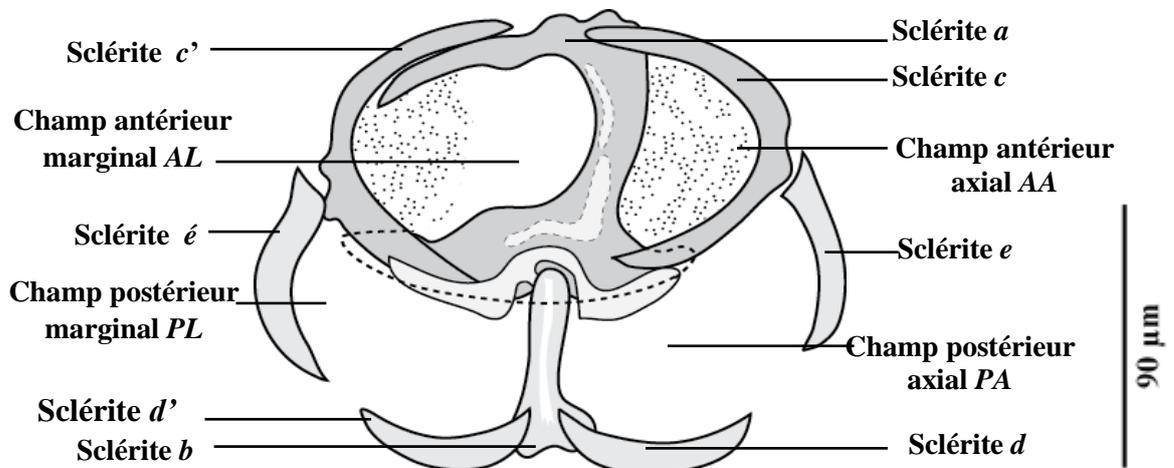


Figure 26 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez *Cyclocotyla* d'après Euzet & Trilles (1961)

Chez les *Flexophora* Euzet & Prost, 1962 ; nous avons adopté la terminologie établie par Euzet & Prost (1962) pour la description des pinces (**fig. 27**) et des crochets de la languette haptoriale (**fig. 28**).

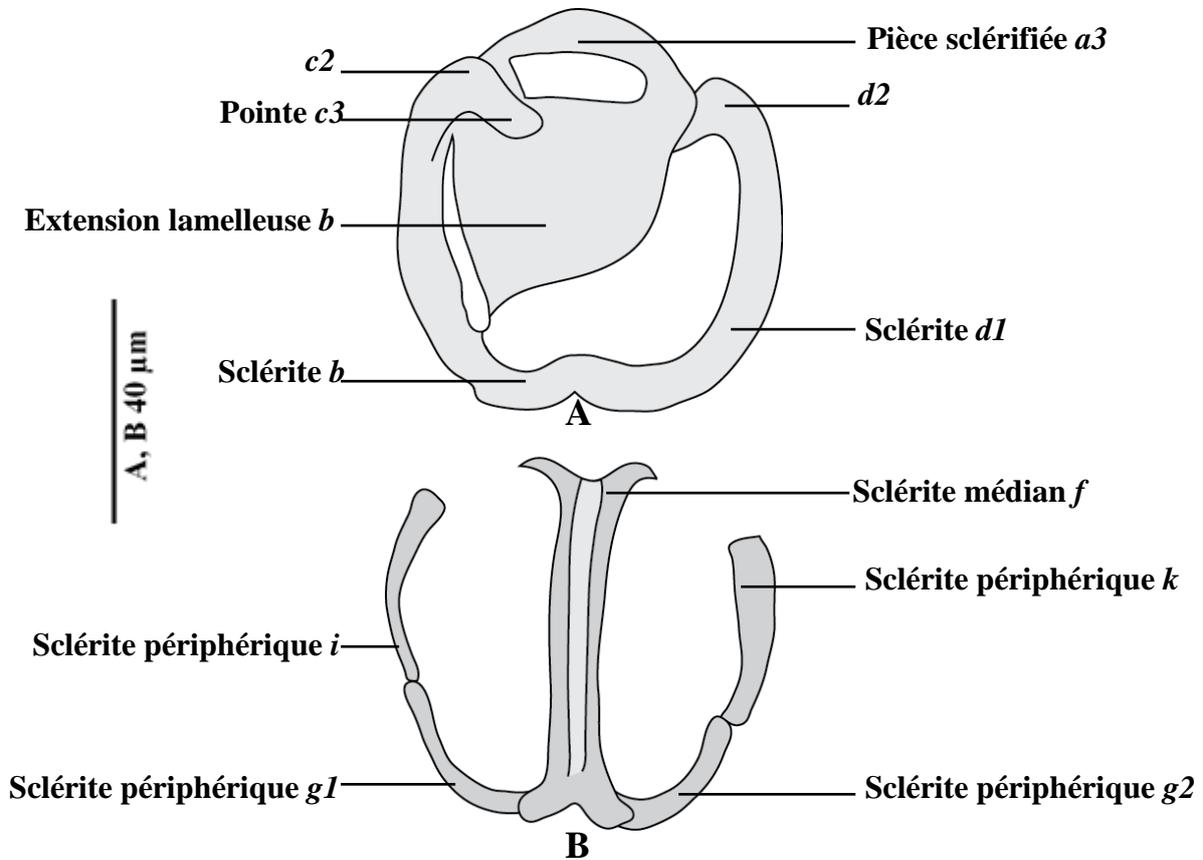


Figure 27 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez *Flexophora* d'après Euzet & Prost, 1962.

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.
B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

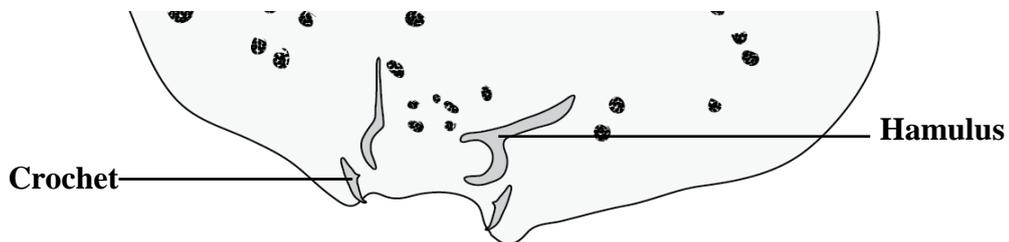


Figure 28 : nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez *Flexophora* d'après Euzet & Prost, 1962.

Afin d'unifier la nomenclature des pièces sclérifiées des Gastrocotylidae, nous avons proposé une nouvelle nomenclature en suivant celle de Euzet & Marc (1963) chez les Microcotylidae (Marc & Euzet, 1963) (**fig. 29**).

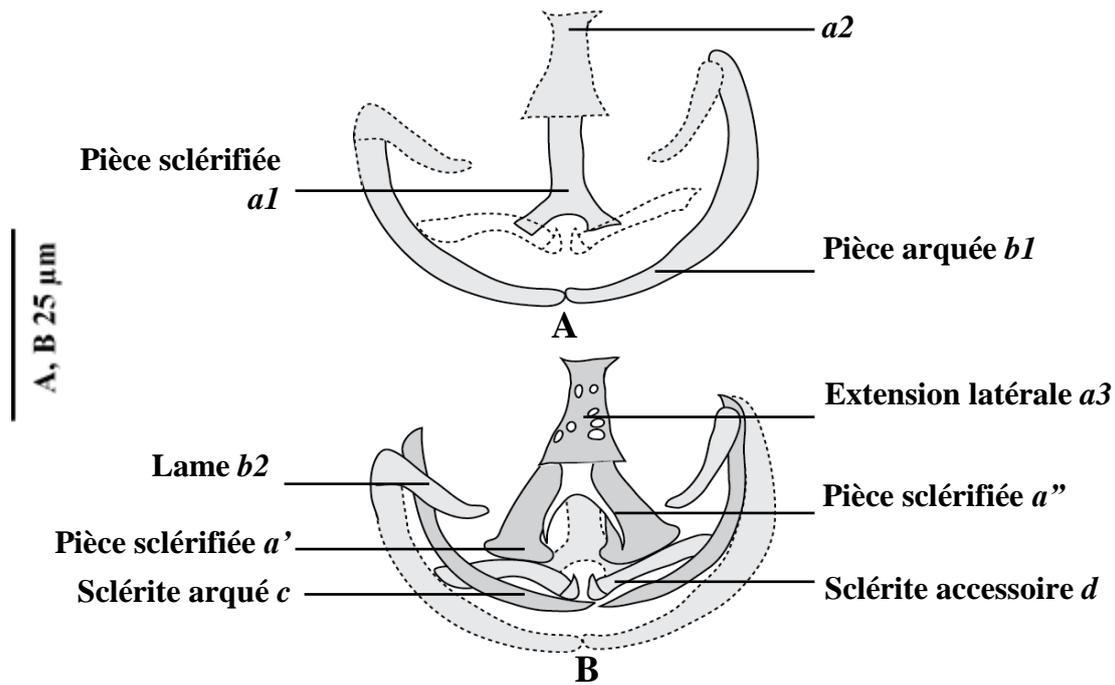


Figure 29 : nomenclature proposée pour les pièces sclérifiées des pinces du type *Gastrocotyle*.

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Dans le genre *Axine* Abildgaard, 1794 ; nous avons préconisé la terminologie établie par Euzet & Lopez-Roman (1973) pour nommer les pièces sclérifiées des pinces du genre *Axine*(**fig. 30**) et les crochets de la languette haptoriale (**fig. 31**).

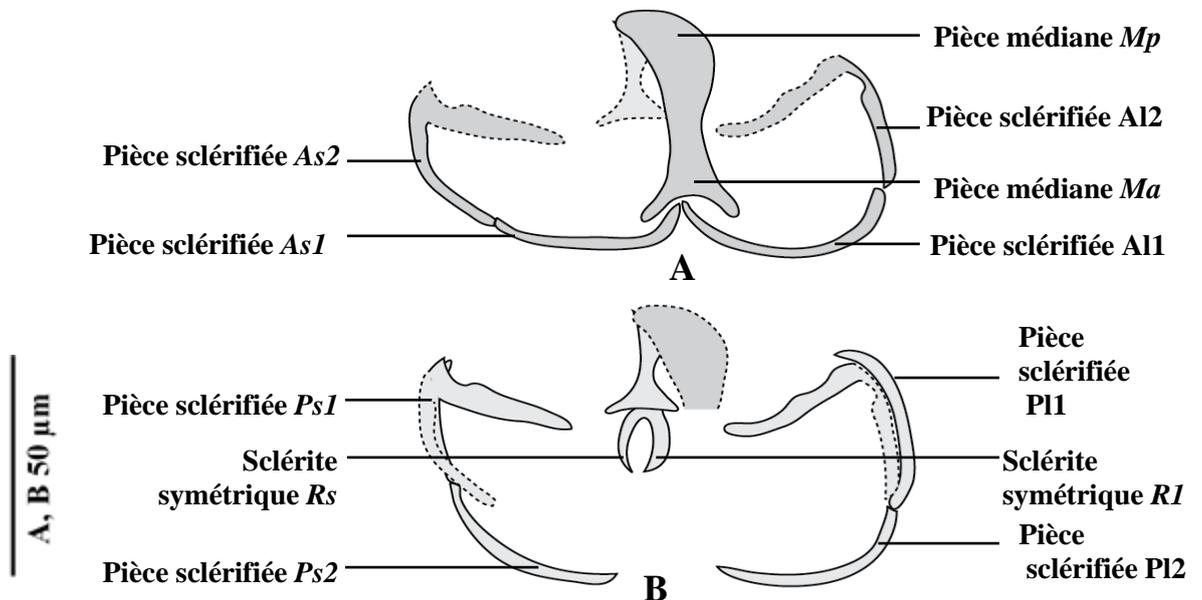


Figure 30: nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez *Axine* d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

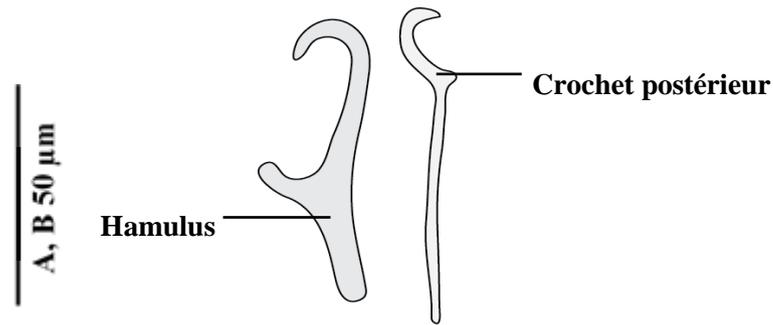


Figure 31: nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez *Axine* d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).

Chez les Chauhaneidae du genre *Cotyloatlantica* Bravo-Hollis, 1984 ; la terminologie adoptée pour la description des pièces sclérifiées des pinces est celle définie par Bravo-Hollis (1984) (**fig. 32**).

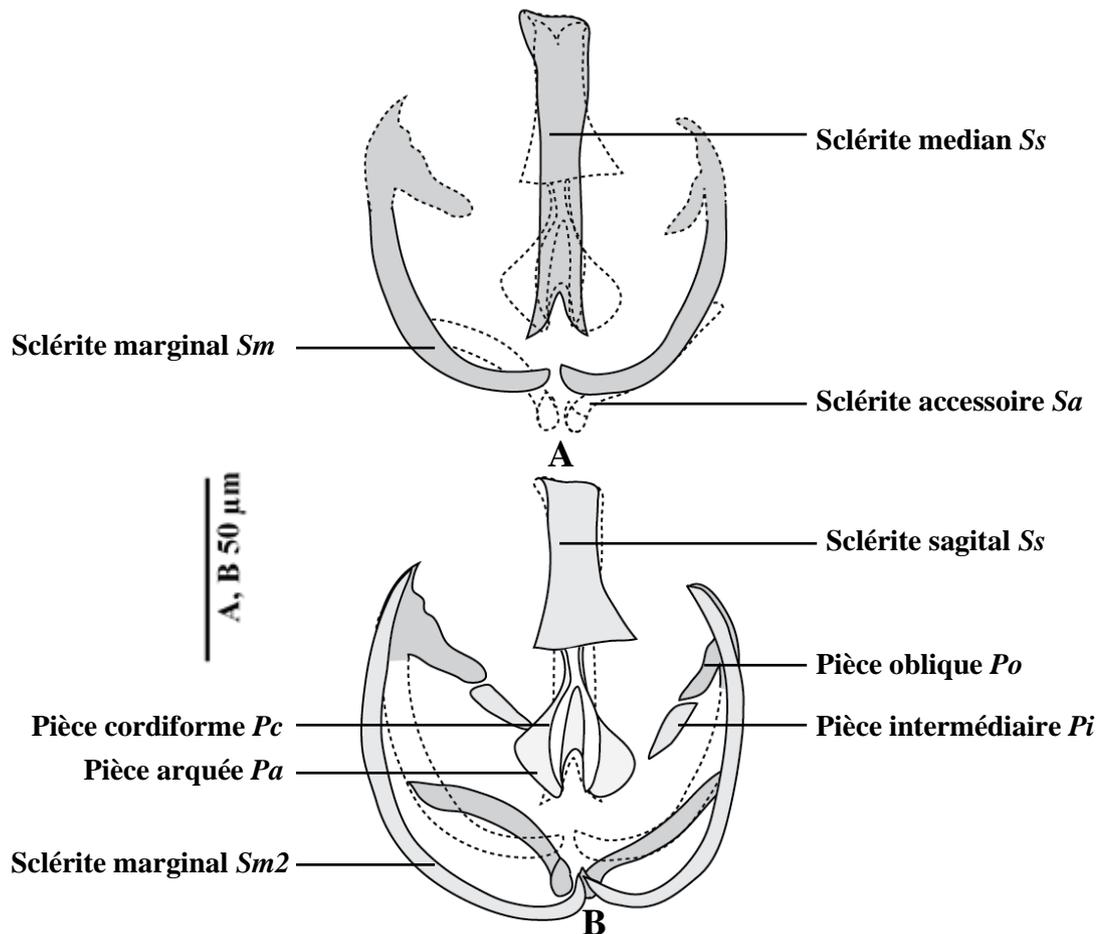


Figure 32 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées du hapter chez *Cotyloatlantica* d'après Bravo-Hollis (1984).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Chez les Discocotylidae du genre *Anthocotyle* van Beneden & Hesse, 1863, pour la description des pinces, nous avons adopté la nomenclature de Seridi (2008) que nous avons modifiée (**fig. 33**). Pour désigner les divers crochets de la languette haptorale, nous avons suivi la terminologie proposée par Radujkovic & Euzet (1989) (**fig. 34**). .

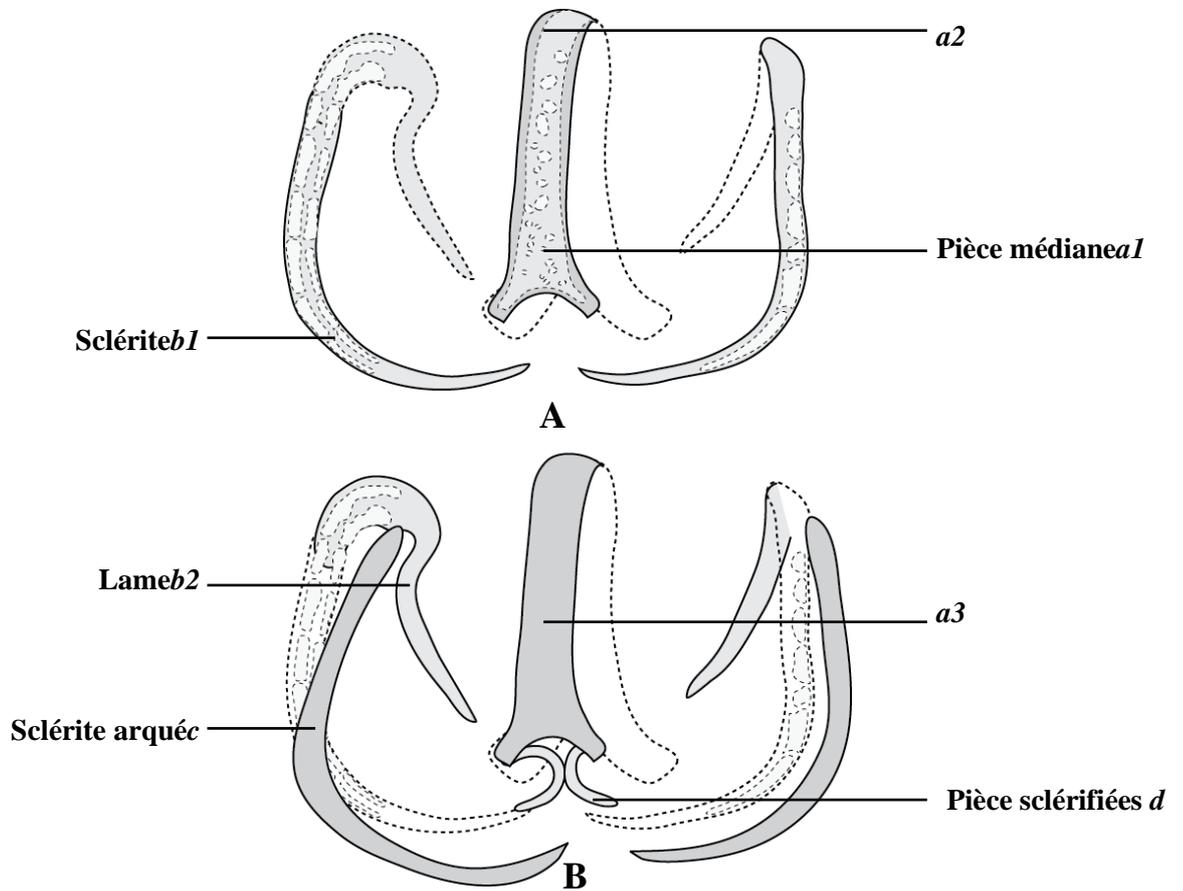


Figure 33: nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces chez *Anthocotyle* d'après Seridi (2008) (modifiée).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

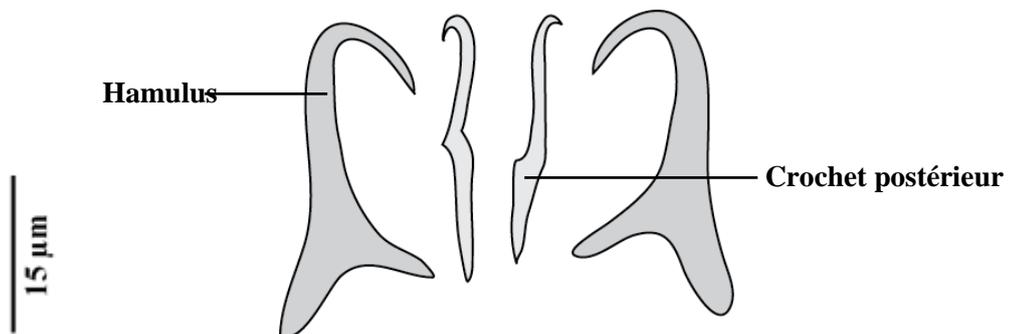


Figure 34 : nomenclature utilisée pour les crochets de la languette haptoriale chez *Anthocotyle* d'après Radujkovic & Euzet (1989).

Chez les *Pyragraphorus* Euzet et Ktari, 1970 ; afin de désigner les diverses pièces sclérifiées des pinces de la série postérieure (**fig. 35**) et antérieure (**fig. 36**), nous avons adopté la terminologie proposée par Euzet et Ktari (1970).

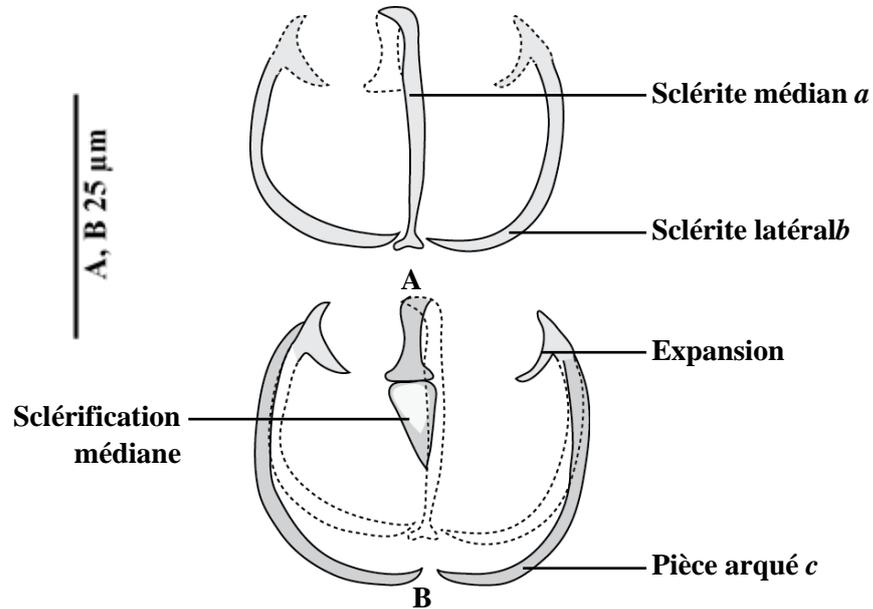


Figure 35 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces postérieures chez *Pyragraphorus* d'après Euzet et Ktari (1970).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.
B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

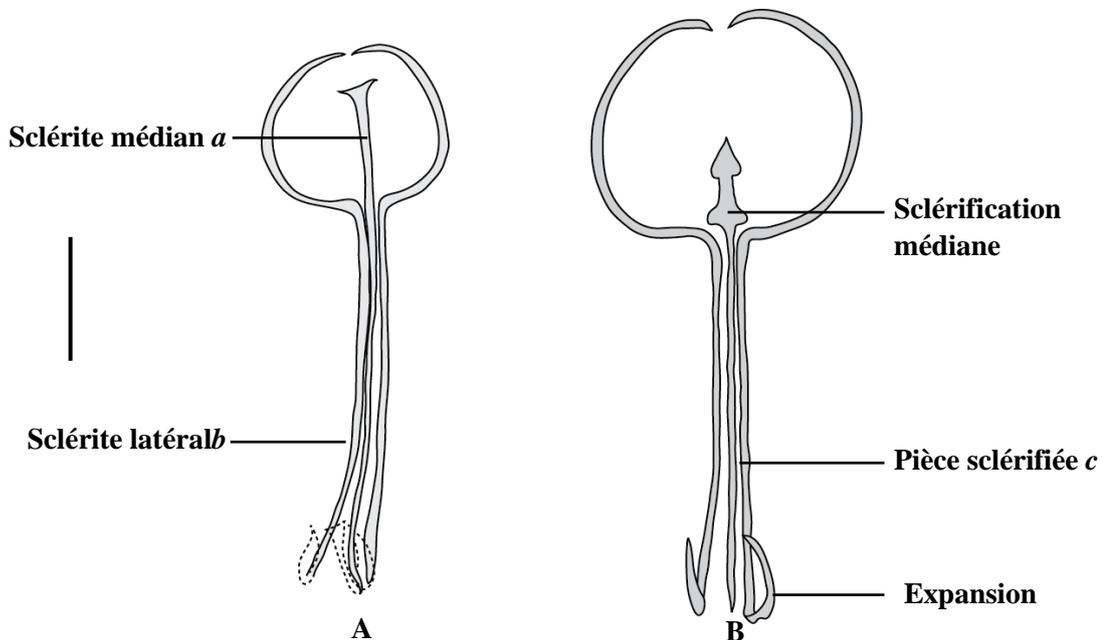


Figure 36 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces antérieures chez *Pyragraphorus* d'après Euzet et Ktari (1970).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.
B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Chez *Rhinecotyle* Euzet et Trilles, 1960 ; pour nommer les pièces sclérifiées des pinces postérieures (**fig. 37**) et antérieures (**fig. 37**), nous avons retenu la terminologie définie par Euzet et Trilles (1960).

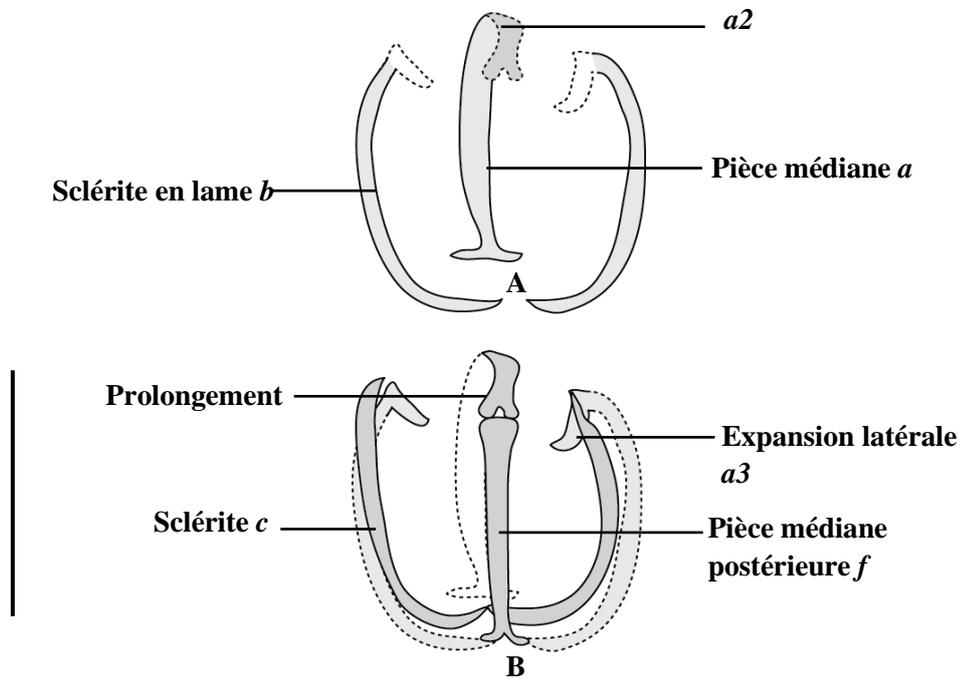


Figure 37: nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces antérieures chez *Rhinecotyle* d'après Euzet et Trilles (1960).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

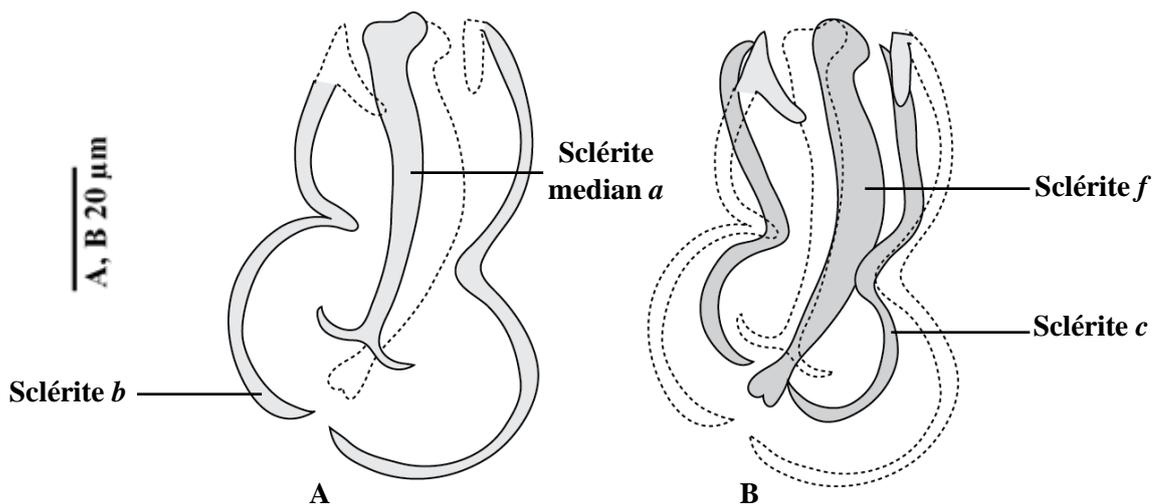


Figure 38 : nomenclature utilisée pour les pièces sclérifiées des pinces postérieures chez *Rhinecotyle* d'après Euzet et Trilles (1960).

A : sclérites de la mâchoire antérieure de la pince.

B : sclérites de la mâchoire postérieure de la pince.

Chez *Microcotyle* nous avons adopté la nomenclature utilisée par Euzet & Marc (1963) pour décrire l'atrium génital (**fig. 39**).



Figure 39 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital de *Microcotyle* d'après Euzet & Marc (1963).

Chez *Intracotyle*, nous avons utilisé la nomenclature proposée par Euzet & Ktari (1970) pour désigner l'organisation des épines de l'atrium génital (**fig. 40**).

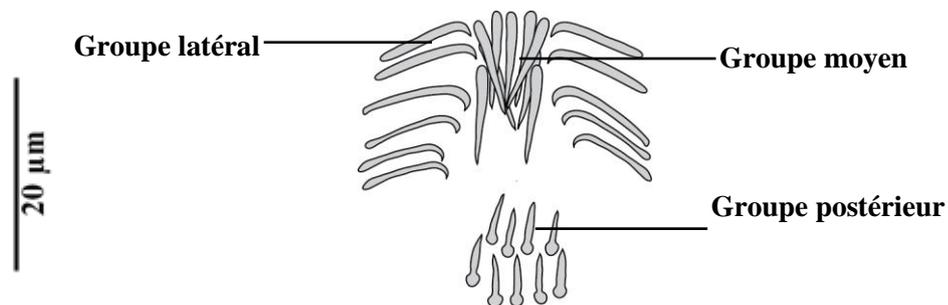


Figure 40 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital d'*Intracotyle* d'après Euzet & Ktari (1970).

Chez les Dicliphoridae Cerfontaine, 1941 ; nous avons utilisé la nomenclature proposée par Euzet et Prost (1962) pour décrire les constituants de l'atrium génital (**fig. 41**).

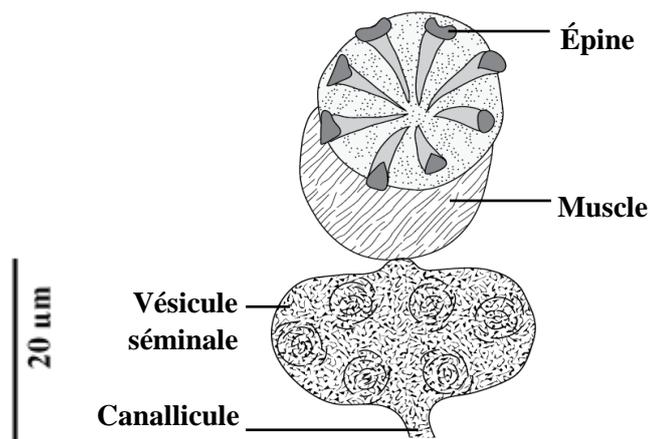


Figure 41 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital des Dicliphoridae d'après Euzet et Prost (1962).

Chez les Gastrocotylidae, nous proposons la nomenclature suivante pour définir les constituants de l'organe copulateur mâle (**fig. 42**).

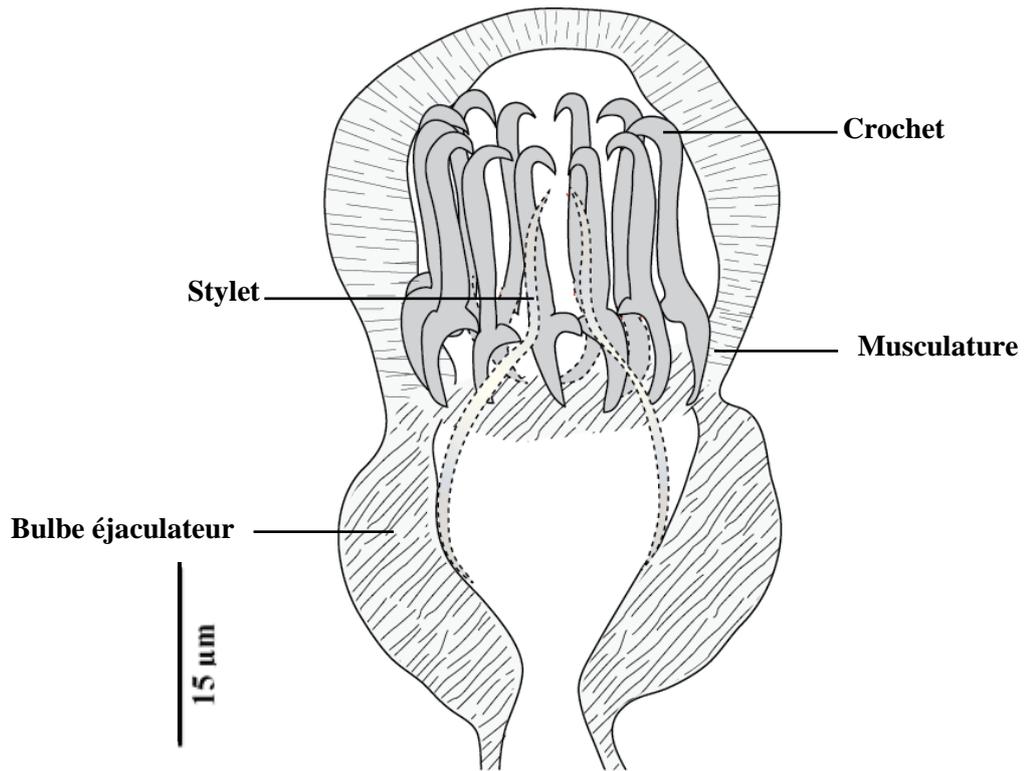


Figure 42 : nomenclature proposée pour l'organe copulateur mâle des Gastrocotylidae. Dans le genre *Axine*, nous avons retenu la terminologie préconisée par Radujkovic & Euzet (1989) pour décrire l'atrium génital (**fig. 43**).

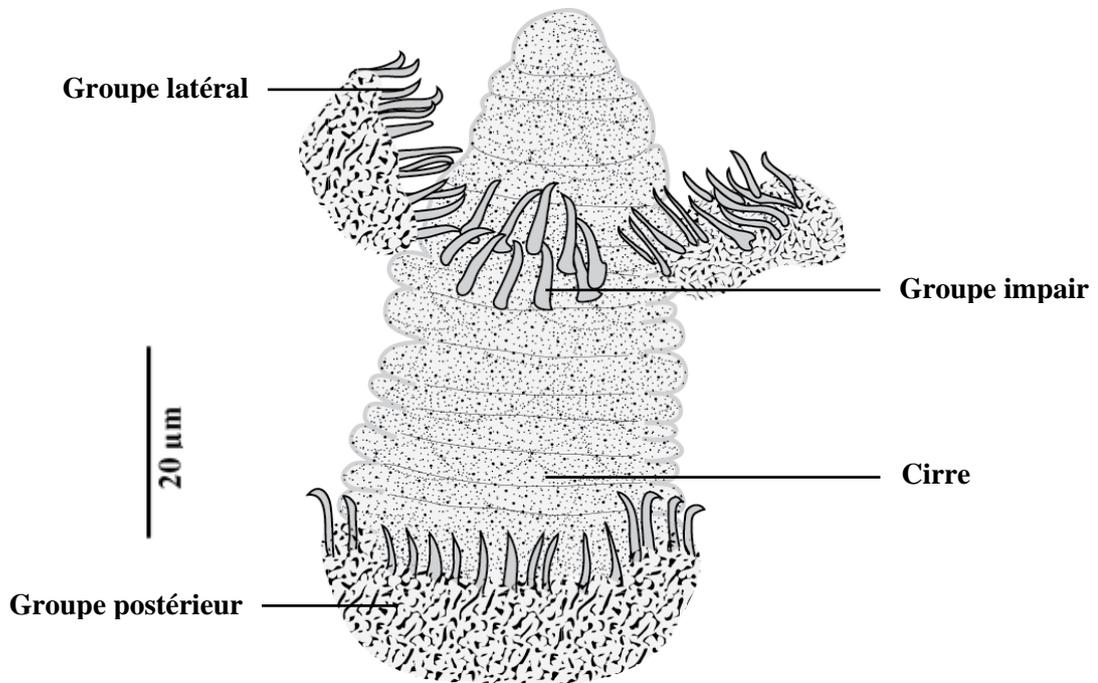


Figure 43 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital d'*Axine* d'après Radujkovic & Euzet (1989). Chez *Cemocotyle* nous avons adopté la nomenclature utilisée par Dillon & Hargis (1965) pour décrire l'atrium génital (**fig. 44**).

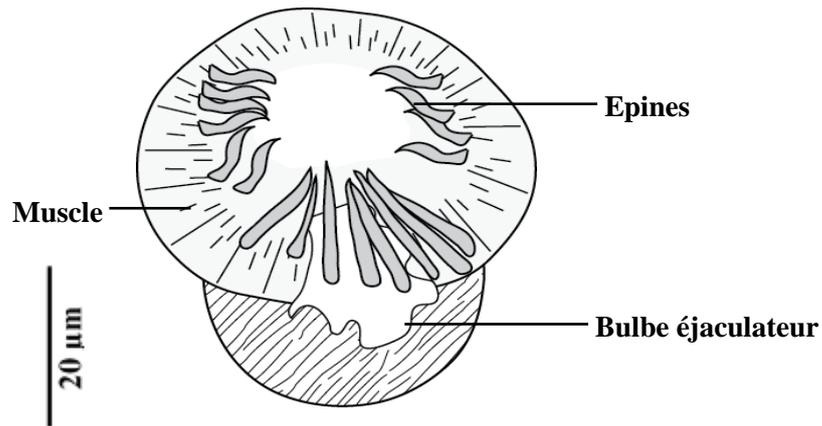


Figure 44 : nomenclature préconisée pour l'atrium génital de *Cemocotyle* d'après Dillon & Hargis (1965).

Nous avons suivi la nomenclature proposée par Rohde (1978) pour décrire l'organe copulateur mâle de *Zeuxapta* (**fig. 45**).

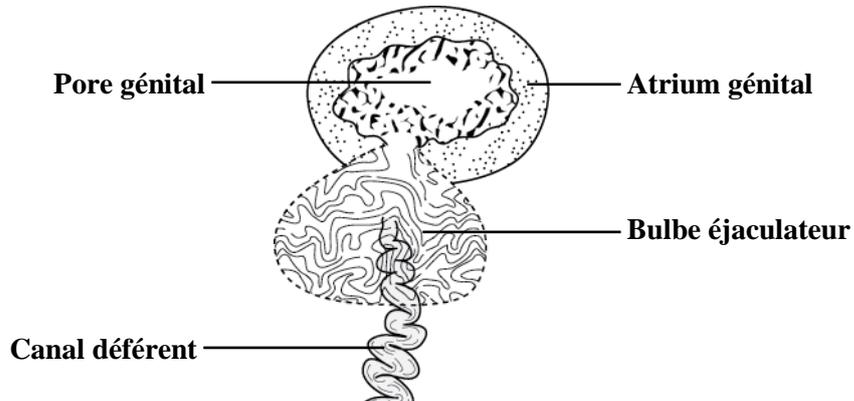


Figure 45: nomenclature préconisée pour l'atrium génital de *Zeuxapta* d'après Rohde (1978).

Chez *Cotyloatlantica*, nous avons adopté la nomenclature proposée par Euzet et Trilles (1960) pour décrire les ouvertures génitales (**fig. 46**).

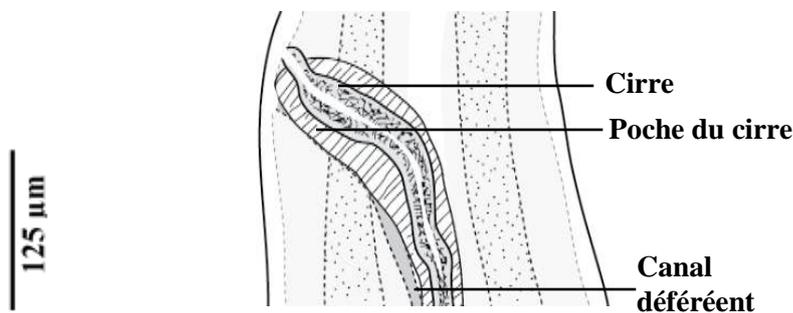


Figure 46 : nomenclature utilisée pour les ouvertures génitales de *Cotyloatlantica* d'après Euzet et Trilles (1960).

Chez *Anthocotyle*, nous avons retenu la nomenclature telle que établie par Radujkovic & Euzet (1989) pour décrire l'atrium génital (**fig. 47**).

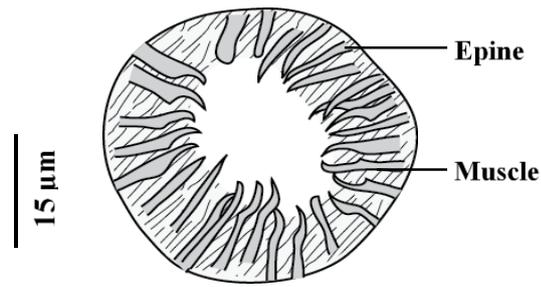


Figure 47 : nomenclature utilisée pour l'atrium génital d'*Anthocotyle* d'après Radujkovic & Euzet (1989).

Chez *Pyragraphorus*, pour désigner les constituants de l'organe copulateur mâle et du vagin, nous avons retenu la terminologie fournie par Euzet et Ktari (1970) (**fig. 48**).

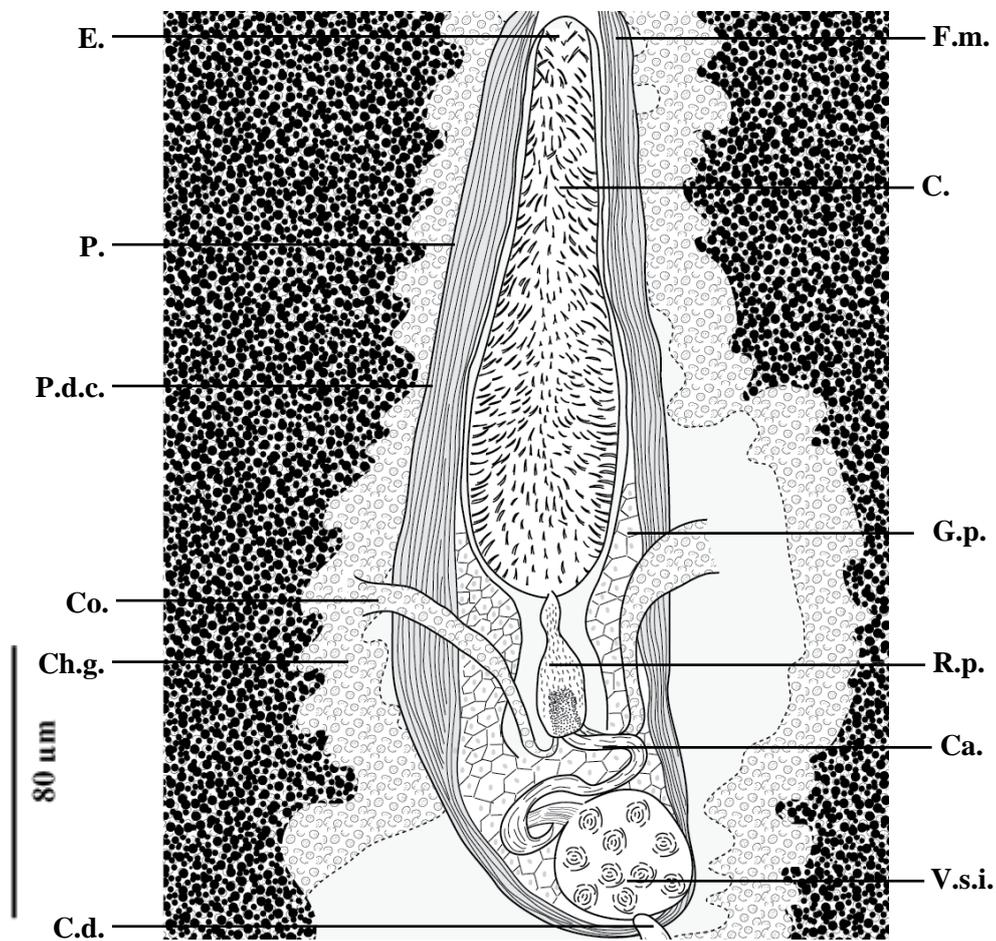


Figure 48 : nomenclature utilisée pour l'organe copulateur mâle de *Pyragraphorus* Euzet et Ktari (1970).

F.m. : fibres musculaires. **C.** : cirre. **G.p.** : glandes prostatiques. **R.p.** : réservoir prostatique. **Ca.** : Canal. **V.s.i.** : vésicule séminale interne. **E.** : épine. **P.** : paroi. **P.d.c.** : poche du cirre. **Co.** : conduit. **Ch.g.** : champ glandulaire. **C.d.** : canal déférent.

Chez *Rhinecotyle*, nous avons adopté la nomenclature utilisée par Euzet et Trilles (1970) pour décrire les ouvertures génitales (**fig. 49**).

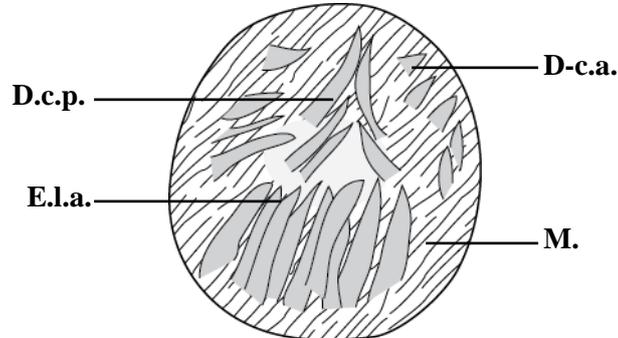


Figure 49: nomenclature utilisée pour l'atrium génital de *Rhinecotyle* d'après Euzet et Trilles (1970).

D.c.a. : Demi-cercle antérieure. **D.c.p.** : Demi-cercle postérieure. **E.l.a.** : épines de la lumière atriale. **M.** : muscle.

Afin décrire l'organisation du vagin chez *Axine* et *Pyragraphorus* nous avons suivi la nomenclature adoptée par Euzet & Lopez-Roman (1973) pour le premier (**fig. 50**) et celle d'Euzet et Ktari (1970) pour le second (**fig. 51**).

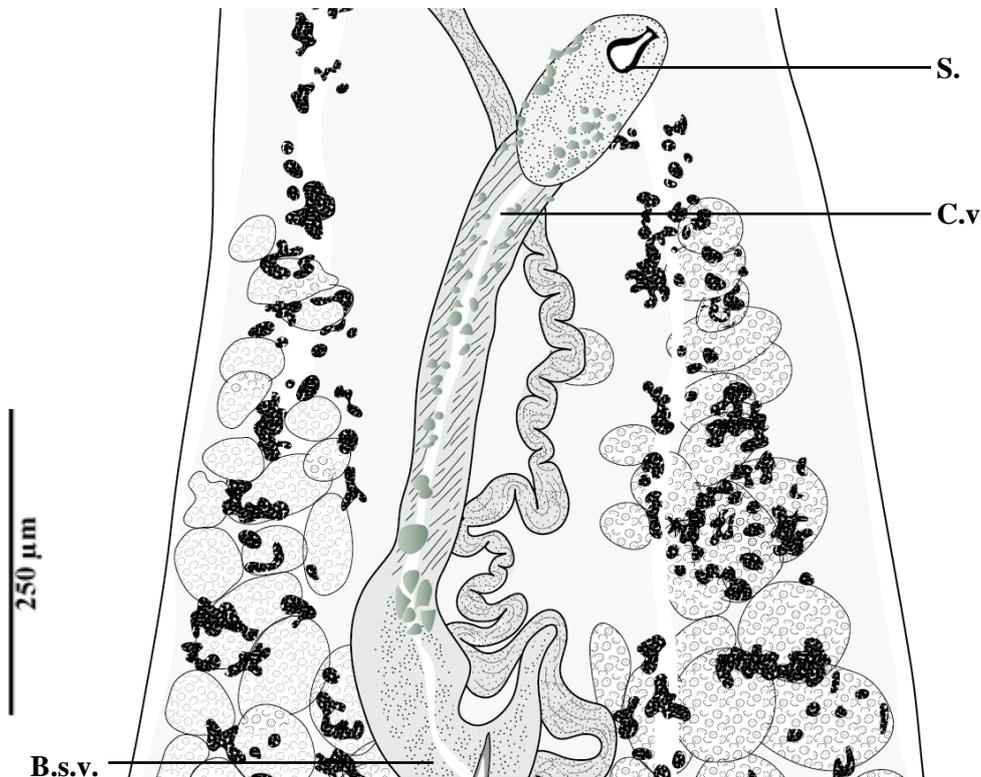


Figure 50 : nomenclature utilisée pour le vagin d'*Axine* d'après Euzet & Lopez-Roman (1973).

S. : sclérisation. **C.v.** : Canal vaginal. **B.s.v.** : Base sclérisée du vagin.

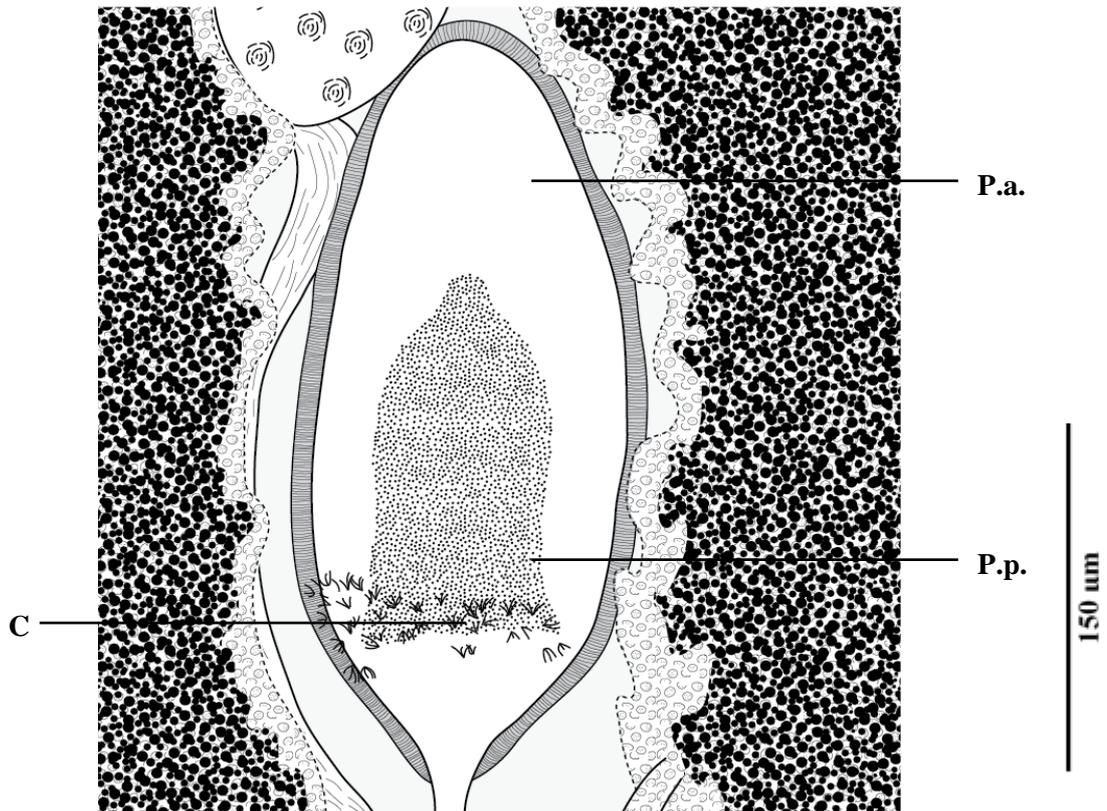


Figure 51 : nomenclature utilisée pour le vagin de *Pyragraphorus* d'après d'Euzet et Ktari (1970).

P.a. : partie antérieure. **P.p.** : partie postérieure. **C.** : cils.

4. Étude moléculaire par le barcoding : le Cytochrome Oxydase I (*COXI*)

L'identification morphologique de quelques espèces de monogènes ainsi que de leurs poissons hôtes a été vérifiée par la méthode de biologie moléculaire. Dans le cadre de cette étude, nous avons mis au point un nouveau protocole concernant la préparation des échantillons destinés à l'étude moléculaire et dont nous résumons les principales étapes ci-après :

Chaque Monogène Polyopisthocotylea est coupé en trois parties (**fig. 52**):

- partie antérieure contenant l'atrium génital ;
- partie postérieure contenant les testicules et le hapteur ;
- partie moyenne renfermant principalement l'ovaire et les vitelloductes.

Les deux premières parties sont montées entre lame et lamelle et déposées au Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, France (MNHN).

La partie moyenne est réservée à l'étude moléculaire.

Les différentes mensurations relatives à ces individus, ainsi que le nombre de pinces, de testicules, et des épines de l'atrium génital sont également notées.

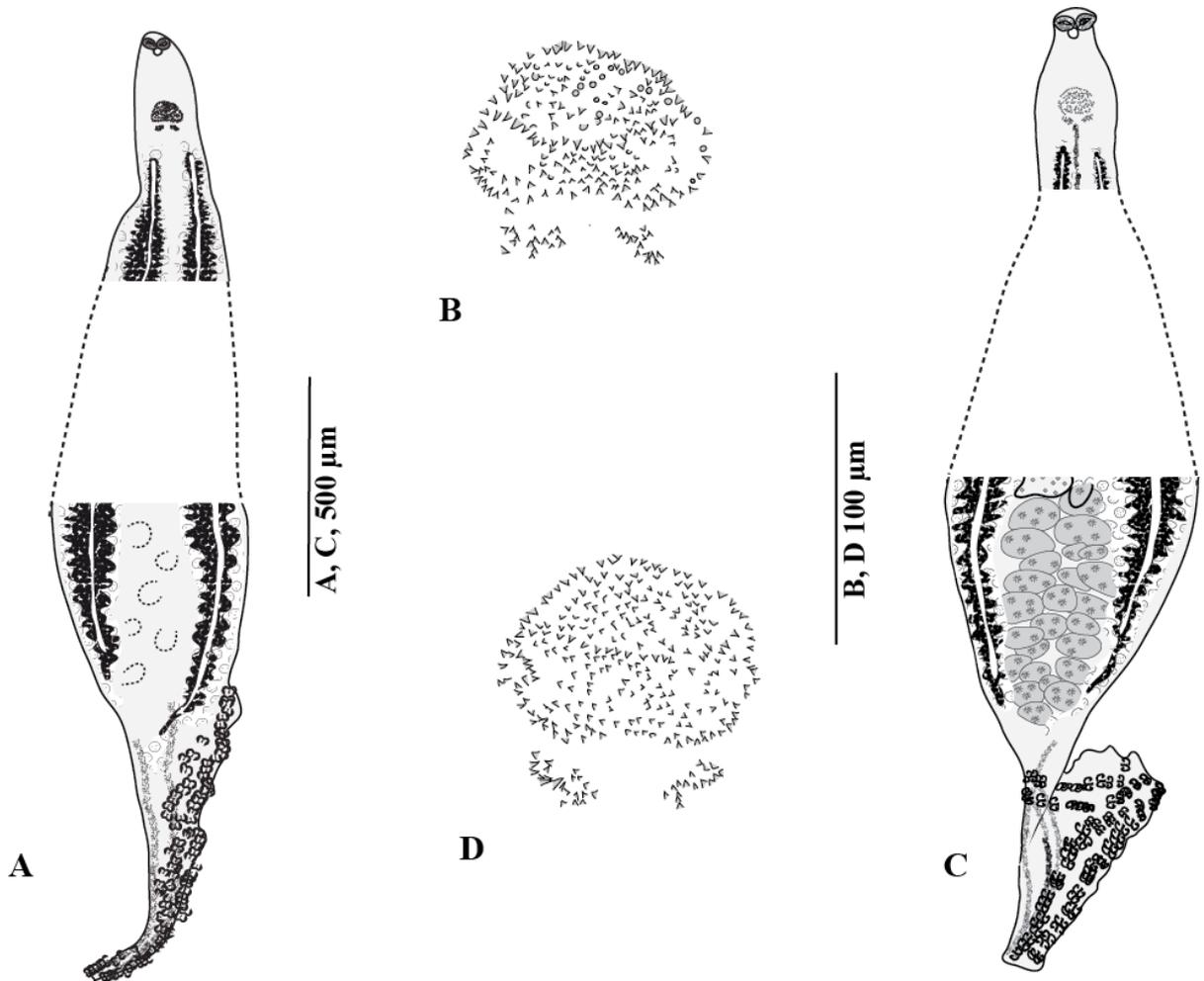


Figure 52: *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Justine, Gey & Tazerouti 2019 ; paratypes avec informations moléculaires associées.

A, B: Paratype MNHN HEL852 (numéro d'accèsion dans la banque des gènes: MK27653).

C, D: Paratype MNHN HEL851 (numéro d'accèsion dans la banque des gènes: MK27652).

Le choix du Cytochrome c Oxydase (*COXI*) a été dicté en grande partie par la nature de ce gène : il s'agit d'un gène mitochondrial ayant une grande variabilité génétique et utilisé régulièrement pour le barcoding et le métabarcoding notamment des Métazoaires Plathelminthes (Vanhove, 2013) ; par la disponibilité des bases de données telles que la banque des gènes (GenBank) et « The Barcode of Life Data Systems » (BOLD).

L'extraction de l'ADN et l'amplification par la technique de Réaction de Polymérase en Chaîne où «PCR» ont été réalisées sur la branchie du poisson sur lequel le parasite a été prélevé et un fragment du Monogène.

4.1. Les séquences *COXI* des Monogènes

L'ADN du parasite a été extrait à l'aide du Qiamp DNA microkit (QIAGEN) selon le protocole du fabricant. Une série de réactions de la PCR a été effectuée dans un mélange réactionnel de 20 µl. Les composants du mix sont indiqués dans le **tableau 3**.

Tableau 3: liste des produits du mix de la PCR avec leurs concentrations.

Produits	Concentration finale
PCR Buffer	1 X
MgCl ₂	3mM
dNTP	0.25µM
Amorce 1 (sens)	0, 15µM
Amorce 2 (anti-sens)	0, 15µM
Taq Polymérase	0,5U
ADN	1ng

Les amorces d'oligonucléotides utilisées pour la PCR sont des séquences de nucléotides spécifiques du fragment mitochondrial et correspondent à celles de Bowles *et al.* (1995) et Littlewood *et al.* (1997). La taille du fragment cible à amplifier est 424 pb et le couple d'amorces choisi est indiqué dans le **tableau** ci-dessous.

Tableau 4: amorces utilisées pour l'amplification de l'ADN.

Amorces	Séquences	Taille
amorce sens: JB 3	COI-ASmit1 (5'-TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTTAT-3')	396 bp
amorce anti-sens : JB 4.5	COI-ASmit2 (reverse 5'-TAAAGAAAGAACATAATGAAAATG-3')	

Les cycles thermiques comprennent une étape de dénaturation initiale à 94°C pendant 2 minutes suivie par 37 cycles dont chacun compte 3 étapes à différentes températures :

1ère étape : dénaturation à 94°C durant 30 secondes.

2ème étape : hybridation à 48°C durant 40 secondes.

3ème étape : extension où élongation à 72°C durant 50 secondes.

L'extension finale a été effectuée à 72°C durant 5 minutes.

Pour assurer ces transitions thermiques, les microtubes ont été placés dans le thermocycleur qui est un appareil programmé à cet effet.

4.2. Traitement et analyse des séquences

Les différentes séquences obtenues ont été examinées et vérifiées à l'aide du logiciel CodonCode aligner version 3.7.1 (CodonCode Corporation, Dedham, MA, USA), corrigées à l'aide du logiciel MEGA7 (Kumar et *al.*, 2016) et comparées aux séquences disponibles dans les banques de gènes (BLAST, GenBank, BOLD).

Les distances génétiques entre paires des séquences ont été estimées en utilisant le modèle de Kimura à 2 paramètres (K2P) et P-distances (Kimura, 1980) dans MEGA7. Les arbres phylogénétiques ont été générés à l'aide de deux méthodes phonétiques représentées par le Neighbor-Joining (NJ) (Saitou & Nei, 1987) et par la méthode probabiliste en Maximum de Vraisemblance (ML) (Felsenstein, 1981). Pour le ML nous avons d'abord estimé le meilleur modèle.

Le choix de ces méthodes est précisé pour chaque arbre phylogénétique.

Chapitre III : LES POLYOPISTHOCOTYLEA PARASITES DES TÉLÉOSTÉENS DE LA CÔTE ALGÉRIENNE

Étude taxinomique des Polyopisthocotylea

Les critères morphoanatomiques notamment ceux du hapter et de l'appareil copulateur mâle des Monogènes prélevés chez 11 espèces hôtes nous ont permis d'identifier 18 espèces parasites rattachées à la sous-classe des Polyopisthocotylea Odhner, 1912.

Les espèces que nous décrivons appartiennent à 9 familles : Microcotylidae Taschenberg, 1879; Diclidophoridae Cerfontaine, 1895; Gastrocotylidae Price, 1943; Axinidae Unnithan, 1957; Chauhaneidae Lebedev, 1962; Discocotylidae Price, 1963; Heteraxinidae Yamaguti, 1963; Pyragraphoridae Yamaguti, 1963 et Rhinecotylidae Lebedev, 1979.

Compte tenu de la complexité taxinomique de nombreuses espèces de Polyopisthocotylea, nous avons laissé volontairement dans le texte les diagnoses des familles, sous familles et des genres.

1. Famille des Microcotylidae Taschenberg, 1879

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Mazocraeidea. Hapter symétrique ou asymétrique avec pinces uniformes de taille différente ; pinces avec pièce médiane sans sclérite accessoire ; crochets postérieurs absents. Branches intestinales non réunies postérieurement. Testicules post-ovariens, nombreux ou non ; canal déférent sinueux ; poche du cirre occasionnellement présente ; cirre et/ou atrium génital généralement armé. Ovaire pré-testiculaire replié ; vagin présent (absent exceptionnellement) avec une ouverture médiadorsale ou latérale; vitellogènes entourant les branches intestinales. Parasites de Téléostéens marins.

Dans ce travail nous avons identifié des parasites de la sous famille des Microcotylinae Monticelli, 1892 et de celle des Metamicrocotylinae Yamaguti, 1963.

1.1. Sous famille des Microcotylinae Monticelli, 1892

Diagnose d'après Mamaev (1986)

Microcotylidae. Hapter symétrique ou sub-symétrique bien délimité du corps ; pinces de type *Microcotyle*; crochetons toujours absents chez les adultes. Branches intestinales avec des ramifications latérales, non confluentes postérieurement. Organe copulateur sans système prostatique, complexe, armé ou inerme ; atrium génital armé ou inerme. Vagin simple, médio-dorsal, rarement latéro-dorsal ; parfois deux vagins situés dorsalement ou

ventro-latéralement. Parasites de nombreux poissons marins, particulièrement les Téléostéens.

Genre type : *Microcotyle* van Beneden & Hesse, 1863.

Dans cette sous famille, nous avons observé des Monogenea appartenant au genre *Microcotyle* van Beneden & Hesse, 1863.

1.1.1. *Microcotyle* van Beneden & Hesse, 1863

Diagnose d'après Yamaguti (1963) amendée dans le cadre de ce travail

Microcotylinae. Corps allongé ; haptur symétrique ou sub-symétrique de forme triangulaire, **avec de nombreuses petites pinces**; crochets postérieurs absents; glandes adhésives médianes paires et latérales impaires présentes ou absentes. Une paire de **ventouses orales**, entourées ou non par une ou deux rangées de très petites épines chez certaines espèces; œsophage simple ou avec des diverticules latéraux; **deux branches intestinales pénétrant le haptur ou non**. Testicules généralement nombreux; cirre visible ou non, formant parfois un bulbe; atrium génital armé. Ovaire médian, pré-testiculaire, allongé avec extrémité distale repliée; canal génito-intestinal croisant ou non l'ovaire; vagin souvent unique avec ouverture médio-dorsale; canal vaginal généralement sous forme de 'Y' inversé (rarement en 'V' inversé); vitellogènes entourant les deux branches intestinales; œufs munis d'un ou de deux filaments polaires. Parasites de Téléostéens marins.

Espèce type : *Microcotyle donavini* van Beneden & Hesse, 1863.

Hôte type : *Labrus bergylta* Ascanius, 1767, synonyme de *Symphodus mediterraneus* (Linnaeus, 1758) (Worms, 2019).

Localité type : Brest, océan Atlantique Nord-Est (van Beneden & Hesse, 1863).

1.1.1.1. *Microcotyle visa* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019

Hôte type: *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830)

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité type : Zemmouri, Cap Djinet.

Étymologie : *visa*, en référence à la joie du premier auteur lors de l'obtention de son Visa.

Description (fig. 53-55 ; pl.1)

Les données morphométriques de 31 individus de *Microcotyle visa* n. sp. montés *in toto* sont indiquées dans le **tableau 5**.

Le corps, allongé et fusiforme, est aminci dans sa partie antérieure (**fig.54 A ; pl.1 A**). Il est séparé du hapter par une légère constriction. Le hapter symétrique ou sub-symétrique occupe le tiers postérieur de la longueur totale du corps. Il porte 59 à 126 pinces disposées en deux rangées égales ou sub-égales. Les pinces sont de type *Microcotyle* (**fig.54B ; pl.1 B, C**). Chaque pince est constituée de deux mâchoires: une antérieure et une postérieure (**fig.53A**).

La mâchoire antérieure présente à son centre une pièce sclérifiée médiane **a1**. La partie distale de cette dernière dessine un V ouvert. Du côté proximal, **a1** se replie en **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux pièces arquées **b1**. Du même côté, chaque pièce **b1** se replie pour donner **b2** dans la mâchoire postérieure (**fig.53B**).

Dans la mâchoire postérieure (**fig.53C**), la pièce **a2** se prolonge sur la ligne médiane par **a3**. Les bords de cette mâchoire sont soutenus par deux sclérites arquées **c1**.

Du côté proximal un muscle relie **a2** à **b2** (**fig.53 A**).

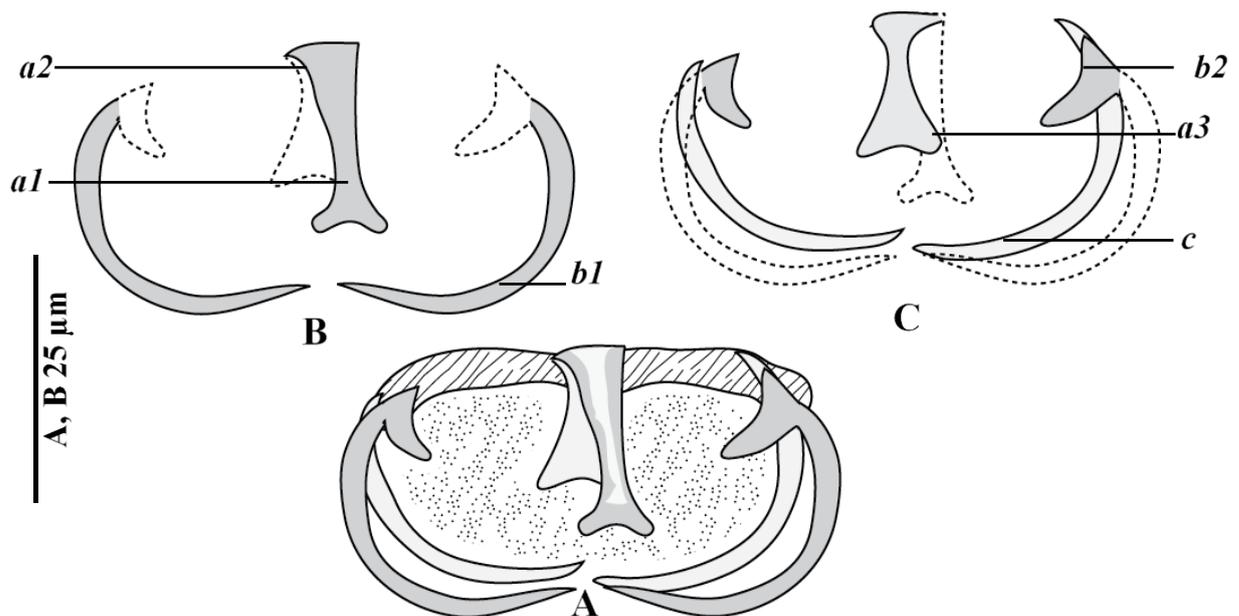


Figure 53 : disposition des sclérites de la pince de *Microcotyle visa* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

- A** : pince *in toto* (vue ventrale).
- B** : mâchoire antérieure isolée.
- C** : mâchoire postérieure isolée.

À la bouche fait suite une large cavité buccale dans laquelle s'ouvre de chaque côté une ventouse musculaire ovale. Chaque ventouse est subdivisée par un septum musculaire transversal en deux logettes.

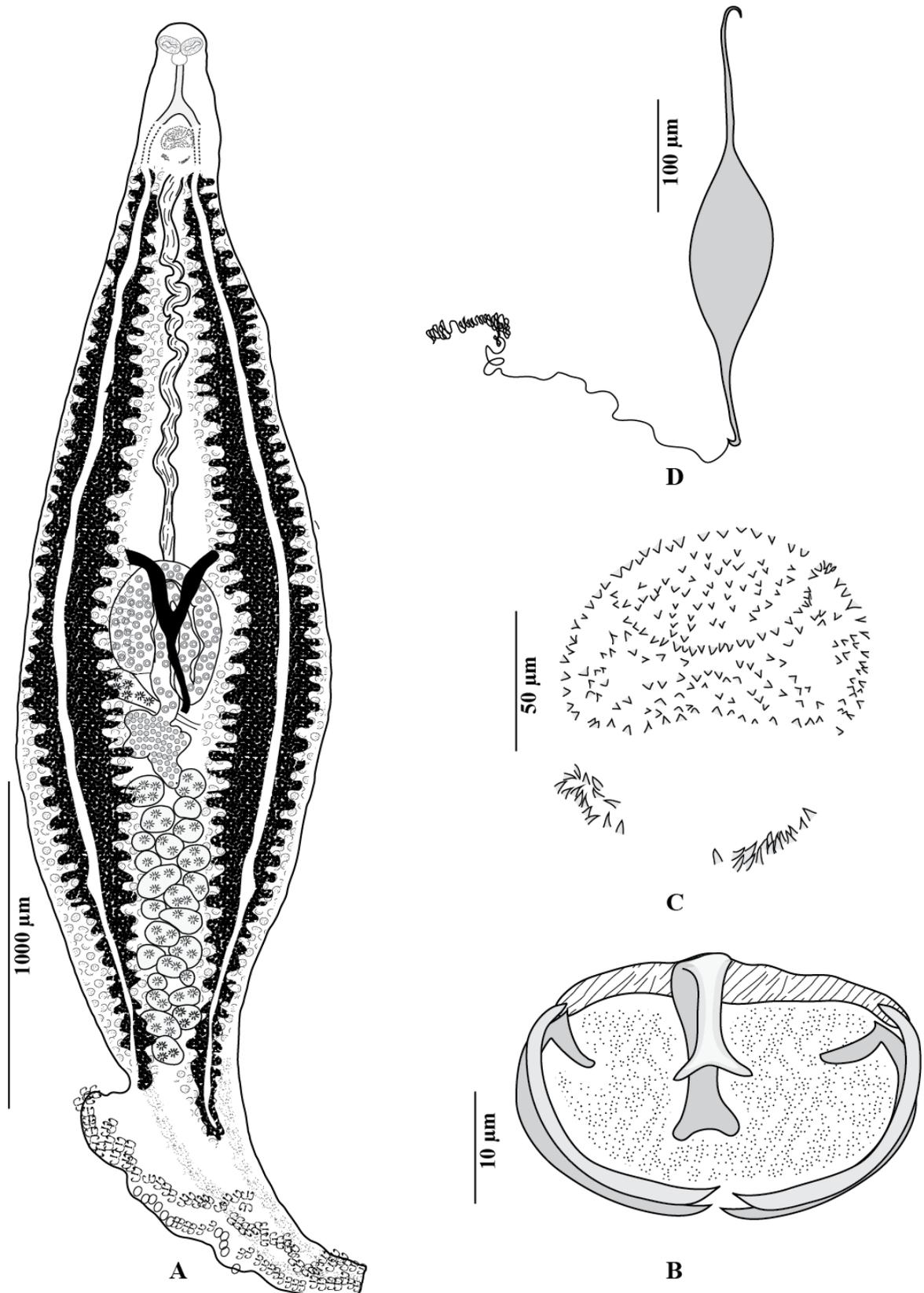


Figure 54 : *Microcotyle visa* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

A : morphologie générale, holotype. **B** : pince, vue dorsale, paratype. **C** : épines de l'atrium génital, holotype. **D** : œuf, paratype.

Le pharynx sub-sphérique est au-dessus des ventouses buccales. L'œsophage qui lui fait suite est rectiligne. Il se scinde en avant de de l'atrium génital en deux branches intestinales latérales qui présentent de nombreux diverticules latéraux. Seule la branche intestinale gauche pénètre dans le haptéur.

Dans la moitié postérieure du corps, les testicules allongés à circulaires, au nombre de 14 à 29 sont disposés en deux à trois lignes longitudinales imbriquées. Le canal déférent médian, se dirige vers l'avant. D'abord sinueux, il devient rectiligne et s'étend sur la ligne médio-longitudinale jusqu'à l'atrium génital. L'atrium génital à paroi musculaire est armé de nombreuses épines dont l'organisation est la suivante :

- un groupe antérieur de petites épines coniques de taille similaire, dessinant un cœur inversé. Les épines apparaissent plus denses dans le centre. Les bords de ce groupe sont marqués par deux expansions latérales;
- deux groupes d'épines situés latéralement et postérieurement au groupe précédent.

Le pore génital est médio-dorsal (**fig.54 C ; pl.1 D**).

L'ovaire complexe est localisé au milieu du corps ; il est replié transversalement. Il débute sur le côté gauche puis remonte sur la ligne médiane. Il passe ensuite sur le côté droit, où il descend légèrement. À ce niveau, une anse le ramène en position ventrale. La naissance de l'oviducte n'a pas été observée. Il se poursuit vers la gauche et sur la ligne médiane du corps où il reçoit le vitelloducte impair et le canal génito-intestinal qui débouche dans la branche intestinale droite. L'oviducte forme par la suite une anse postérieure qui se termine par une partie rétrécie. Au-delà, l'ootype peu marqué, se prolonge par un utérus dorsal presque rectiligne qui se jette dans l'atrium génital. Le réceptacle séminal latéral est bien visible (**fig. 55**). L'ouverture vaginale médio-dorsale est visible dans la majorité des spécimens postérieurement à l'atrium génital. Elle est étirée transversalement. Les conduits vaginaux n'ont pas été observés.

Les glandes vitellogènes latérales entourent les branches intestinales. Elles s'étendent jusqu'à la région postérieure du corps où elles pénètrent dans le haptéur. Un peu en avant de l'ovaire et dorsalement, on observe les vitelloductes transverses qui se réunissent en un vitelloducte médian impair qui passe en dessous de l'ovaire et débouche dans l'oviducte. L'ensemble des vitelloductes dessinent sur la ligne médiane un Y parfois très net. La jonction antérieure des canaux vaginaux est visible seulement chez certains spécimens. Les œufs fusiformes présentent un filament polaire à chaque extrémité. Le filament antérieur,

assez épais et court se termine en crocse. Le filament postérieur mince, très long est pelotonné sur lui-même (fig.53 D).

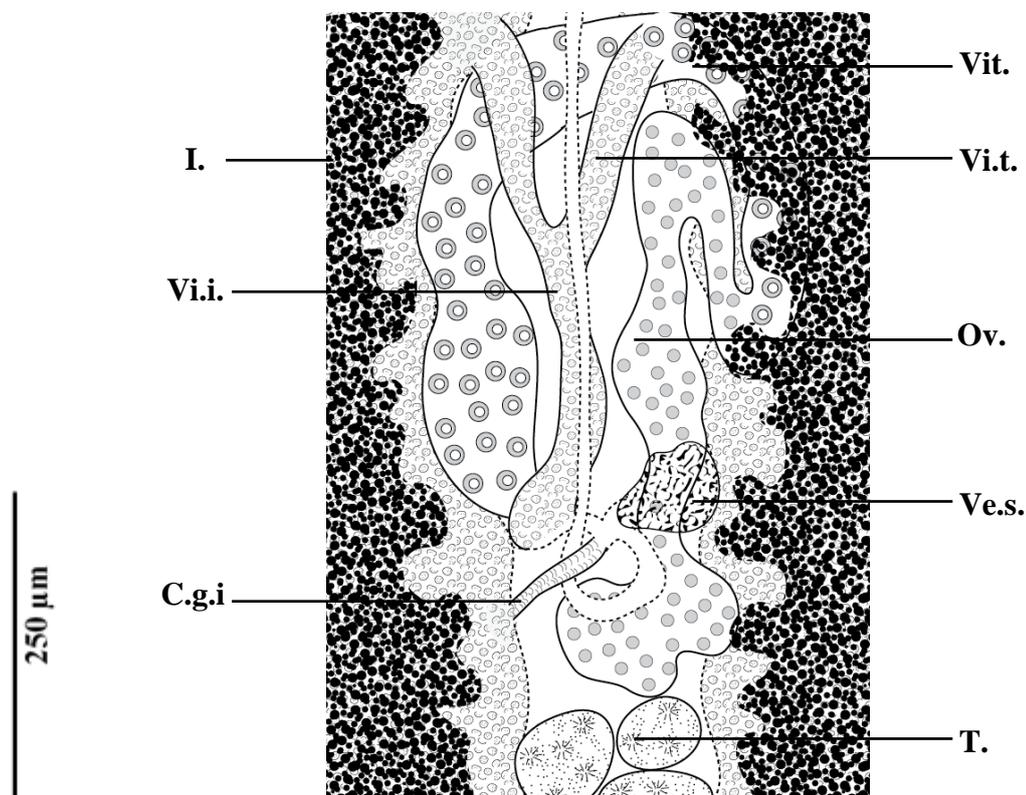


Figure 55 : *Microcotyle visa*. n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019, détail de la zone ovarienne, paratype (vue ventrale).

Tableau 5: données morphométriques de *Microcotyle visa*. n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 du littoral algérien.

Longueur du corps	1300–4000 (1998 ± 644, n = 31)
Longueur du hapteur	250–1250 (739 ± 200, n = 31)
Longueur totale	1910–4620 (2737 ± 668, n = 31)
Largeur du corps	270–1000 (500 ± 182, n = 31)
Nombre de pinces	59–126 (100, n = 20)
Longueur des pinces	25–60 (35 ± 7, n = 31)
Largeur des pinces	12–35 (21 ± 4, n = 31)
Longueur des ventouses buccales	30–85 (47 ± 11, n = 31)
Largeur des ventouses buccales	20–60 (32 ± 8, n = 31)
Longueur du pharynx	20–55 (30 ± 7, n = 31)
Largeur du pharynx	20–45 (27 ± 6, n = 31)
Longueur de l'atrium génital	50–130 (74 ± 19, n = 31)
Largeur de l'atrium génital	45–95 (63 ± 12, n = 31)
Nombre d'épines dans le groupe principal	142–224 (189, n = 12)
Nombre d'épines dans les groupes latéraux	18–39 (28, n = 12)
Nombre total d'épines	172–262 (218, n = 12)
Distance atrium génital –extrémité antérieure	120–600 (220 ± 96, n = 31)
Nombre de testicules	14–29 (23 ± 4, n = 29)

Étude moléculaire

Les trois séquences de *COXI* de *Microcotyle visa* n. sp. obtenues dans la présente étude (**tab. 6**) ont été alignées avec celles de 10 autres espèces de Microcotylidae (**tab. 7 ; fig. 56**).

L'arbre du ML et celui du NJ ont donné des topologies similaires et seulement l'arbre issu du NJ est représenté (**fig. 57**).

Tableau 6 : séquences de *COXI* de *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Séquences de COI de poissons	Id des monogènes	séquences de COI
<i>Pagrus caeruleostictus</i>	PacoerBr1	MK275650	PacoerMO01	MK275652
			PacoerMO02	MK275653
			PacoerMO03	MK275654

Tableau 7 : séquences des Microcotylidae utilisées dans l'analyse moléculaire de *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019.

Parasites	Hôtes	Origine	GenBank ID	Sources
<i>Microcotyle visa</i> n. sp.	<i>Pagrus caeruleostictus</i> (Valenciennes, 1830)	Algérie	MK275652 MK275653 MK275654	Présente étude
<i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894 ^a	<i>Sebastes schlegeli</i> Hilgendorf, 1880	Corée du Sud	NC009055	Park et al. (2007)
<i>Microcotyle</i> sp. Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017	<i>Helicolenus dactylopterus</i> (Delaroche, 1809)	Algérie	KX926446 KX926447	Ayadi et al. (2017)
<i>Microcotyle algeriensis</i> Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017	<i>Scorpaena notata</i> Rafinesque, 1810	Algérie	KX926443 KX926444 KX926445	Ayadi et al. (2017)
<i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758)	France	AY009159	Jovelin & Justine (2001)
<i>Paramicrocotyle</i> sp.	<i>Pinguipes chilensis</i> Valenciennes, 1833	Chili	KJ794215	Oliva et al. (2014)
<i>Polylabris halichoeres</i> Wang & Zhang, 1998	<i>Halichoere snigrescens</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Chine	JF505509.	Zhang et al. (2011)
<i>Bivagina pagrosomi</i> (Murray, 1931)	<i>Sparus aurata</i> Linnaeus, 1758	Australie	Z83003	Littlewood et al. (1997)

Toutes les espèces de *Microcotyle* et de *Paramicrocotyle* ont formé un clade monophylétique séparé de l'outgroup (84% bootstrap en NJ, 75% en ML) et la séquence de *Paramicrocotyle* s'est positionnée au sein du clade *Microcotyle-Paramicrocotyle* (**fig. 57**). Les trois séquences de la nouvelle espèce se sont groupées au sein d'un robuste clade (100% bootstrap en NJ, 98% en ML). Un autre clade avec un support élevé est celui incluant les deux espèces de *Microcotyle* des poissons Scorpaeniformes, *Microcotyle algeriensis* de *Scorpaena notata* et *Microcotyle* sp. de *Helicolenus dactylopterus* (100% bootstrap en NJ). Le support des autres branches était généralement faible.

L'analyse des distances révèle que les deux séquences de *Microcotyle visa* n. sp. sont identiques et diffèrent de 1.4% de la troisième séquence. Nous notons que les variations intraspécifiques de *M. visa* n. sp. sont éloignées des variations interspécifiques (1.4% vs 10.2–15.0%).

Les distances entre ces séquences de *Microcotyle visa* n. sp. et celles des autres espèces varient entre 16 et 17 % en K2p (**tab. 8**) et 14 et 15% en P-distances (**tab. 9**) (*Microcotyle visa* n. sp. vs *Microcotyle erythrini*) ; et entre 12 et 16 % en K2p et 11 et 13 % en P. distances (*Microcotyle visa* n. sp. vs les autres espèces). Ces distances et l'arbre indiquent clairement que la nouvelle espèce est distincte des autres espèces de *Microcotyle* et de *Paramicrocotyle*, et montrent notamment qu'elle est distincte de *M. erythrini* signalé chez de très nombreux hôtes Sparidae.

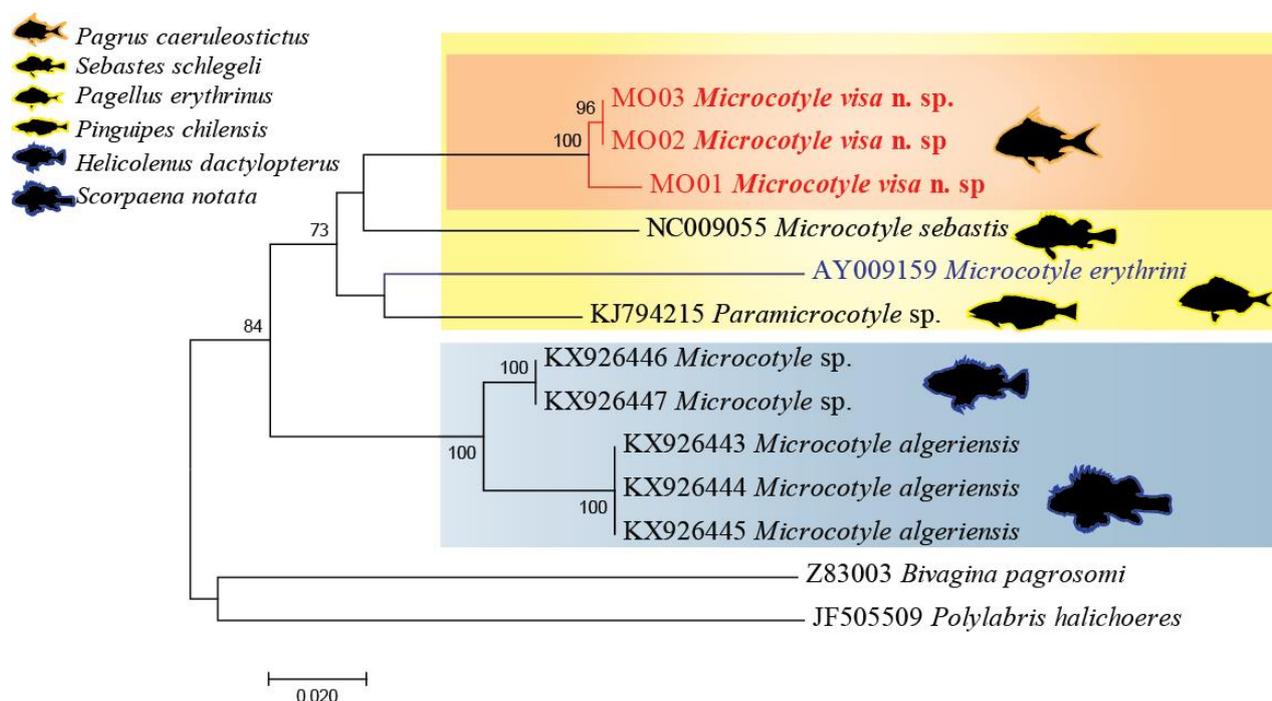


Figure 57: arbre phylogénétique de *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 au sein des Microcotylidae.

Tableau 8: distances génétiques entre *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et quelques Microcotylidae (méthode K-2-P).

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
1	MO03 <i>Microcotyle visa</i> n. sp. ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>												
2	MO02 <i>Microcotyle visa</i> n. sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	0%											
3	MO01 <i>Microcotyle visa</i> n. sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	1%	1%										
4	AY009159 <i>Microcotyle erythrini</i> ex <i>Pagellus erythrinus</i>	16%	16%	17%									
5	KJ794215 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pingupe chilensis</i>	12%	12%	13%	14%								
6	KX926443 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	15%	16%	21%	16%							
7	KX926444 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	15%	16%	21%	16%	0%						
8	KX926445 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	15%	16%	21%	16%	0%	0%					
9	KX926446 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	12%	12%	13%	20%	14%	4%	4%	4%				
10	KX926447 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	12%	12%	13%	20%	14%	4%	4%	4%	0%			
11	NC009055 <i>Microcotyle sebastis</i> ex <i>Sebastes schlegeli</i>	11%	11%	13%	19%	11%	16%	16%	16%	14%	14%		
12	Z83003 <i>Bivagina pagrosomi</i>	26%	26%	27%	29%	26%	23%	23%	23%	21%	21%	25%	
13	JF505509 <i>Polylabris halichoeres</i>	26%	26%	26%	27%	23%	27%	27%	27%	24%	24%	27%	29%

Tableau 9: distances génétiques entre *Microcotyle visa* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et quelques Microcotylidae (méthode P-distances).

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
1	MO03 <i>Microcotyle visa</i> n. sp. ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>												
2	MO02 <i>Microcotyle visa</i> n. sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	0%											
3	MO01 <i>Microcotyle visa</i> n. sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	1%	1%										
4	AY009159 <i>Microcotyle erythrini</i> ex <i>Pagellus erythrinus</i>	14%	14%	15%									
5	KJ794215 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pingupe chilensis</i>	11%	11%	12%	13%								
6	KX926443 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	13%	14%	18%	14%							
7	KX926444 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	13%	14%	18%	14%	0%						
8	KX926445 <i>Microcotyle algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	13%	14%	18%	14%	0%	0%					
9	KX926446 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	11%	11%	12%	17%	12%	4%	4%	4%				
10	KX926447 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	11%	11%	12%	17%	12%	4%	4%	4%	0%			
11	NC009055 <i>Microcotyle sebastis</i> ex <i>Sebastes schlegeli</i>	10%	10%	12%	17%	10%	14%	14%	14%	13%	13%		
12	Z83003 <i>Bivagina pagrosomi</i>	22%	22%	22%	24%	22%	20%	20%	20%	18%	18%	21%	
13	JF505509 <i>Polylabris halichoeres</i>	22%	22%	22%	23%	20%	22%	22%	22%	20%	20%	23%	24%

Discussion

La morphologie du haptère et l'anatomie de ce Monogène le rattache incontestablement à la famille des Microcotylidae et à la sous famille des Microcotylinae. La structure de l'atrium génital le place dans le genre *Microcotyle*. La présence d'expansions latérales de part et d'autres de l'atrium génital différencie ce parasite de la plus part des espèces du genre.

Microcotyle visa n. sp. présente de nombreuses similitudes avec *Microcotyle erythrini* van Beneden & Hesse, 1863 : la localité (Algérie, Méditerranée) ; la famille d'hôtes (Sparidae) ; la forme et l'organisation de l'atrium génital (notamment la présence des expansions latérales) et le nombre de pinces (**tab. 10**). Cependant, *Microcotyle visa* n. sp s'éloigne de *Microcotyle erythrini* par la taille des pinces et celle du pharynx ainsi que par le nombre de testicules. De plus, l'analyse moléculaire a révélé que le taux de divergence entre les deux espèces est de 14 %, ce qui a confirmé que les espèces sont distinctes.

Microcotyle visa n. sp. se sépare de toutes les espèces décrites en Méditerranée par la présence de deux expansions latérales au niveau de l'atrium génital.

Microcotyle visa n. sp se rapproche de *Microcotyle omanae* Machkewskyi, Dmitrieva, Al-Jufaili & Al-Mazrooei, 2013 récolté chez le Sparidae *Cheimerius nufar* (Valenciennes, 1830) par l'organisation de l'atrium génital ainsi que par le nombre et la taille des pinces. Il s'en distingue par la présence de deux expansions latérales dans l'atrium, le petit nombre de testicules et les localités très éloignées (océan Indien vs Méditerranée) (**tab. 10**).

Microcotyle visa n. sp ressemble à *Microcotyle archosargi* MacCallum, 1913 prélevé chez *Archosargus probatocephalus* (Walbaum, 1792) par le nombre de pinces et de testicules ainsi que la taille de l'atrium génital. Les deux espèces diffèrent par la taille des pinces et la forme de l'atrium génital (les deux expansions latérales sont absentes chez *Microcotyle archosargi*) ; la localité type (Algérie, Méditerranée vs New York, Atlantique Ouest) et l'hôte (*P. caeruleostictus* vs *Archosargus probatocephalus*) (**tab. 10**).

Microcotyle visa n. sp. partage avec *Microcotyle algeriensis* Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017 récolté chez un Scorpaenidae *Scorpaena notata* notamment la forme et l'organisation de l'atrium génital. Il s'en sépare par le nombre et la taille des pinces; la taille de l'atrium génital, et le nombre de testicules et des épines de l'atrium génital (**tab. 11**). Bien que les deux espèces ont été décrites dans la même localité (Algérie), les hôtes sont différents (*Pagrus caeruleostictus*, Sparidae vs *Scorpaena notata* Rafinesque, 1810, Scorpaenidae Risso, 1827).

Microcotyle visa n. sp. se rapproche de *Microcotyle* sp. Ayadi et al., 2017 par la forme et l'organisation de l'atrium génital, mais s'en distingue par le nombre supérieur de pinces, celui des épines atriales et des testicules (**tab. 11**). Les hôtes sont aussi différents (*Helicolenus dactylopterus* (Delaroche, 1809) Sebastidae Kaup, 1873 pour *Microcotyle* sp).

Microcotyle visa n. sp. diffère de *Microcotyle lichiae* Ariola, 1899 par l'organisation atypique des épines de l'atrium génital chez ce dernier (5 rangées concentriques). Cependant, cette espèce n'a jamais été redécrite afin de vérifier cette organisation exceptionnelle de l'atrium génital. De plus, les hôtes sont différents et éloignés (*Lichia amia* Linnaeus, 1758, Carangidae (**tab. 11**)).

Microcotyle visa n. sp s'éloigne de *Microcotyle pomatomi* Goto, 1899 du Pomatomidae Gill, 1863 *Pomatomus saltatrix* (Linnaeus, 1766) par le nombre de pinces, la taille de l'atrium génital et le nombre de testicules. Cette espèce serait présente en Méditerranée (Euzet et al., 1993) mais ses données morphométriques ne sont disponibles que pour des spécimens provenant de l'Atlantique (**tab. 11**).

Microcotyle visa n. sp se distingue de *Microcotyle donavini* van Beneden & Hesse, 1863 du Labridae *Labrus bergylta* Ascanius, 1767 (synonyme de *Symphodus mediterraneus*(Linnaeus, 1758), Worms, 2019) par le nombre de pinces, la taille des pinces, du pharynx et de l'atrium génital, ainsi que par le nombre des testicules. *Microcotyle donavini* a été signalé en Méditerranée (Euzet et al., 1993), toutefois seule la morphométrie des spécimens de l'Atlantique est disponible (**tab. 11**).

Nous considérons qu'il s'agit d'une espèce nouvelle pour la science que nous avons nommé *visa*.

Tableau 10: comparaison des données morphométriques de *Microcotyle visa* n.sp Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et des *Microcotyle* spp des Sparidae.

Espèces	<i>Microcotyle visa</i> n. sp.	<i>M. erythrini</i>			<i>M. omanae</i>	<i>M. archosargi</i>
Hôtes	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	<i>Pagellus erythrinus</i>	<i>P. erythrinus</i> , <i>Pagellus acarne</i> , <i>Boops boops</i>	<i>P. erythrinus</i>	<i>Cheimereius nufar</i>	<i>Archosargus probatocephalus</i>
Localités	Algérie (M.)	Brest (A.)	Brest (A.); Italie (M.)	Monténégro (M.)	Mer d'Arabie (O.i.)	New York
Sources	Présente étude	van Beneden & Hesse, (1863)	Parona & Perugia, (1890)	Radujkovic & Euzet (1989)	Machkewskyi et al., (2013)	MacCallum, (1913)
Longueur du corps	1300–4000 (1,998 ± 644; n = 31)	4,000				
Longueur du hapter	250–1250 (739 ± 200, n = 31)				1125–3225	1,500
Longueur totale	1910–4620 (2737 ± 668, n = 31)		4000–5000	2300–2700	3500–11000	8000
Largeur du corps	270–1000 (500 ± 182, n = 31)		500	200–400		800
Nombre de pinces	59–126 (100, n = 20)		90	100–110	94–120	106
Longueur des pinces	25–60 (35 ± 7, n = 31)		70 (diamètre)	60	26–55	80
Largeur des pinces	12–35 (21 ± 4, n = 31)			25	70–100	40
Longueur des ventouses buccales	30–85 (47 ± 11, n = 31)		71	45	60–120	10
Largeur des ventouses buccales	20–60 (32 ± 8, n = 31)		45	40		70
Longueur du pharynx	20–55 (30 ± 7, n = 31)				28–75	
Largeur du pharynx	20–45 (27 ± 6, n = 31)					
Longueur de l'atrium génital	50–130 (74 ± 19, n = 31)				25–214	100
Largeur de l'atrium génital	45–95 (63 ± 12, n = 31)				127–193	80
Nb. d'épines du groupe principal	142–224 (189, n = 12)					
Nb. d'épines des groupes latéraux	18–39 (28, n = 12)					
Nombre total d'épines	172–262 (218, n = 12)					
Distance a.g-e.a	120–600 (220 ± 96, n = 31)			250		
Nombre de testicules	14–29 (23 ± 4, n = 29)		16	16–19	34–55	20–35
Longueur des œufs	60–100 (71, n = 12)					260–300
Largeur des œufs	20–55 (30 ± 7, n = 31)				75–105	70

Tableau 11 : comparaison des données morphométriques de *Microcotyle visa* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019 et des *Microcotyle* spp. de la Méditerranée.

Espèces	<i>M. visa</i> n. sp.	<i>Microcotyle</i> sp.	<i>M. algeriensis</i>	<i>M. erythrini</i>	<i>M. lichiae</i>	<i>M. donavini</i>	<i>M. pomatomi</i>
Hôtes	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	<i>Helicolenus dactylopterus</i>	<i>Scorpaena notata</i>	<i>Pagellus erythrinus</i>	<i>Lichia amia</i>	<i>Symphodus mediterraneu</i>	<i>Pomatomus saltatrix</i>
Localités	Algérie (M.)	Algérie (M.)	Algérie (M.)	Algérie (M.)	Italie (M.)	Roscoff (O.A)	Australie (O.A)
Sources	Présente étude	Présente étude	Présente étude	Kouider el Ouahed Amine (1998)	Ariola (1899)	Euzet&Marc (1963)	Williams (1991)
Longueur du corps	1300–4000 (1998 ± 644; n = 31)						
Longueur du hapteur	250–1250 (739 ± 200, n = 31)	570–1200 (962)	450–1040 (781)				464–1680 (976)
Longueur totale	1910–4620 (2737 ± 668, n = 31)	410–3800 (3092)	1900– 4300	1900–2800	8000	4000–5000	3040–4080 (3416)
Largeur du corps	270–1000 (500 ± 182, n = 31)			270–530	500	400–500	400–416 (408)
Nombre de pinces	59–126 (100, n = 20)	49–58 (54)	20–39 (31)	86–110	52	86	104–148 (130)
Longueur des pinces	25–60 (35 ± 7, n = 31)	42–74 (64)	48–85 (70)	50–75	100–300	33–50	45–56 (52)
Largeur des pinces	12–35 (21 ± 4, n = 31)	40–69 (44)	40–78 (48)	25–40		20–87	59–64 (61)
Longueur des ventouses buccales	30–85 (47 ± 11, n = 31)	47–73 (61)	40–85 (59)	35–56	220	65	34–61 (48)
Largeur des ventouses buccales	20–60 (32 ± 8, n = 31)			30–35	64	40	(diamètre)
Longueur du pharynx	20–55 (30 ± 7, n = 31)	40–77 (61)	50–100 (74)	24–30	70	50	32–42 (36)
Largeur du pharynx	20–45 (27 ± 6, n = 31)	50–69 (58)	46–90 (69)	(diamètre)	51	40	(diamètre)
Longueur de l'atrium génital	50–130 (74 ± 19, n = 31)	95–160 (131)	77–175 (115)			250	109–134 (122)
Largeur de l'atrium génital	45–95 (63 ± 12, n = 31)	102–150 (133)	83–130 (106)			175	(diamètre)
Nb. d'épines groupe principal	142–224 (189, n = 12)	104–307 (184)	68–162 (102)				
Nb. d'épines des groupes latéraux	18–39 (28, n = 12)	12–38 (24)	8–18 (14)				
Nombre totale d'épines	172–262 (218, n = 12)	122–333 (210)	76–174 (116)				
Distance a.g-e.a	120–600 (220 ± 96, n = 31)	270–520 (397)	110–400 (225)				
Nombre de testicules	14–29 (23 ± 4, n = 29)	10–17 (13)	9–20 (13)	16–17		18–22	
Longueur des œufs	157–260 (195, n = 12)		215–257 (236)			200–225	26–40 (28)
Largeur des œufs	60–100 (71, n = 12)		50–85 (68)			75–80	

L'étude moléculaire du *COXI* a révélé que les distances intraspécifiques entre les séquences de *Microcotyle visa* n. sp. sont faibles (1.4%) comparées aux distances interspécifiques (**tab. 12**). En effet, l'analyse des variations intraspécifiques des séquences du *COXI* au sein de nombreux *Polyopisthocotylea* révèle que la divergence des séquences de *M. visa* (1.4 %) correspond bien à l'intervalle des variations intraspécifiques révélées par de nombreux auteurs (10.2–15%) **ce qui confirme l'existence d'une seule espèce *Microcotyle visa* n. sp.**

Par ailleurs, la séquence de *Paramicrocotyle* sp. incluse dans notre analyse moléculaire, s'est positionnée parmi plusieurs espèces de *Microcotyle* sans avoir une branche distincte, et le clade *Microcotyle-Paramicrocotyle* Caballero & Bravo-Hollis, 1972 est bien supporté. Ce résultat va à l'encontre des données taxinomiques de Caballero & Bravo-Hollis (1972) qui, en se basant sur les critères de diagnose (**tab. 13**) notamment la structure du hapter, la structure et la forme de l'atrium génital ainsi que la présence de deux sacs vitello-vaginaux, considèrent que *Paramicrocotyle* et *Microcotyle* sont deux genres distincts et valides. Toutefois, Mamaev (1986) a proposé une synonymie entre *Paramicrocotyle* et *Microcotyle*.

Nos résultats moléculaires confortent cette hypothèse de synonymie suggérée par Mamaev (1986); nous suivons l'auteur et nous considérons *Paramicrocotyle* comme synonyme junior de *Microcotyle*. Nous transférons les deux espèces *P. danielcarrioni* Martinez & Barrantes, 1977 et *P. moyanoi* Villalba & Fernandes, 1986 au genre *Microcotyle* et nous proposons deux nouvelles combinaisons : *Microcotyle danielcarrioni* (Martinez & Barrantes, 1977) n. comb. et *Microcotyle moyanoi* (Villalba & Fernandes, 1986) n. comb.

Tableau 12: variations intraspécifiques du *COX1* au sein des Polyopisthocotylea.

Espèces	Famille	Divergence (%)	Source
<i>Microcotyle visa</i> n. sp.	Microcotylidae	1.4	Présente étude
<i>Microcotyle</i> sp.	Microcotylidae	2.56	Li et al. (2011)
<i>Microcotyle algeriensis</i>	Microcotylidae	0	Ayadi et al. (2017)
<i>Microcotyle</i> sp.	Microcotylidae	0	Ayadi et al. (2017)
<i>Allodiscocotyla diacanthi</i> Unnithan, 1962	Allodiscocotylidae	3.7	Tambireddy et al. (2016)
<i>Bilaterocotylodes madrasensis</i> Radha, 1966	Protomicrocotylidae	0.3	Tambireddy et al. (2016)
<i>Pseudokuhnia minor</i> (Goto, 1984)	Mazocraeidae	0.1–4.8	Yan et al. (2016)
<i>Kuhnia scomбри</i> (Kuhn, 1829)	Mazocraeidae	0.1–5.6	Yan et al. (2016)
<i>Gotocotyla sawara</i> Ishii, 1936	Gotocotylidae	0.13–3.65	Shi et al. (2014)
<i>Parapedocotyle prolatili</i> Oliva, Sepulveda & González, 2014	Diclidophoridae	0.4	Oliva et al. (2014)
<i>Pedocotyle bravoii</i> Luque-Alejos & Iannaccone-Oliver, 1990	Diclidophoridae	0.6	Oliva et al. (2014)
<i>Mazocraeoides gonialosae</i> Tripathi, 1959	Mazocraeidae	0.01–2.08	Li et al. (2011)
<i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938)	Heteraxinidae	0.5–0.9	Sepúlveda & González (2015)
<i>Neoheterobothrium</i> sp.	Diclidophoridae	0–2 bases	Yoshinaga et al. (2009)
<i>Neoheterobothrium hirame</i> Ogawa, 1999	Diclidophoridae	0–2 bases	Yoshinaga et al. (2009)
<i>Sparicotyle chrysophrii</i> (van Beneden & Hesse, 1863)	Microcotylidae	4.6	Mladineo et al. (2009)
<i>Polystoma</i> sp.	Polystomatidae	0.64–1.29	Du Preez et al. (2007)
<i>Polystoma dawiekoki</i> Du Preez, Vaucher & Mariaux, 2002	Polystomatidae	1.92	Du Preez et al. (2007)

Tableau 13: diagnoses du genre *Paramicrocotyle* Caballero & Bravo-Hollis, 1972 et du genre *Microcotyle* van Beneden & Hesse, 1863.

	<i>Paramicrocotyle</i> Caballero & Bravo-Hollis, 1972	<i>Microcotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863
Sources	Caballero y Caballero & Bravo-Hollis (1972)	Yamaguti (1963)
Forme du corps	Sagitiforme, extrémité antérieure légèrement tronquée	Lancéolé
Hapteur	Pyramidal, symétrique, sans crochets larvaires	Triangulaire, symétrique où sub-symétrique sans crochets larvaires. Nombreuses pinces commençant au niveau des testicules ou derrière ces derniers.
Système glandulaire céphalique	Présent	Présent ou absent
Ventouses buccales	Paires, oblongues et septées	Paires, septées, avec une ou deux rangées d'épines minutieuses
Œsophage	Court et diverticulé	Simple ou diverticulés latéralement
Branches intestinales	Diverticulées, s'étendent dans le hapteur sans anastomoses	Diverticulées, peuvent s'étendre dans le hapteur, non unies postérieurement
Atrium génital	Large, en arrière de la bifurcation intestinale, elliptique	Armé d'une manière très varié, au niveau ou en arrière de la bifurcation intestinale
Pore génital	S'ouvre à la base de l'atrium génital	S'ouvre au niveau de l'œsophage
Testicules	Peu	Généralement nombreux
Canal génito-intestinale	Présent	Présent
Œufs	fusiformes, avec filaments polaires	Avec filament à un pôle ou à chaque pôle
Vagin	Un seul, médio-dorsal	Généralement médio-dorsal
Conduit vaginal	Généralement en forme de Y inversé	Généralement en forme de Y inversé, occasionnellement en V inversé

Nb : Les caractères utilisés par Caballero y Caballero & Bravo-Hollis (1972) pour distinguer les deux genres sont en gras.

1.1.1.1. *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

Hôte type : *Boops boops* (Linnaeus, 1758).

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité type : Bouharoune.

Étymologie : *isyebi* en reconnaissance à l'énorme aide prodiguée au premier auteur par les chercheurs et l'équipe administrative de l'Institut de Systématique, Évolution, Biodiversité (ISYEB).

Description (fig. 58-61 ; pl.2)

Les données morphométriques de 40 individus sont consignées dans le **tableau 14**.

Le corps allongé présente une extrémité antérieure amincie (**fig. 59 A ; pl.2 A**). Le hapteur triangulaire, symétrique ou sub-symétrique porte 54 à 102 pinces disposées en deux rangées égales ou sub-égales. Les pinces sont de taille différente : les pinces postérieures et les pinces nouvellement formées sont les plus petites. Les pinces sont de type *Microcotyle* (**fig. 59 B ; pl.2 B**). Chaque pince est constituée de deux mâchoires (**fig. 58 A**): une mâchoire antérieure (**fig. 58 B**) et une postérieure (**fig. 58 C**) identiques à celles décrites chez *M. visa* précédemment.

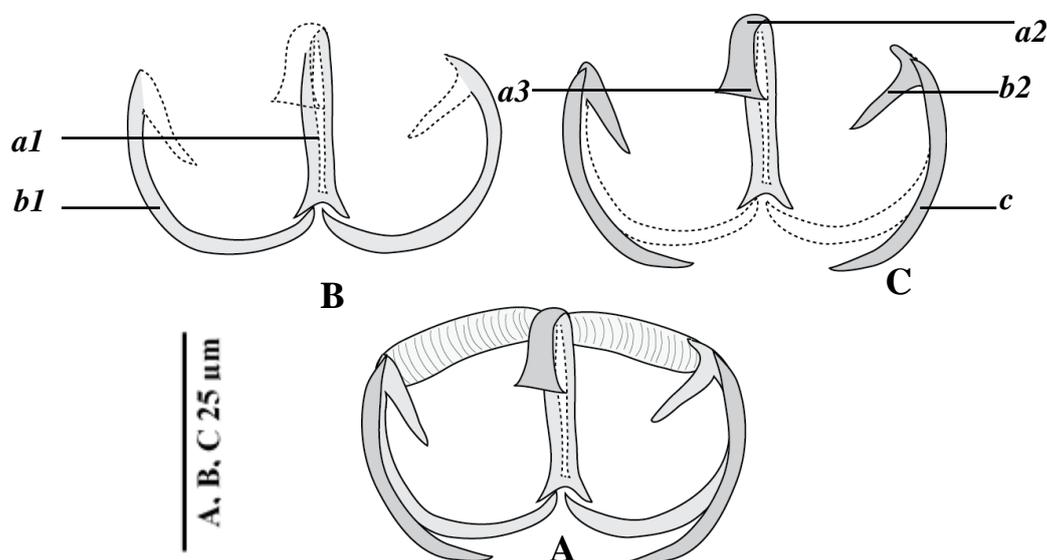


Figure 58 : disposition des sclérites de la pince de *Microcotyle isyebi* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

A : pince *in toto* (vue dorsale). **B** : mâchoire antérieure. **C** : mâchoire postérieure.

La bouche est située près de l'extrémité antérieure. De part et d'autre de la bouche, s'observe un amas de cellules glandulaires, au-dessous desquelles s'ouvre de chaque côté une ventouse

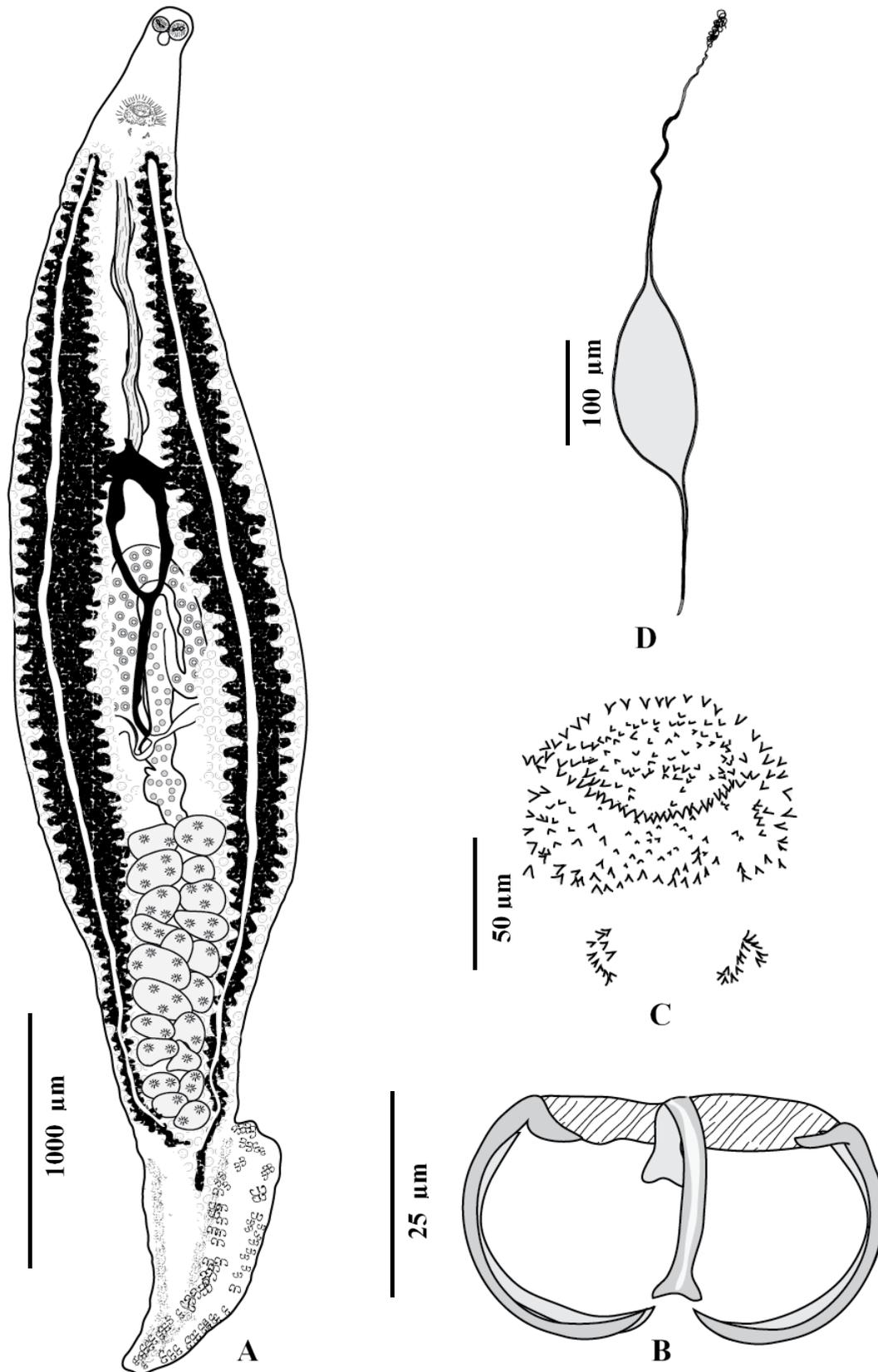


Figure 59 : *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

A : morphologie générale, holotype (vue ventrale). **B** : pince *in toto*, holotype (vue ventrale). **C** : œuf, paratype. **D** : épines de l'atrium génital, holotype.

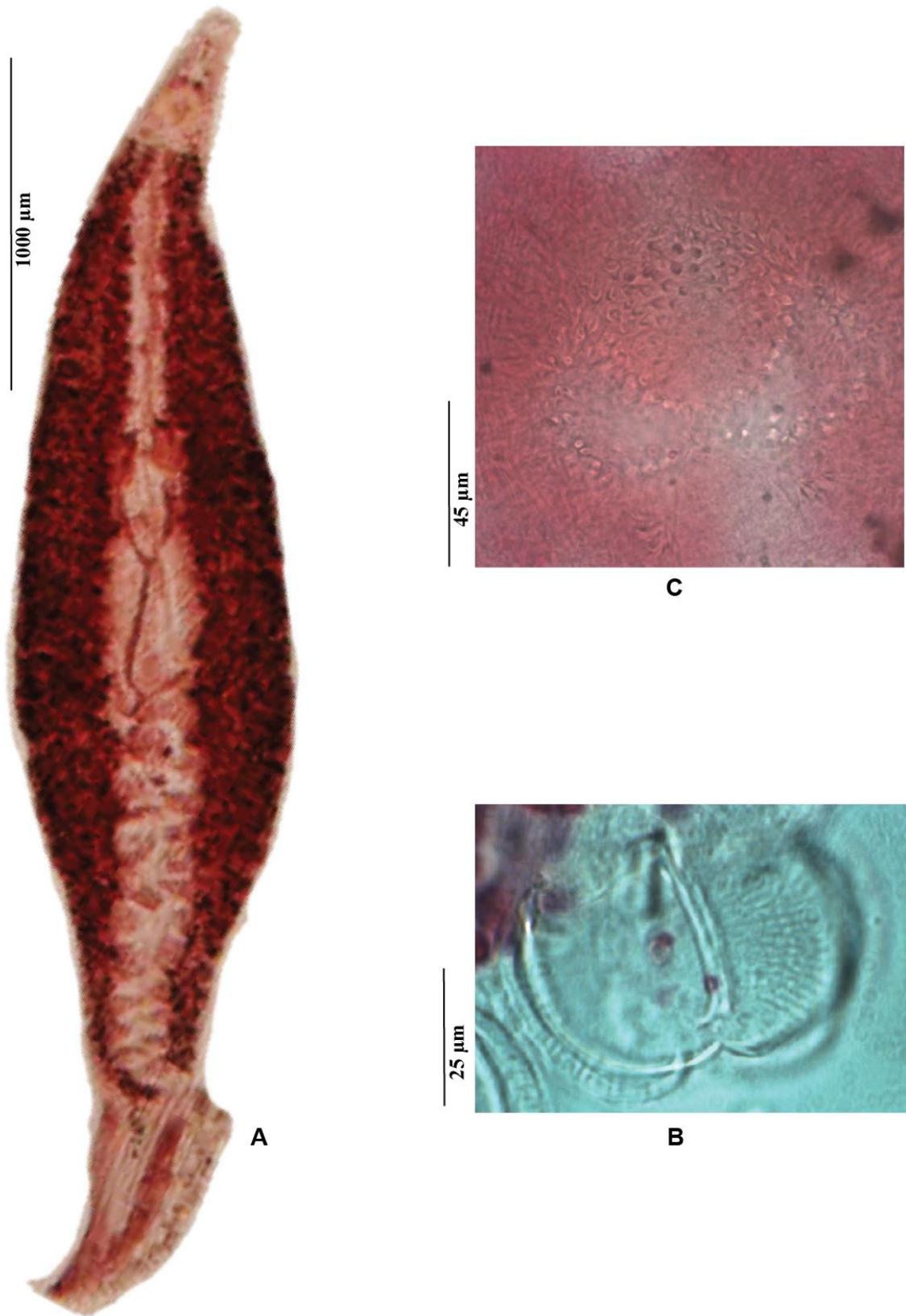


Planche 2 : *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019.

A : morphologie générale, holotype (vue ventrale).

B : pince *in toto*, vue ventrale.

C : épines de l'atrium génital.

musculaire) ovale divisée chacune en deux logettes sub-égales par une cloison longitudinale (**fig. 60**). Sur le plan médian, le pharynx musculueux sub-sphérique à piriforme, est relativement petit. L'œsophage rectiligne, qui lui succède se scinde en avant de l'atrium génital en deux branches intestinales latérales. Ces dernières présentent des diverticules latéraux. Les branches intestinales sont non confluentes. La branche intestinale droite finit près de la différenciation du hapter, la branche gauche s'étend à une courte distance dans le hapter.

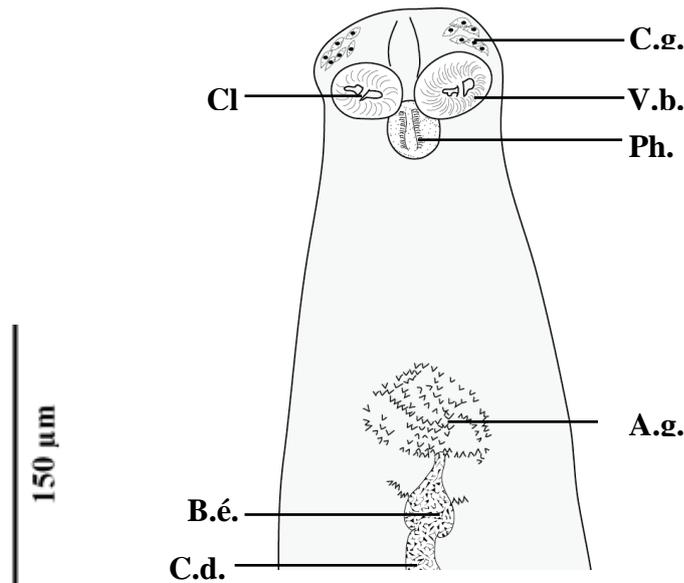


Figure 60: *Microcotyle isyebi* Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

Cl. : cloison. **B.é.** : bulbe éjaculateur. **C.d.** : canal déférent. **C.g.** : cellules glandulaires. **V.b.** : ventouses buccales. **Ph.** : pharynx. **A.g.** : atrium génital.

Les testicules sub-sphériques à ovoïdes se limitent à l'espace intercœcal de la moitié postérieure du corps. Ils sont agencés en deux rangées longitudinales. Le canal déférent relativement large se prolonge sur la ligne médio-longitudinale du corps, pour se dilater en un bulbe éjaculateur avant de déboucher dans l'atrium génital. L'atrium génital de structure et d'organisation analogue à celle de *Microcotyle visa* (**fig. 59 C ; pl. 2 C**). L'atrium génital s'ouvre par une ouverture médio-dorsale.

L'ovaire replié transversalement, s'observe au milieu du corps. Il débute sur la ligne médiane, remonte puis passe ensuite sur le côté gauche et il descend. À ce niveau, une anse le ramène en position ventrale. Il remonte sur la cote gauche, fait une deuxième anse et passe sur le côté droit où il descend et abouti dans l'oviducte. De l'oviducte et ventralement, se détache le canal génito-intestinal qui se jette dans la branche intestinale gauche en croisant la partie proximale de l'ovaire. Au-dessous du canal génito-intestinal, s'observe le réceptacle

séminal. L'oviducte se poursuit sur la ligne médiane et reçoit le vitelloducte impair. Il se prolonge par l'ootype tapissé par les glandes de Mehlis (**fig. 61**). Au-delà, l'ootype se prolonge dorsalement par l'utérus qui débouche dans l'atrium génital. L'ouverture vaginale est médio-dorsale. Le vagin est étiré transversalement et inerte. La naissance des conduits vaginaux n'a pas été observée. Les conduits vaginaux débouchent dans les vitelloductes transverses. Les glandes vitellogènes latérales entourent les branches intestinales. Elles s'étendent jusqu'à la région postérieure où elles s'unissent en arrière des testicules pour former une bande unique qui pénètre légèrement dans le hapter. Un peu en avant de l'ovaire et ventralement, les vitelloductes transverses se réunissent en un vitelloducte médian impair qui passe dorsalement à l'ovaire et vient aboutir dans l'oviducte. Sur la ligne médiane, antérieurement, le vitelloducte impair reçoit les conduits du vagin. La jonction antérieure entre les conduits vaginaux et les vitelloductes transverses dessine un Y inversé ; la jonction postérieure des vitelloductes dessine un Y. Les œufs sont fusiformes et présentent un filament polaire à chaque extrémité (**fig. 59 D**).

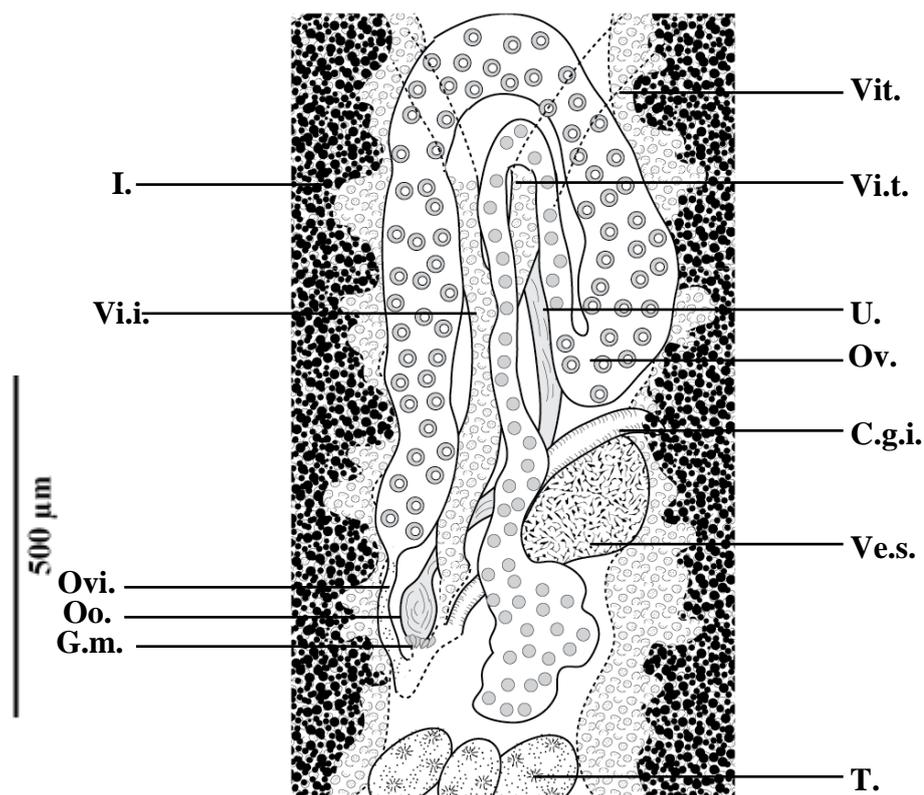


Figure 61: *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019, détail de la zone ovarienne (paratype) (vue ventrale).

I. : intestin. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Ovi.** : oviducte. **Oo.** : ootype. **G.m.** : glandes de Mehlis. **Vit.** : vitellogène. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **U.** : utérus. **Ov.** : ovaire. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **Ve.s.** : vésicule séminale. **T.** : testicule.

Tableau 14 : données morphométriques de *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 du littoral algérien.

Longueur du corps	2647±514 (1750-3810, n = 32)
Longueur du haptéur	809±164 (500-1250, n = 32)
Longueur totale	3480±600 (2370-4750, n = 31)
Largeur du corps	598±159 (310-830, n = 32)
Nombre de pinces	83 (54-102, n = 25)
Longueur de pinces	42±11 (25-62, n = 41)
Largeur de pinces	17±4 (10-31, n = 40)
Longueur des ventouses buccales	59±8 (40-75, n = 34)
Largeur des ventouses buccales	44±9 (30-65, n = 34)
Longueur du pharynx	40±7 (25-50, n = 34)
Largeur du pharynx	38±5 (30-48, n = 34)
Longueur de l'atrium génital	96±21 (65-170, n = 31)
Largeur de de l'atrium génital	90±18 (45-120, n = 31)
Nombre d'épines dans le groupe principal	186 (136-230, n = 4)
Nombre d'épines des groupes latéraux	31 (18-38, n = 4)
Nombre total d'épines	216 (154-267, n = 4)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	259±45 (175-375, n = 31)
Nombre de testicules	20±5 (13-29, n = 30)
Distance vagin-extrémité antérieure	551 (410-700, n = 11)
Longueur des œufs	223 (125-260, n = 23)
Largeur des œufs	70 (45-95, n = 23)

Étude moléculaire

La séquence de *Microcotyle isyebi* (**tab. 15**) a été alignée avec 13 séquences de *Microcotyle* de la banque des gènes (**tab. 16 ; fig. 63**). Les méthodes de NJ et ML ont donné des topologies similaires. Nous ne montrons que l'arbre issu du Neighbour-Joining (**fig. 62**).

Tableau 15 : séquences de *COXI* de *Microcotyle isyebi*. n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019 et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Séquences de <i>COXI</i> de poissons	Id des monogènes	séquences de <i>COXI</i>
<i>Boops boops</i>	BoboBr1	MK317921	BoboBr1MO01	MK317922

L'analyse des distances par la méthode K2P (**tab.17**) et P-distances (**tab.18**) indique que la séquence de *Microcotyle isyebi* n. sp. diffère de celle de *M. erythrini* de l'hôte type *Pagellus erythrinus* 15 % en K2P et de 16 % en P-distances ; et des deux séquences de *Microcotyle visa* de *P. caeruleostictus* de et 10-11 % et de 9-10 % en K2P et en P-distances respectivement. La divergence élevée suggère fortement que *Microcotyle isyebi* n. sp. se distingue de *M. erythrini* et de *Microcotyle visa*. La séquence de *Microcotyle isyebi* n. sp. se sépare des séquences de *Microcotyle algeriensis* de 15 en K2P et de 13 en P-

distances ; et de *Microcotyle* sp. des Scorpaeniformes de la côte algérienne de 13 % et de 12 % en K2P et en P-distances respectivement.

Tableau 16: séquences des Microcotylidae utilisées dans l'analyse moléculaire de *Microcotyle isyebi*. n. sp. Bouguerche, Gey, Justine et Tazerouti, 2019.

Parasites	Hôtes	Origine	GenBank ID	Sources
<i>Microcotyle visa</i> n. sp.	<i>Pagrus caeruleostictus</i> (Valenciennes, 1830)	Algérie	MK275652	Présente étude
			MK275653	
			MK275654	
<i>Microcotyle</i> sp. Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017	<i>Helicolenus dactylopterus</i> (Delaroche, 1809)	Algérie	KX926446	Ayadi et al. (2017)
			KX926447	
<i>Microcotyle algeriensis</i> Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017	<i>Scorpaena notata</i> Rafinesque, 1810	Algérie	KX926443	Ayadi et al. (2017)
			KX926444	
			KX926445	
<i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894	<i>Sebastes schlegeli</i> Hilgendorf, 1880	Corée du Sud	NC009055	Park et al. (2007)
<i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758)	France	AY009159	Jovelin & Justine (2001)
<i>Paramicrocotyle</i> sp.	<i>Pinguipes chilensis</i> Valenciennes, 1833	Chili	KJ794215	Oliva et al. (2014)
<i>Polylabris halichoeres</i> Wang & Zhang, 1998	<i>Halichoeres nigrescens</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Chine	JF505509.	Zhang et al. (2011)
<i>Bivagina pagrosomi</i> (Murray, 1931)	<i>Sparus aurata</i> Linnaeus, 1758	Australie	Z83003	Littlewood et al. (1997)

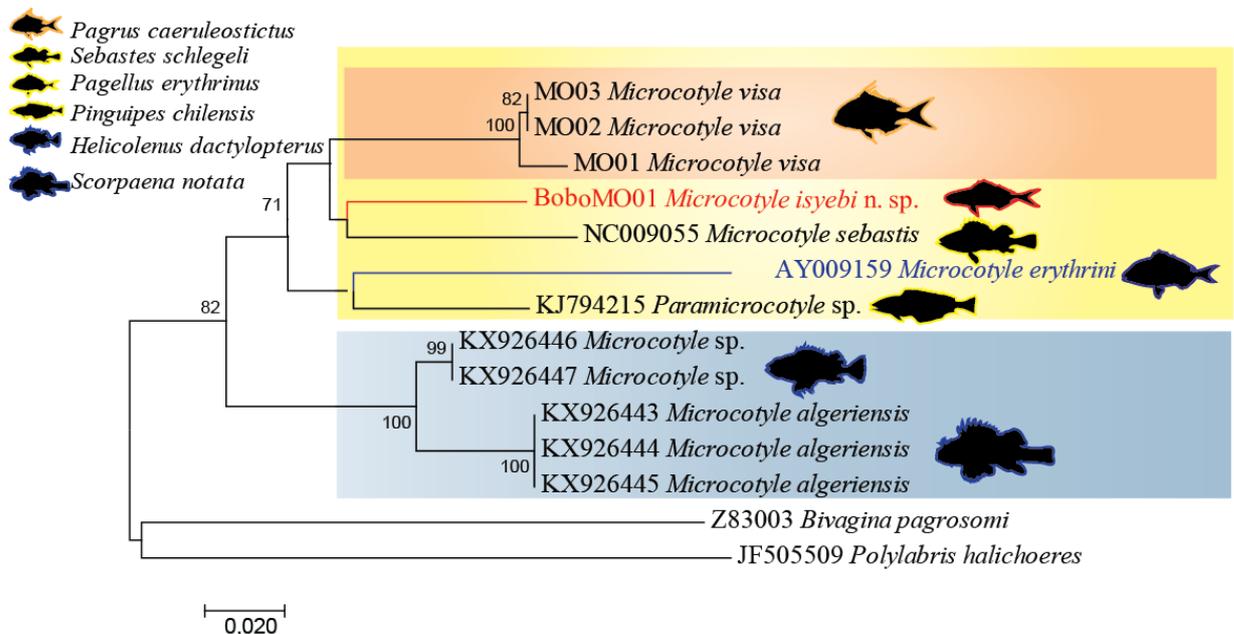


Figure 62: arbre phylogénétique de *Microcotyle isyebi*. n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 au sein des Microcotylidae.

Tableau 17:distances génétiques entre *Microcotyle isyebi* n. sp. et quelques espèces de *Microcotyle* (méthode K-2-P).

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
1	BoboMO01 <i>Microcotyle</i> n. sp. ex <i>Boops boops</i>													
2	AY009159 <i>Microcotyle erythrini</i> ex <i>Pagellus erythrinus</i>	16%												
3	MO03 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	10%	16%											
4	MO02 <i>Microcotyle</i> sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	10%	16%	0%										
5	MO01 <i>Microcotyle</i> sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	11%	17%	1%	1%									
6	KJ794215 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pinguipes chilensis</i>	13%	14%	12%	12%	13%								
7	KX926443 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	21%	15%	15%	16%	16%							
8	KX926444 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	21%	15%	15%	16%	16%	0%						
9	KX926445 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	15%	21%	15%	15%	16%	16%	0%	0%					
10	KX926446 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	13%	20%	12%	12%	13%	14%	4%	4%	4%				
11	KX926447 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	13%	20%	12%	12%	13%	14%	4%	4%	4%	0%			
12	NC009055 <i>Microcotyle sebastis</i> ex <i>Sebastes schlegeli</i>	10%	19%	11%	11%	13%	11%	16%	16%	16%	14%	14%		
13	Z83003 <i>Bivagina pagrosomi</i> ex <i>Sparus aurata</i>	23%	29%	26%	26%	27%	26%	23%	23%	23%	21%	21%	25%	
14	JF505509 <i>Polylabris halichoeres</i> ex <i>Halichoeres nigrescens</i>	27%	27%	26%	26%	26%	23%	27%	27%	27%	24%	24%	27%	29%

Tableau 18: distances génétiques entre *Microcotyle isyebi* n. sp. et quelques espèces de *Microcotyle* (méthode P-distances).

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
1	BoboMO01 <i>Microcotyle</i> n. sp. ex <i>Boops boops</i>													
2	AY009159 <i>Microcotyle erythrini</i> ex <i>Pagellus erythrinus</i>	15%												
3	MO03 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	9%	14%											
4	MO02 <i>Microcotyle</i> sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	9%	14%	0%										
5	MO01 <i>Microcotyle</i> sp ex <i>Pagrus caeruleosticus</i>	10%	15%	1%	1%									
6	KJ794215 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pinguipes chilensis</i>	12%	13%	11%	11%	12%								
7	KX926443 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	18%	13%	13%	14%	14%							
8	KX926444 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	18%	13%	13%	14%	14%	0%						
9	KX926445 <i>Microcotyle Algeriensis</i> ex <i>Scorpaena notata</i>	13%	18%	13%	13%	14%	14%	0%	0%					
10	KX926446 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	12%	17%	11%	11%	12%	12%	4%	4%	4%				
11	KX926447 <i>Microcotyle</i> sp. ex <i>Helicolenus dactylopterus</i>	12%	17%	11%	11%	12%	12%	4%	4%	4%	0%			
12	NC009055 <i>Microcotyle sebastis</i> ex <i>Sebastes schlegeli</i>	10%	17%	10%	10%	12%	10%	14%	14%	14%	13%	13%		
13	Z83003 <i>Bivagina pagrosomi</i> ex <i>Sparus aurata</i>	20%	24%	22%	22%	22%	22%	20%	20%	20%	18%	18%	21%	

Discussion

Microcotyle isyebi n. sp se rapproche de *Microcotyle erythrini* de différents hôtes Sparidae par : le nombre et la taille des pinces ; le nombre d'épines de l'atrium génital et le nombre de testicules (**tab. 19**). Les spécimens de *Microcotyle erythrini* de la collection du feu Professeur Louis Euzet que nous avons examinés étaient nettement plus petits que nos spécimens de *M. isyebi* n. sp. Les deux espèces n'ont pu être distinguées que par leur distance de *COXI* (16% en K2P, 15% en P. distances). De plus, les hôtes type sont différents (*B. boops* vs. *Pagellus erythrini*).

M. isyebi n. sp ressemble à *M. visa* dans : le nombre et la longueur des pince ; le nombre d'épines de l'atrium génital et des testicules ; la taille des ventouses buccales et celle du pharynx (**tab. 20**). Ces deux *Microcotyle* partagent aussi la même localité type (Algérie, Méditerranée). Cependant, ils sont hébergés par des hôtes différents (*B. boops* vs. *P. caeruleostictus*). La divergence entre les séquences de *COXI* de ces deux espèces est élevée (10-11% en K2P, 9-10 % en P. distances) et les distingue nettement.

M. isyebin. sp. se rapproche de *Microcotyle omanae* par le nombre de pinces et la taille de l'atrium génital. Cependant, les deux *Microcotyle* diffèrent notamment par le nombre de testicules ; les hôtes différents (*B. boops* vs *Cheimerius nufar*) et les localités éloignées (Méditerranée vs océan Indien) (**tab. 20**).

M. isyebin. sp. partage uniquement la même localité type avec *M. algeriensis* (Algérie, Méditerranée). Il s'en sépare par : le nombre de pinces ; le nombre des épines de l'atrium génital et celui de testicules ; l'hôte (*B. boops* vs *Scorpaena notata*) (**tab. 20**).et la divergence élevée des séquences de *COXI* (15% en K2P, 13 % en P. distances).

M. isyebin. sp. se rapproche de *Microcotyle* sp. de *Helicolenus dactylopterus* par : la localité type (Algérie, Méditerranée) ; le nombre de de pinces ; des épines de l'atrium génital et de testicules (**tab. 20**). Les hôtes sont différents (*B. boops* vs *H. dactylopterus*) et la divergence de *COXI* est élevée (13% en K2P, 12 % en P- distances).

M. isyebin. sp. ressemble à *Microcotyle archosargi* uniquement en nombre de pinces. Les deux espèces se distinguent par la forme et l'organisation de l'atrium génital. De plus, les hôtes sont distincts (*B. boops* vs *Archosargus probatocephalus*) et les localités sont éloignées (Méditerranée vs Atlantique nord (New York) (**tab. 20**).

Tableau 19: comparaison des données morphométriques de *Microcotyle isyebi* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et de *Microcotyle erythrini* van Beneden & Hesse, 1863.

	<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp.	<i>M. erythrini</i>	<i>M. erythrini</i>	<i>M. erythrini</i>
Hôtes	<i>Boops boops</i>	<i>P. erythrinus</i>	<i>P. erythrinus</i> , <i>P. acarne</i> ; <i>B. boops</i>	<i>B. boops</i>
Localités	Algérie M.	Brest, A.	Brest, A. ; Italie, M.	Espagne, M.
Sources	Présente étude	van Beneden & Hesse (1863)	Parona & Perugia (1890)	López-Román & Guevara Pozo (1973)
Longueur du corps	2647±514 (1750-3810, n = 32)	4000	4000-5000	
Longueur du hapter	809±164 (500-1250, n = 32)			
Longueur totale	3480±600 (2370-4750, n = 31)			
Largeur du corps	598±159 (310-830, n = 32)		500	
Nombre de pinces	83 (54-102, n = 25)		90	
Longueur des pinces	42±11 (25-62, n = 41)		70 (diamètre)	
Largeur des pinces	17±4 (10-31, n = 40)			
Longueur des ventouses buccales	59±8 (40-75, n = 34)		71	50-61
Largeur des ventouses buccales	44±9 (30-65, n = 34)		45	33-43
Longueur du pharynx	40±7 (25-50, n = 34)			24-27*
Largeur du pharynx	38±5 (30-48, n = 34)			
Longueur de l'atrium génital	96±21 (65-170, n = 31)			
Largeur de l'atrium génital	90±18 (45-120, n = 31)			
Nb. d'épines du groupe principal	186 (136-230 n=4)			
Nb. d'épines des groupes latéraux	31(18-38, n=4)			
Nombre totale d'épines	216 (154-267, n=4)			
Distance a.g-e.a	259±45 (175-375, n = 31)			250
Nombre de testicules	20±5 (13-29, n = 30)		16	16-19
Distance vagin-e.a	551 (410-700, n = 11)			450
Longueur des œufs	223 (125-260, n = 23)			207-220
Largeur des œufs	70 (45-95, n = 23)			85-90

Tableau 19 : comparaison des données morphométriques de *Microcotyle isyebi* n.sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 et de *Microcotyle erythrini* van Beneden & Hesse, 1863 (suite)

	<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp.	<i>M. erythrini</i>	<i>M. erythrini</i>	<i>M. erythrini</i>
Hôtes	<i>Boops boops</i>	<i>P. erythrinus</i>	<i>P. erythrinus</i>	<i>P. erythrinus</i>
Localités	Algérie M.	Monténégro, M.	Algérie, M.	France, M.
Sources	Présente étude	Radujkovic & Euzet (1989)	Kouider El Ouahed-Amine (1998)	Collection du Pr. Louis Euzet
Longueur du corps	2647±514 (1750-3810, n = 32)	2300-2700	1900-2800	658 (400-860, n = 12)
Longueur du hapteur	809±164 (500-1250, n = 32)			384 (280-580, n = 12)
Longueur totale	3480±600 (2370-4750, n = 31)			1042 (720-1390, n = 12)
Largeur du corps	598±159 (310-830, n = 32)	200-400	270-530	178 (110-260, n = 12)
Nombre de pinces	83 (54-102, n = 25)	100-110	86-110	101 (82-132, n = 9)
Longueur des pinces	42±11 (25-62, n = 41)	60 *	50-75	58 (48-80, n = 13)
Largeur des pinces	17±4 (10-31, n = 40)	25*	25-40	30 (25-37, n = 13)
Longueur des ventouses buccales	59±8 (40-75, n = 34)	45	35-56	62 (40-85, n = 12)
Largeur des ventouses buccales	44±9 (30-65, n = 34)	40	30-35	50 (35-65, n = 12)
Longueur du pharynx	40±7 (25-50, n = 34)		24- 30*	44 (30-55, n = 9)
Largeur du pharynx	38±5 (30-48, n = 34)			36 (25-50, n = 9)
Longueur de l'atrium génital	96±21 (65-170, n = 31)			111 (85-140, n = 5)
Largeur de l'atrium génital	90±18 (45-120, n = 31)			87 (75-110, n = 5)
Nb. d'épines du groupe principal	186 (136-230 n=4)			229-201-255, n=6)
Nb. d'épines des groupes latéraux	31(18-38, n=4)			33 (31-34, n=6)
Nombre totale d'épines	216 (154-267, n=4)			262 (232-287, n=6)
Distance a.g-e.a	259±45 (175-375, n = 31)	250		262 (232-287, n = 6)
Nombre de testicules	20±5 (13-29, n = 30)	16-19	16-17	17 (9-24, n = 10)
Distance vagin-e.a	551 (410-700, n = 11)			
Longueur des œufs	223 (125-260, n = 23)			
Largeur des œufs	70 (45-95, n = 23)			

Tableau 20: comparaison des données morphométriques de *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 de *P. caeruleostictus* et des *Microcotyle* spp. de la Méditerranée.

	<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp.	<i>Microcotyle visa</i> n. sp.	<i>Microcotyle</i> sp. Ayadi et al., 2017	<i>M. algeriensis</i> Ayadi et al., 2017
Hôtes	<i>Boops boops</i>	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	<i>Helicolenus dactylopterus</i>	<i>Scorpaena notata</i>
Localités	Algérie, Méditerranée			
Sources	Présente étude	Présente étude	Ayadi et al. (2017)	Ayadi et al. (2017)
Longueur du corps	3480±600 (2370-4750, n = 31)	1,998 (1300-4000)	3,092 (410–3,800)	3,298 (1,900– 4,300)
Longueur du hapter	809±164 (500-1250, n = 32)	739 (250-1,250)	962 (570–1,200)	781 (450– 1040)
Longueur totale	1212±1704 (0-4750, n = 89)	2,737 (1,910-4,620)		
Largeur du corps	598±159 (310-830, n = 32)	500 (270-1,000)		
Nombre de pinces	83 (54-102, n = 25)	100 (59-126)	54 (49–58)	31 (20– 39)
Longueur de pinces	42±11 (25-62, n = 41)	35 (25-60)	64±8 (42–74)	70 (48–85)
Largeur de pinces	17±4 (10-31, n = 40)	21 (12-35)	44 (40–69)	48 (40–78)
Longueur des ventouses buccales	59±8 (40-75, n = 34)	47 (30-85)	61 (47–73)	59 (40–85)
Largeur des ventouses buccales	44±9 (30-65, n = 34)	32 (20-60)		
Longueur du pharynx	40±7 (25-50, n = 34)	30 (20-551)	61 (40–77)	74 (50–100)
Largeur du pharynx	38±5 (30-48, n = 34)	27 (20-45)	58 (50–69)	69 (46–90)
Longueur de l’atrium génital	96±21 (65-170, n = 31)	74 (50-130)	131 (95–160)	115 (77–175)
Largeur de l’atrium génital	90±18 (45-120, n = 31)	63 (45-95)	133 (102–150)	106 (83–130)
Nb.d’épines dans le groupe principal	186 (136-230, n = 4)	189 (142-224)	184 (104-307)	102 (68-162)
Nb. d’épines dans les “groupes latéraux	31 (18-38, n = 4)	28 (18-39)	12 (6-19)	7 (4-9)
Nb. total d’épines	216 (154-267, n = 4)	217 (172-262)	210 (122–333)	116 (76–174)
Distance a.g-e.a	259±45 (175-375, n = 31)	220 (120-600)	397 (270-520)	225 (110-400)
Nombre de testicules	28±42 (13-250, n = 30)	23 (14-29)	13 (10–17)	13 (9–20)
Distance vagin-e.a	551 (410-700, n = 11)	553 (320 -780)		
Longueur des œufs	223 (125-260, n = 23)	195 (157-260)		236 (215-257)
Largeur des œufs	70 (45-95, n = 23)	71 (60-100)		68 (50- 85)

Tableau 20 : comparaison des données morphométriques de *Microcotyle isyebi* n. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019 de *P. caeruleostictus* et des *Microcotyle* spp. de la Méditerranée (suite).

	<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp.	<i>M. lichiae</i> Ariola, 1899	<i>M. donavini</i> Van Beneden & Hesse, 1863	<i>M. pomatomi</i> Goto, 1899	<i>M. omani</i> Machkewskyi et <i>al.</i> , 2013	<i>M. archosargi</i> MacCallum, 1913
Hôtes	<i>Boops boops</i>	<i>Lichia amia</i>	<i>Symphodus mediterraneus</i>	<i>Pomatomus saltatrix</i>	<i>Cheimerius nufar</i>	<i>Archosargus probatocephalus</i>
Localités	Algérie, Méditerranée	Italie, M.	mer du Nord	Australie, O.P.	Mer d'Arabie	New York
Sources	Présente étude	Ariola (1899)	Euzet & Marc (1963)	Williams (1991)	Machkewskyi et <i>al.</i> (2013)	MacCallum (1913)
Longueur du corps	3480±600 (2370-4750, n = 31)				3,500–11,000	
Longueur du hapter	809±164 (500-1250, n = 32)			976 (464-1,680)	1,125–3,225	1500
Longueur totale	1212±1704 (0-4750, n = 89)	8000	4000-5000	3,416 (3,040-4,080)		8000
Largeur du corps	598±159 (310-830, n = 32)	500	400-500	408 (400-416)		800
Nombre de pinces	83 (54-102, n = 25)	52	86	130 (104-148)	94–120	106
Longueur de pinces	42±11 (25-62, n = 41)	100-300 **	33 -50	61 (59-64)	26–55	80
Largeur de pinces	17±4 (10-31, n = 40)		2-87	52 (45-56)	70–100	40
Longueur des ventouses buccales	59±8 (40-75, n = 34)	220	65	48(34-61)* *	60–120	10
Largeur des ventouses buccales	44±9 (30-65, n = 34)	64	40			70
Longueur du pharynx	40±7 (25-50, n = 34)	51-70 **	50	36 (32-42)**	28–75	
Largeur du pharynx	38±5 (30-48, n = 34)		40			
Longueur de l'atrium génital	96±21 (65-170, n = 31)		250	122 (109-134) **	25–214	100
Largeur de l'atrium génital	90±18 (45-120, n = 31)		175		127–193	80
Nb. d'épines dans le groupe principal	186 (136-230, n = 4)					
Nb.d'épines des "groupes latéraux	31 (18-38, n = 4)					
Nombre total d'épines	216 (154-267, n = 4)					
Distance a.g-e.a	259±45 (175-375, n = 31)					
Nombre de testicules	28±42 (13-250, n = 30)		18-22	28 (26-40)	34–55	
Distance vagin-e.a	551 (410-700, n = 11)					
Longueur des œufs	223 (125-260, n = 23)		200-225	28 (26--40)		
Largeur des œufs	70 (45-95, n = 23)		75-80			75–105

M. isyebin. sp. diffère de *Microcotyle lichiae* par le nombre de pinces, la taille des ventouses buccales et la disposition des épines de l'atrium génital (cinq rangées concentriques chez *M. lichiae*). Les hôtes sont également différents (*Lichia amia*, Carangidae) (**tab. 20**).

M. isyebin. sp. se rapproche de *Microcotyle donavini* par le nombre de pinces et la taille de l'atrium génital. Toutefois, les deux espèces se distinguent par : l'organisation générale de l'ovaire ; l'hôte (*B. boops* vs. *Labrus bergylta*) et la localité (Méditerranée vs Atlantique).

M. isyebi diffère de *Microcotyle pomatomi* par : le nombre de pinces ; la taille et l'organisation de l'atrium génital (absence de groupes latéraux d'épines chez *M. pomatomi*) ; le nombre de testicules ; les hôtes (*B. boops* vs. *Pomatomus saltatrix*) et la localité (Méditerranée vs Pacifique).

M. isyebin. sp. peut-être distingué de tous les *Microcotyle* autres que ceux des Sparidae par la présence de deux expansions latérales dans l'atrium génital.

Pendant longtemps, la taxinomie des *Microcotyle* s'est basée essentiellement sur les critères taxinomiques classiques, notamment la morphoanatomie et la morphométrie, méthodes qui ne permettent pas toujours une distinction indiscutable des espèces. Il en résulte très souvent une systématique confuse, remodelée sans cesse au fur et à mesure que s'affinent et se rajoutent les descriptions d'espèces. Cependant, les techniques de la biologie moléculaire permettent de séparer avec certitude les espèces et notamment de déceler les espèces cryptiques.

M. erythrini a été signalé chez *Boops boops* par divers auteurs (**tab. 21**). Ces auteurs et en absence d'informations moléculaires, ont attribué les *Microcotyle* trouvés chez cet hôte à *M. erythrini*.

Dans le présent travail, nous avons comparé les spécimens de *Microcotyle* de *Boops boops* avec ceux de *M. erythrini* de l'hôte type (*Pagellus erythrinus*) de la collection du feu Pr. Louis Euzet. Nous avons constaté que nos spécimens étaient nettement beaucoup plus grands. Cependant, il est admis que la taille du corps ne peut constituer un critère fiable et suffisant pour la discrimination des espèces du genre *Microcotyle* (Williams 1991).

Par ailleurs, l'étude du *COXI* que nous avons entreprise, a permis de distinguer l'espèce de *Microcotyle* de *Boops boops* jusque-là confondue avec *M. erythrini*. La divergence entre la séquence de *M. isyebi* n. sp. de *Boops boops* et celle de *M. erythrini* de *P. erythrinus* est de 16.3%, valeur nettement supérieure à la limite de 3 % des variations intraspécifiques admise chez les Monogenea (Aquaro et al. 2011). Toutefois, cette limite n'est pas absolue et le taux

de variations intraspécifiques variant de 0,2 à 5,6 % (séquences de *COXI*) a été rapporté chez divers Polyopisthocotylea (Du Preez et al. 2007; Mladineo et al. 2009; Yoshinaga et al. 2009 ; Li et al. 2011; Oliva et al. 2014; Shi et al. 2014; Sepulveda & Gonzalez 2015; Tambireddy et al. 2016 ; Yan et al. 2016; Ayadi et al. 2017; Héritier et al. 2017).

Avec une différence de 16% entre *Microcotyle isyebi* n. sp. de *Boops boops* et *M. erythrini* de l'hôte-type *Pagellus erythrinus*, *Microcotyle isyebi* n. sp. et *M. erythrini* sont deux espèces distinctes et valides. Il est à noter aussi que la séquence de *COXI* de *Microcotyle isyebi* n. sp. montre également une nette divergence comparée à celles de toutes les autres espèces de *Microcotyle* parasitant les hôtes Sparidae et dont les séquences sont disponibles. Toutefois, et au vue de ce résultat, l'attribution des *Microcotyle* trouvés chez les deux autres Sparidae *Pagellus acarne* et *Dentex dentex* (**tab .21**) à *Microcotyle erythrini* est incertaine. Il serait intéressant de réaliser une étude moléculaire sur ces spécimens pour confirmer leur identification.

Actuellement, le genre *Microcotyle* comprend 62 espèces valides (**tab .22**). La découverte en Algérie des deux nouvelles espèces *Microcotyle visa* n. sp. (Bouguerche at al., 2019 a) et *Microcotyle isyebi* n. sp. (Bouguerche at al., 2019 b) fait hausser le nombre des *Microcotyle* spp. dans le monde à **64** et celui des espèces infestant exclusivement les hôtes Sparidae à **5**.

Tableau 21: hôtes et localités de *Microcotyle erythrini* van Beneden & Hesse, 1863

hôtes et localités	Sources
<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758) (hôte type)	
Océan Atlantique	van Beneden & Hesse (1863)
Méditerranée	
France	Jovelin & Justine (2001)
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
Italie	Parona & Perugia (1890); Ulmer & James (1981)
Algérie	Kouider El Ouahed-Amine (1998) ; Kaouachi (2010); Kaouachi et al. (2010); Kaouachi et al. (2017)
<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	
Méditerranée	
France	Renaud et al., (1980)
Italie	Parona & Perugia (1890); Strona et al. (2010)
Espagne	López-Román & Guevara Pozo (1973); Power et al. (2005) ; Pérez-del Olmo et al. (2007a, 2008); Fernandez-Jover et al. (2010); Marzoug et al. (2012)
Turquie	Akmirza (2013)
Algérie	Marzoug et al. (2012); Ramdane et al. (2013) ; Benhamou et al. (2017)
Océan Atlantique	
Espagne	Power et al. (2005) ; Pérez-del Olmo et al. (2008) ;
<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	
Méditerranée	
Turquie	Akmirza (2013)
Italie	Parona & Perugia (1890)
<i>Dentex dentex</i> (Linnaeus, 1758)	
Espagne, Méditerranée	González et al. (2004)

Tableau 22 : hôtes et localités des *Microcotyle* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894		<i>Sebastes</i> sp.	Japon, océan Pacifique	Goto (1894)
<i>Microcotyle pomatomi</i> Goto, 1899	<i>Paramicrocotyle pomatomi</i> (Goto, 189)* <i>Microcotyle (Microcotyle) pomatomi</i> (Goto, 1899)* <i>Microcotyle australiensis</i> MacCallum, 1921* <i>Microcotyle debueni</i> Mané-Garzón, 1959* <i>Microcotyle temnodontis</i> Sandars, 1945*	<i>Pomatomus saltatrix</i> (Linnaeus, 1766) Pomatomidae)	Rhode Island, Ocean Atlantique	Goto (1899) ; Caballero & Bravo-Hollis (1972) ; Unnithan (1971) ; MacCallum (1921) ; Mané-Garzón(1959) ;Sandars (1945)
<i>Microcotyle angelichthys</i> MacCallum, 1913	<i>Microcotyle (Microcotyle) angelichthys</i> * (MacCallum, 1913)	<i>Holacanthus ciliaris</i> (Linnaeus, 1758) (Pomacanthidae)	Aquarium de New York	MacCallum (1913) ; Tripathi (1956)
<i>Microcotyle archosargi</i> MacCallum, 1913	<i>Microcotyle (Scintillovulva) archosargi</i> * (MacCallum, 1913 <i>Paramicrocotyle archosargi</i> * (MacCallum, 1913)	<i>Archosargus probatocephalus</i> Walbaum, 1792 (Sparidae)	Marché de poissons de New York	MacCallum (1913); Unnithan (1971); Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle bassensis</i> Murray, 1931	<i>Paramicrocotyle bassensis</i> * (Murray, 1931)	<i>Platycephalus bassensis</i> Cuvier, 1829 (Platycephalidae)	Australie du Sud, océan Indien	Murray (1931);Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle victoriae</i> Woolcock, 1936	<i>Microcotyle (Microcotyle) victoriae</i> (Woolcock, 1936)* <i>Paramicrocotyle victoriae</i> (Woolcock, 1936)*	<i>Helicolenus percoides</i> (Richardson & Solander, 1842) (Sebastidae)	Australie, océan Pacifique	Woolcock (1936) ;Unnithan, 1971 ; Caballero & Bravo-Hollis, 1972
<i>Microcotyle aigoï</i> Ishii & Sawada, 1937		<i>Siganus fuscescens</i> (Houttuyn, 1782) (Siganidae)	Japon, océan Pacifique	Ishii & Sawada (1938)
<i>Microcotyle toba</i> Ishii & Sawada, 1938	<i>Microcotyle (Microcotyle) toba</i> (Ishii & Sawada, 1938)* <i>Paramicrocotyle toba</i> (Ishii & Sawada, 1938)*	<i>Siganus fuscescens</i> (Siganidae)	Japon, océan Pacifique	Ishii & Sawada (1938)
<i>Microcotyle tanago</i> Yamaguti, 1940	<i>Paramicrocotyle tanago</i> (Yamaguti, 1940)*	<i>Ditrema temminckii temminckii</i>	Japon, océan Pacifique	Yamaguti (1940); Caballero & Bravo-Hollis, 1972

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle donavini</i> Van Beneden & Hesse, 1863		<i>Labrus bergylta</i> Ascanius, 1767 (Labridae)	Brest, océan Atlantique	van Beneden & Hesse (1863)
<i>Microcotyle erythrini</i> Van Beneden & Hesse, 1863		<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758) (Sparidae)	Brest, océan Atlantique	van Beneden & Hesse (1863)
<i>Microcotyle caudata</i> Goto, 1894	<i>Microcotyle (Microcotyle) caudata</i> * (Goto, 1894)	<i>Sebastes</i> sp. (Scorpaenidae)	Japon, océan Pacifique	Goto (1894) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle elegans</i> Goto, 1894		<i>Scombrops boops</i> (Houttuyn, 1782) (Scombroptidae) (<i>S. cheilodipteroïdes</i>)	Japon, océan Pacifique	Goto (1894)
<i>Microcotyle fusiformis</i> Goto, 1894	<i>Microcotyle (Microcotyle) fusiformis</i> (Goto, 1894) *	<i>Pholis nebulosa</i> (Temminck & Schlegel, 1845) (Pholidae) (<i>Centronotus nebulosa</i>)	Japon, océan Pacifique	Goto (1894) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle stenotomi</i> Goto, 1899		<i>Stenotomus chrysops</i> (Linnaeus, 1766) (Sparidae)	Japon, océan Pacifique	Goto (1899)
<i>Microcotyle hiatulae</i> Goto, 1899	<i>Microcotyle furcata</i> Linton, 1940 * <i>Microcotyle (Microcotyle) hiatulae</i> (Goto, 1899) *	<i>Tautoga onitis</i> (<i>Hiatula Onitis</i>)	Rhode Island, Ocean Atlantique	Linton (1940) ; Goto (1899); Unnithan (1971)
<i>Microcotyle lichiae</i> Ariola, 1899	<i>Microcotyle (Microcotyle) lichiae</i> (Ariola, 1899) *	<i>Lichia amia</i> (Carangidae)	Italie, mer Méditerranée	Ariola (1899) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle eueides</i> MacCallum & MacCallum, 1913	<i>Caenomicrocotyle (Caenomicrocotyle) eueides</i> (MacCallum & MacCallum, 1913) *	<i>Morone saxatilis</i> (Walbaum, 1792) (Moronidae)	New York	MacCallum & MacCallum (1913) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle centropristis</i> MacCallum, 1916	<i>Microcotyle (Microcotyle) centropristis</i> * (MacCallum, 1915) <i>Paramicrocotyle centropristis</i> * (MacCallum, 1916)	<i>Centropristis striata</i> (Linnaeus, 1758) (Serranidae)	Marché de poissons de New York	MacCallum (1916) ; Unnithan (1971) ; MacCallum (1916)
<i>Microcotyle pomacanthi</i> MacCallum, 1916		<i>Pomocanthus arcuatus</i> (Pomacanthidae); <i>Chaetodon</i> <i>ocellatus</i> , <i>Chaetodon capistratus</i> (Chaetodontidae); <i>Anisotremus</i> <i>virginicus</i> (Haemulidae); <i>Hyporthodus</i> <i>flavolimbatus</i> Epinephelus flavolimbatusin (Serranidae); <i>Bodianus rufus</i> (Labridae)	Aquarium de New York	MacCallum (1916)

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle pontica</i> Pogorel'tseva, 1964		<i>Symphodus tinca</i> (Linnaeus, 1758) (Labridae)	Sébastopol, Mer Noire	Pogorel'tseva (1964)
<i>Microcotyle cepolae</i> Yamaguti, 1938	<i>Paramicrocotyle cepolae</i> * (Yamaguti, 1938)	<i>Cepola schlegelii</i> Bleeker, 1854 (Cepolidae)	Japon, océan Pacifique	Yamaguti (1938) ; Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle mouwoi</i> Ishii & Sawada, 1938	<i>Polylabris cf. mamaevi</i> Ogawa et Egusa, 1980 * <i>Solostamenides mouwoi</i> (Ishii & Sawada, 1938) *	<i>Epinephelus chlorostigma</i> (Valenciennes, 1828) (Serranidae) <i>Siganus fuscescens</i> (Siganidae)	Japon, océan Pacifique	Ogawa et Egusa (1980) ; Ishii & Sawada (1938) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle furcata</i> Linton, 1940	<i>Microcotyle hiatulae</i> Goto, 1899* <i>Microcotyle (Microcotyle) furcata</i> (Linton, 1940) *	<i>Tautoga onitis</i> (Linnaeus, 1758) (Labridae)	Massachusetts, océan Atlantique	Linton (1940) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle ditrematis</i> Yamaguti, 1940		<i>Ditrema temminckii</i> temminckii Bleeker, 1853 (Embiotocidae)	Japon, océan Pacifique	Yamaguti (1940)
<i>Microcotyle helotes</i> Sandars, 1944	<i>Microcotyle (Microcotyle) helotes</i> (Sandars, 1944) *	<i>Helotes sexlineatus</i> (Quoy & Gaimard, 1825) (Terapontidae)	Australie du Sud, océan Indien	Sandars (1945)
<i>Microcotyle pentapodi</i> Sandars, 1944	<i>Paramicrocotyle pentapodi</i> (Sandars, 1944) *	<i>Pentapodus milii</i> (Nemipteridae)	Australie, océan Pacifique	Sandars (1945) ; Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle odacis</i> Sandars, 1945	<i>Microcotyle (Microcotyle) odacis</i> (Sandars, 1945)*	<i>Haletta semifasciata</i> (Valenciennes, 1840)(Odacidae)	Australie, océan Pacifique	Sandars (1945) ; Unnithan (1971)
<i>Microcotyle peprili</i> Pearse, 1949	<i>Microcotyle (Microcotyle) peprili</i> (Pearse, 1949) *	<i>Peprilus paru</i> (Linnaeus, 1758) (Stromateidae) (<i>Peprilus alepidotus</i>)	Caroline du Nord, océan Atlantique	Pearse (1949)
<i>Microcotyle otrynteri</i> Pearse, 1949		<i>Stenotomus caprinus</i> Jordan & Gilbert, 1882 (Sparidae) (<i>Otrynter caprinus</i>)	Caroline du Nord, océan Atlantique	Pearse (1949)
<i>Microcotyle oceanica</i> Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1953		<i>Tylosurus fodiator</i> Jordan & Gilbert, 1882 (Belonidae)	Panama, océan Pacifique	Caballero, Bravo-Hollis & Grocott (1953)

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle gimpo</i> Yamaguti, 1958	<i>Paramicrocotyle gimpo</i> (Yamaguti, 1958) Caballero & Bravo-Hollis, 1972 * <i>Caenomicrocotyle (Caenomicrocotyle) gimpo</i> (Yamaguti, 1958) *	<i>Pholis nebulosa</i>	Japon, océan Pacifique	Yamaguti (1958); Caballero & Bravo-Hollis (1972); (Yamaguti (1958) Unnithan (1971)
<i>Microcotyle constricta</i> Robinson, 1961		<i>Parapercis colias</i> (Forster & Schneider, 1801) (Pinguipedidae)	Nouvelle Zélande, océan Pacifique	Robinson (1961)
<i>Microcotyle longirostri</i> Robinson, 1961	<i>Gonoplasius longirostri</i> (Robinson, 1961) Price, 1962 * <i>Gonoplasius carangis</i> (Robinson, 1961)*	<i>Pseudocaranx dentex</i> (Bloch & Schneider, 1801) (Carangidae) (<i>Longirostrum platessa</i>)	Nouvelle Zélande, océan Pacifique	Robinson (1961); Price (1962); Robinson (1961); Barton & Edward (1961 <i>in</i> Barton et al., 2009)
<i>Microcotyle nemadactylus</i> Dillon & Hargis, 1965	<i>Paramicrocotyle nemadactylus</i> (Dillon & Hargis, 1965)	<i>Nemadactylus macropterus</i> (Forster, 1801) (Cheilodactylidae)	Nouvelle Zélande, océan Pacifique	Dillon & Hargis (1965) ; Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle neozealanica</i> Dillon & Hargis, 1965	<i>Microcotyle neozealanicus</i> Dillon & Hargis, 1965 * <i>Paramicrocotyle neozealanicus</i> (Dillon & Hargis, 1965) *	<i>Helicolenus percoides</i> (Richardson & Solander, 1842) (Sebastidae)	Nouvelle Zélande, océan Pacifique	Dillon & Hargis (1965) ; Caballero & Bravo-Hollis (1972)
<i>Microcotyle emmelichthyops</i> Yamaguti, 1968		<i>Emmelichthyops</i> sp. (Haemulidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti (1968)
<i>Microcotyle polymixiae</i> Yamaguti, 1968		<i>Polymixia japonica</i> (Günther, 1877) (Polymixiidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti (1968)
<i>Microcotyle zalembius</i> Crane, 1972		<i>Zalembius rosaceus</i> (Jordan & Gilbert, 1880) (Embiotocidae)	Californie, océan Pacifique	Crane (1972)
<i>Microcotyle pacifica</i> Crane, 1972		<i>Lycodes pacificus</i> Collett, 1879 (Zoarcidae)	Californie, océan Pacifique	Crane (1972)
<i>Microcotyle tampicensis</i> (Caballero & Bravo-Hollis, 1972)	<i>Paramicrocotyle tampicensis</i> Caballero & Bravo-Hollis, 1972	<i>Diapterus auratus</i> Ranzani, 1842 (Gerreidae) (<i>Diapterus olisthostomus</i>)	Mexique, océan Pacifique	Caballero & Bravo-Hollis (1972); Mamaev (1986)
<i>Microcotyle pempheri</i> Machida & Azaki, 1977		<i>Pempheris xanthoptera</i> Tominaga, 1963 (Pempheridae)	Japon, océan Pacifique	Machida & Azaki (1977)

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle danielcarrioni</i> (Martinez & Barrantes, 1977) Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019	<i>Paramicrocotyle danielcarrioni</i> * Martinez & Barrantes, 1977	<i>Cheilodactylus variegatus</i> Valenciennes, 1833 (Cheilodactylidae)	Pérou, océan Pacifique	Martinez & Barrantes (1977) Bouguerche et al. (2019)
<i>Microcotyle inglisi</i> Gupta & Krishna, 1980		<i>Rastrelliger kanagurta</i> (Cuvier, 1816) (Scombridae)	Inde, océan Indien	Gupta & Krishna (1980)
<i>Microcotyle korathai</i> Gupta & Krishna, 1980		<i>Rastrelliger kanagurta</i>	Inde, océan Indien	<i>Microcotyle korathai</i> Gupta & Krishna, 1980
<i>Microcotyle moyanoi</i> (Villalba & Fernandes, 1986) Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019	<i>Paramicrocotyle moyanoi</i> (Villalba & Fernandes, 1986) *	<i>Pinguipes chilensis</i> Valenciennes, 1833 (Pinguipedidae)	Chili, océan Pacifique	Villalba & Fernandes (1986) Bouguerche et al. (2019)
<i>Microcotyle fistulariae</i> Mamaev, 1989		<i>Fistularia petimba</i> Lacépède, 1803 (Fistulariidae)	Mer de Chine méridionale, océan Pacifique	Mamaev (1989)
<i>Microcotyle macropharynx</i> Mamaev, 1989		<i>Pseudopentaceros wheeleri</i> Hardy, 1983 (Pentacerotidae)	Hawaii, océan Pacifique	Mamaev (1989)
<i>Microcotyle guanabarensis</i> Bravo-Hollis & Kohn, 1990		<i>Eucinostomus argenteus</i> Baird & Girard, 1855 (Gerreidae)	Brésil, océan Atlantique	Bravo-Hollis & Kohn (1990)
<i>Microcotyle pseudopercis</i> Amato & Cezar, 1994		<i>Pseudopercis numida</i> Miranda Ribeiro, 1903 <i>Pseudopercis semifasciata</i> (Cuvier, 1829) (Pinguipedidae)	Brésil, océan Atlantique	Amato & Cezar (1994)

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Microcotyle hainanensis</i> Zhang, Yang & Xiao <i>in</i> Zhang, Yang & Liu, 2001		<i>Branchiostegus auratus</i> (Kishinouye, 1907) (Malacanthidae)	Hainan, mer de Chine méridionale, océan Pacifique	Zhang, Yang & Xiao <i>in</i> Zhang, Yang & Liu (2001)
<i>Microcotyle omani</i> Machkewskyi, Dmitrieva, Al- Jufaili & Al-Mazrooei, 2013	<i>Microcotyle omanae</i> Machkewskyi, Dmitrieva, Al- Jufaili & Al- Mazrooei, 2013 *	<i>Cheimerius nufar</i> (Valenciennes, 1830) (Sparidae)	Oman, Ocean Indien	Machkewskyi <i>et al.</i> (2013)
<i>Microcotyle rubrum</i> Hadi & Bilqees, 2010		<i>Otolithes ruber</i> (Bloch & Schneider, 1801) (Sciaenidae)	Pakistan, océan Indien	Hadi & Bilqees (2010)
<i>Microcotyle argenticus</i> Hadi & Bilqees, 2011		<i>Pampus argenteus</i> (Euphrasén, 1788) (Stromateidae)	Pakistan, océan Indien	Hadi & Bilqees (2011)
<i>Microcotyle algeriensis</i> Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti, 2017		<i>Scorpaena notata</i> Rafinesque, 1810 (Scorpaenidae)	Algérie, mer Méditerranée	Ayadi <i>et al.</i> (2017)
<i>Microcotyle visa</i> Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019		<i>Pagrus caeruleostictus</i> (Sparidae)	Algerie, Méditerranée	Présente étude
<i>Microcotyle isyebi</i> Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti, 2019		<i>Boops boops</i> (Sparidae)	Algerie, Méditerranée	Présente étude

1.1.2. *Pauciconfibula* Dillon & Hargis, 1965

Synonymes : *Bradyhaptorus* Unnithan, 1971 (Unnithan, 1971) ; *Diplasiocotyle* Tripathi, 1954 (Tripathi, 1954) ; *Pseudoaspinatrium* Mamaev, 1986 (Mamaev, 1986).

Diagnose d'après Chisholm et al. (1991)

Microcotylinae. Corps allongé, aplati dorso-ventralement. Hapteur avec un nombre variable de pinces de type *Microcotyle*. Ventouses buccales septées, avec ou sans épines ; œsophage ramifié au niveau du pore génital; branches intestinales avec diverticules, confluentes ou non postérieurement et s'étendant parfois dans le hapteur. Pore génital médio-ventral, inerme ; organe copulateur inerme; testicules folliculaires, post-ovariens, en nombre variable. Vitellogène co-existant avec l'intestin, ne pénétrant pas dans le hapteur; pore vaginal simple, médio-dorsal, inerme ; œufs fusiformes avec un ou deux ou sans filaments polaires.

Espèces type : *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965.

Hôte type : *Trachinus radiatus* Cuvier, 1829.

Localité type : Italie, Méditerranée (Parona & Perugia, 1889).

Nous avons prélevé deux espèces de *Pauciconfibula* : *Pauciconfibula trachini* et *P. draconis* sur *Trachinus radiatus* et *Trachinus draco* Linnaeus, 1758 respectivement.

1.1.2.1. *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965

Synonymes : *Microcotyle trachini* Parona & Perugia, 1889 ; *Diplasiocotyle trachini* (Parona & Perugia, 1889) (Tripathi, 1954) ; *Aspinatrium trachini* (Parona & Perugia, 1889) (Yamaguti, 1963) ; *Bradyhaptorus trachini* (Parona & Perugia, 1889) (Unnithan, 1971).

Hôte : *Trachinus radiatus* Cuvier, 1829.

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Alger, Algérie.

Description (fig. 64-66 ; pl. 3)

Les données morphométriques de 24 spécimens sont présentées dans le **tableau 23**.

Le corps allongé est légèrement aminci dans sa région antérieure (**fig. 64 A ; pl.3 A**). Il se termine postérieurement par un hapteur symétrique et quadrangulaire. Le hapteur porte 8 à 10 paires de pinces disposées symétriquement en deux rangés parallèles. Les pinces sont de tailles inégales : la première paire est toujours plus petite que les suivantes. Les pinces sont de type *Microcotyle* (**fig. 64 B ; pl.3 B, C**) ; chacune est constituée de deux mâchoires: une mâchoire antérieure et une postérieure (**fig. 65 A**).

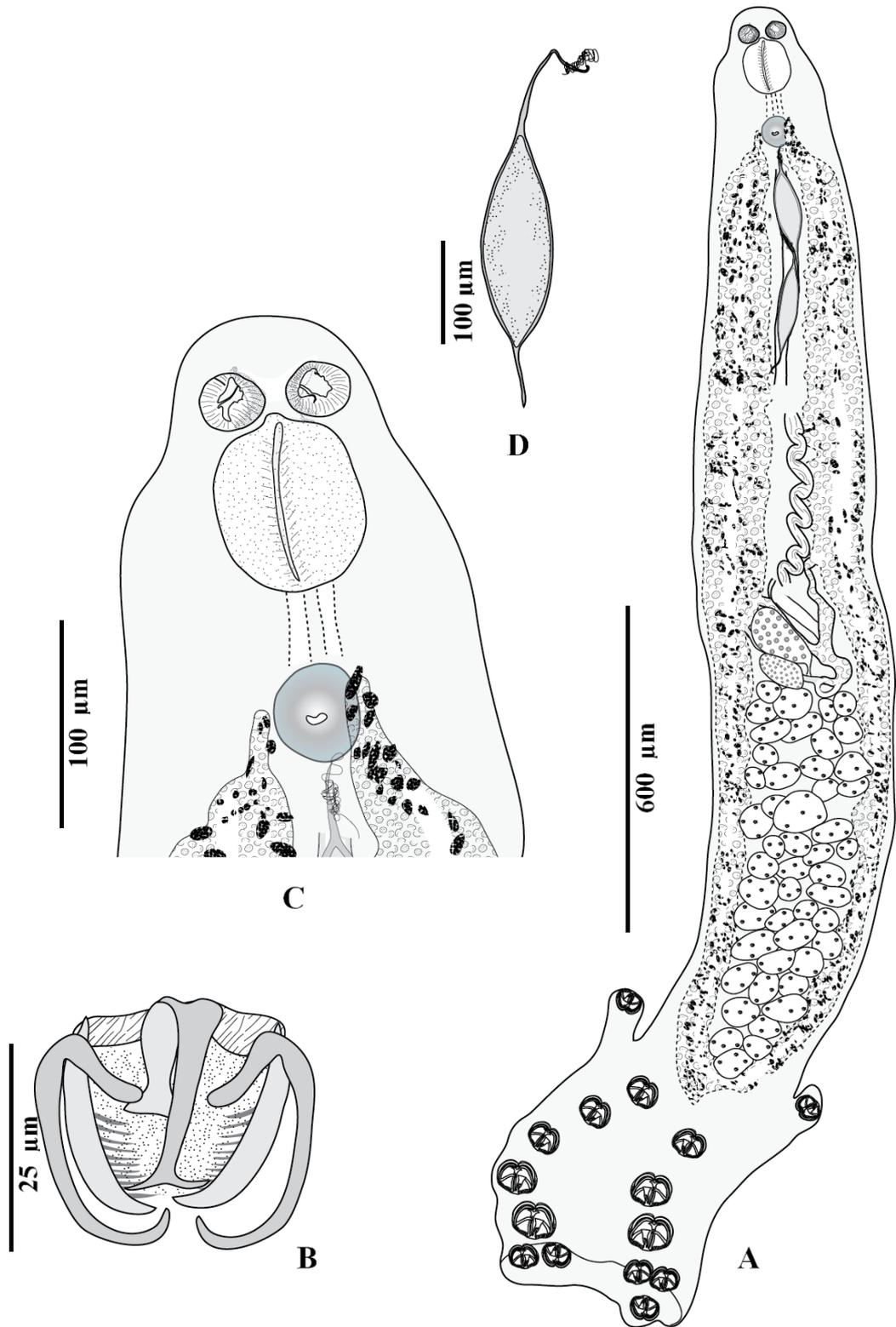


Figure 64 : *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889).

A : morphologie générale (vue ventrale).

B : pinça *in toto*, vue ventrale.

C : détail de la région antérieure.

D : œuf.

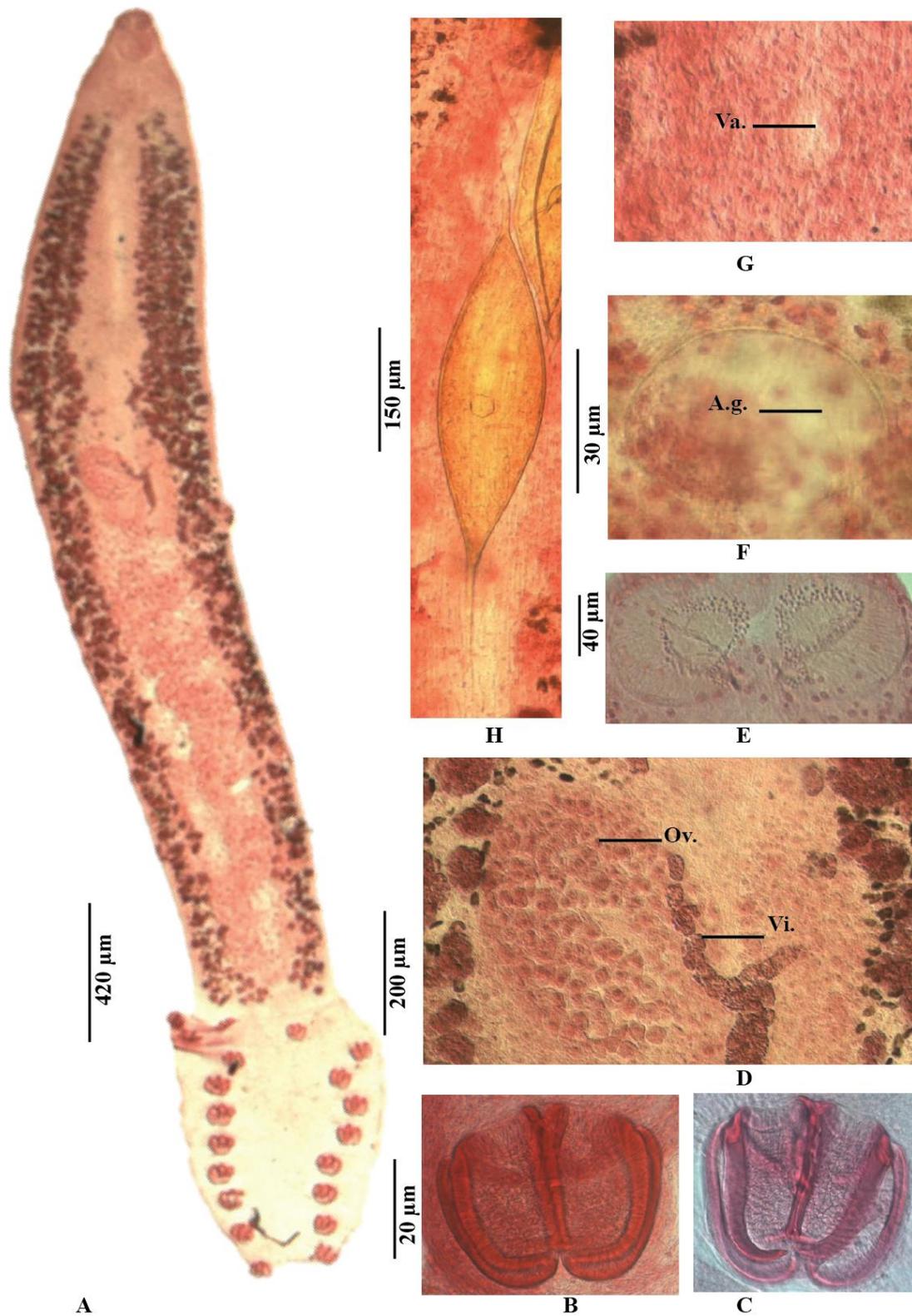


Planche 3 : *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889).

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** pince *in toto*, vue ventrale. **C :** pince *in toto*, vue dorsale. **D :** zone antérieure. **E :** ventouses buccales. **F :** atrium génital. **G :** vagin. **H :** œuf.

Va. : vagin. **A.g. :** atrium génital. **Ov. :** ovaire. **Vi. :** vitelloducte.

La mâchoire antérieure présente une pièce sclérifiée médiane **a1** relativement allongée. La partie distale de cette dernière dessine un T. du côté proximal, **a1** se replie en **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de cette mâchoire sont soutenus par deux pièces arquées **b1**. Du même côté, chaque pièce **b1** se plie pour donner **b2** dans la mâchoire postérieure. Les prolongements **b2** sont plus longs que ceux de la pince des deux Microcotylidae décrits précédemment (fig. 65 B).

La mâchoire postérieure, présente un sclérite médian **a2** qui se prolonge par **a3**. **a3** montre deux rangés parallèles de petits pores de forme et de taille différentes. Les bords de cette mâchoires sont renforcés par deux sclérites arqués **c** (fig. 65 C).

Du côté proximal et distal, un muscle relie **a2** à **b2** ; **b1** et **c** sont enveloppés d'un muscle (fig. 65 A). Nous notons la présence de nombreux épaissements épidermiques latéraux (fig. 64B).

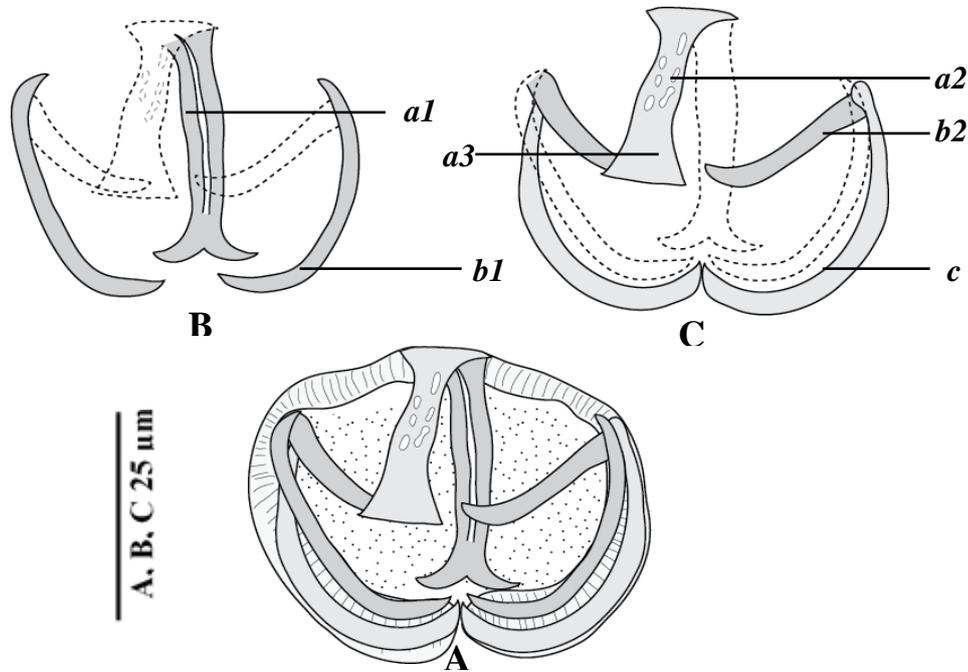


Figure 65: disposition des sclérites de la pince de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889).

A : pince *in toto*, vue dorsale. **B :** mâchoire antérieure. **C :** mâchoire postérieure.

L'extrémité antérieure du corps est arrondie. Deux ventouses globuleuses aseptées munies de nombreuses papilles s'observent latéralement à l'ouverture buccale. Le pharynx musculueux et volumineux est situé sur la ligne médiane (fig. 64 C ; pl. 3 E). L'intestin se ramifie en deux branches intestinales qui s'étendent depuis le pore génital jusqu'au hapter.

Les testicules très nombreux occupent l'espace intercæcal du tiers postérieur du corps. Le canal déférent large et contourné, remonte sur la ligne médiane du corps pour déboucher au-

dessous de la bifurcation intestinale dans l'atrium génital. L'atrium génital inerme médio-dorsal s'ouvre sur la ligne médiane (**pl. 3 F**).

L'ovaire pré-testiculaire, débute à droite du corps. Il fait une anse et passe à gauche par un mince coude (**fig. 66 ; pl. 3 D**). Il remonte sur la ligne médiane, fait une deuxième anse pour revenir à droite, où il s'élargit avant de déboucher dans l'oviducte. L'oviducte dorsal, reçoit le vitelloducte impair. Au-delà, l'oviducte aboutit dans l'utérus d'abord descendant puis ascendant. L'utérus s'étend jusqu'à l'atrium génital. Le vagin s'ouvre dorsalement par une ouverture circulaire (**pl. 3 G**). Les glandes vitellogènes sont constituées par de nombreux follicules formant deux bandes latéro-dorsales aux branches intestinales qu'ils dissimulent dans certaines régions du corps. Leur extension va du niveau postérieur de l'atrium génital jusqu'au bord antérieur du hapter et les follicules droits et gauches convergent et fusionnent. Les vitelloductes transverses longs, se détachent ventralement, environ dans la moitié médiane du corps. En arrière, ils se rejoignent ventralement à l'ovaire pour donner le vitelloducte impair médian. Ce dernier débouche dans l'oviducte. Les vitelloductes bourrés de vitellogènes, dessinent un Y à branches latérales longues. Les œufs peu nombreux sont fusiformes. Ils présentent 2 filaments polaires : un antérieur long et pelotonné sur lui-même (**fig. 64 D ; pl. 3 H**). Le filament postérieur est court et assez épais.

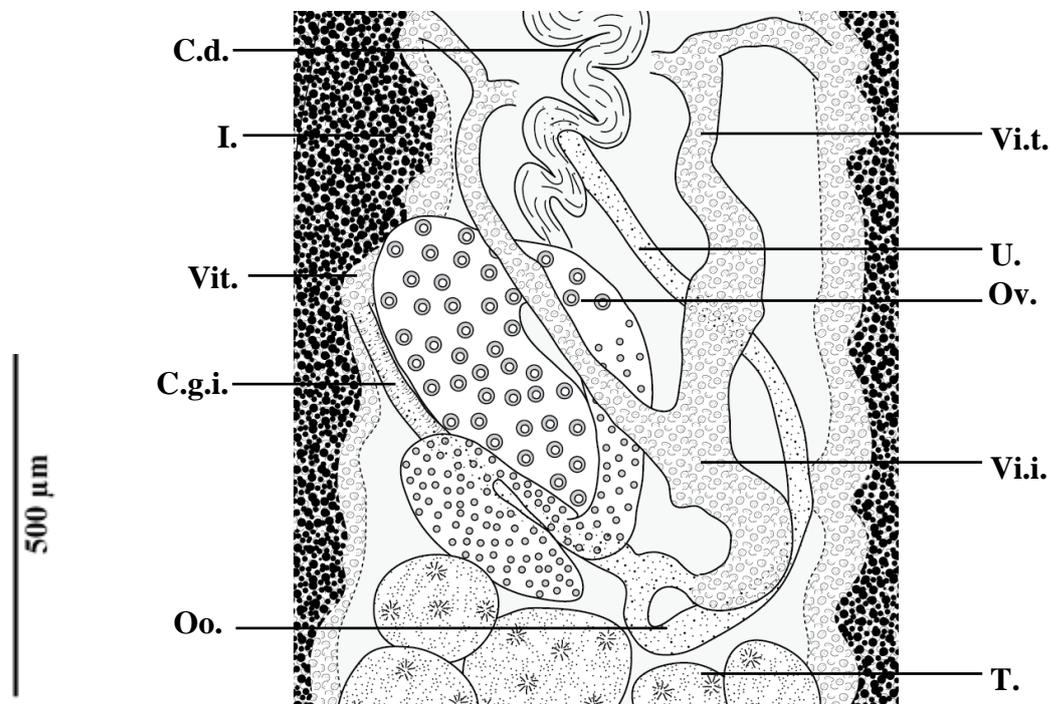


Figure 66 : *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

C.d. : canal déférent. **I. :** intestin. **C.g.i. :** canal génito-intestinal. **Oo. :** ootype. **Vit. :** vitellogène. **Vi.t. :** vitelloducte transverse. **U. :** utérus. **Ov. :** ovaire. **Vi.i. :** vitelloducte impair. **T. :** testicule.

Tableau 23 : données morphométriques de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889) du littoral algérien.

Longueur du corps	5550 -9900 (8500)
Longueur du hapter	310-355 (305)
Longueur totale	6100-8000
Largeur du corps	650-720 (677)
Nombre de pinces	16-20 (18)
Longueur des pinces	25-35 (33)
Largeur des pinces	32-40 (40)
Longueur des ventouses buccales	45-52 (50)
Largeur des ventouses buccales	50-55 (53)
Longueur du pharynx	76-100 (96)
Largeur du pharynx	80-110 (105)
Longueur de l'atrium génital	48-54 (53)
Largeur de l'atrium génital	52-60 (58)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	240-580 (234)
Nombre de testicules	36-58 (49)
Longueur des œufs	210-250 (205)
Largeur des œufs	70-75 (64)

Répartition géographique de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889)

Bien que les Trachinidae hôtes du genre *Trachinus* ont une large répartition géographique, *Pauciconfibula trachini* semble être une espèce exclusivement méditerranéenne (**tab. 24 ; fig. 67**). Découverte au large de l'Italie (Parona & Perugia, 1889), cette espèce retrouvée dans sa localité type (Parona & Perugia, 1889) ainsi qu'en Tunisie, chez l'hôte type (Azizi et al., 2017). Nous la signalons **pour la première fois en Algérie**.

Tableau24 : répartition géographique de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889).

Hôtes / localités	Sources
<i>Trachinus radiatus</i> Cuvier, 1829 (hôte type)	
Méditerranée	
Italie	Parona & Perugia (1889, 1890)
Tunisie	Azizi et al. (2017)
Algérie	Présente étude



-  Répartition géographique du poisson hôte *Trachinus radiatus*.
-  Mention de *Pauciconfibula trachini* chez *Trachinus radiatus*

Figure 67 : répartition géographique de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889) et de son hôte.

1.1.2.2. *Pauciconfibula draconis* (Briot 1904) Dillon & Hargis, 1965

Synonymes : *Microcotyle draconis* Briot, 1904 ; *Bradyhaptorus draconis* (Briot, 1904) ; *Pseudoaspinatrium draconis* (Briot, 1904) Mamaev, 1986.

Hôte : *Trachinus draco* Linnaeus, 1758.

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Bouharoune, Algérie.

Description (fig. 68 -71; pl. 4)

Les données morphométriques de 16 spécimens sont mentionnées dans le **tableau 25**.

Le corps est allongé à ovalaire (**fig. 69 A ; pl.4 A**). Il se termine par un hapter quadrangulaire. Ce dernier porte 8 à 10 paires de pinces (**fig. 69 B ; pl.4 B, C**) disposées en deux rangées symétriques écartées. La taille de ces pinces diminue régulièrement de l'avant vers l'arrière. Les pinces sont de type *Microcotyle* dont la disposition des sclérites est identique à celle de *Pauciconfibula trachini* (**fig. 68 B, C**). Nous notons également la présence de nombreux épaisissements épidermiques latéraux (**fig. 68 A**).

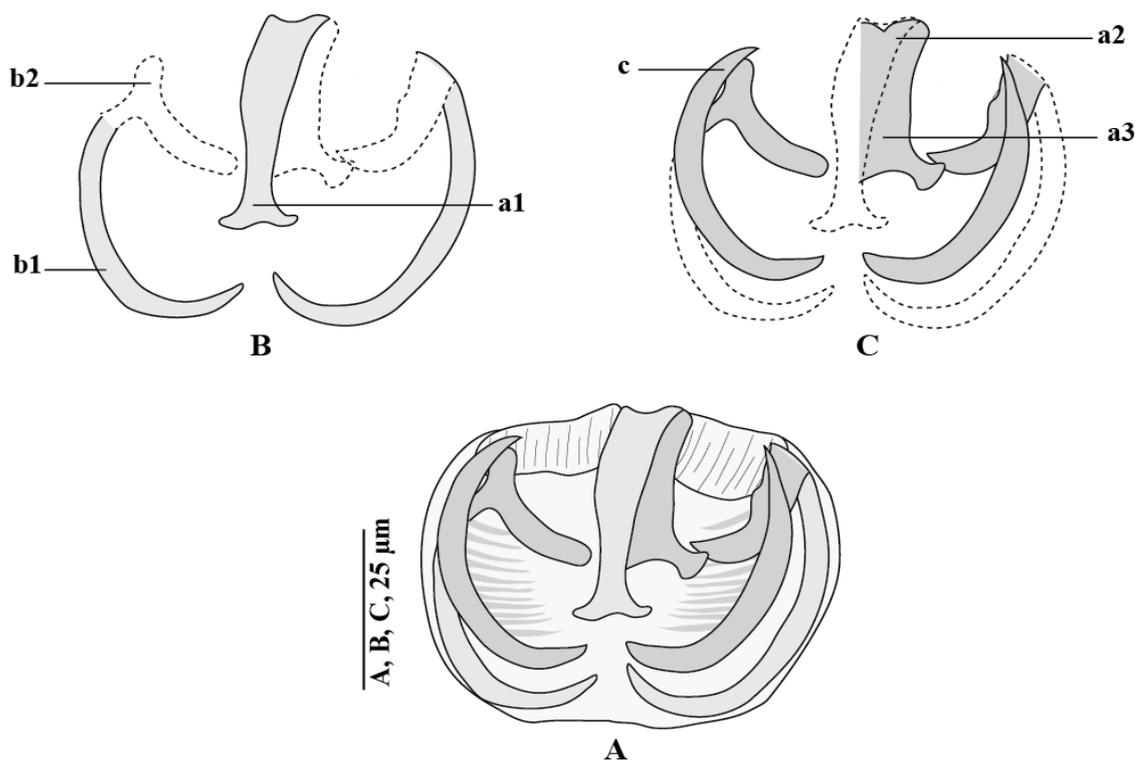


Figure 68: disposition des sclérites de la pince de *Pauciconfibula draconis* (Briot 1904).

A : pince *in toto*, vue dorsale. **B :** mâchoire antérieure. **C :** mâchoire postérieure.

L'appareil digestif débute antérieurement par la bouche. Dans la cavité buccale, s'ouvrent latéralement deux ventouses orales globulaires entouré de nombreuses papilles (**fig. 69 C ; pl.4 E**).

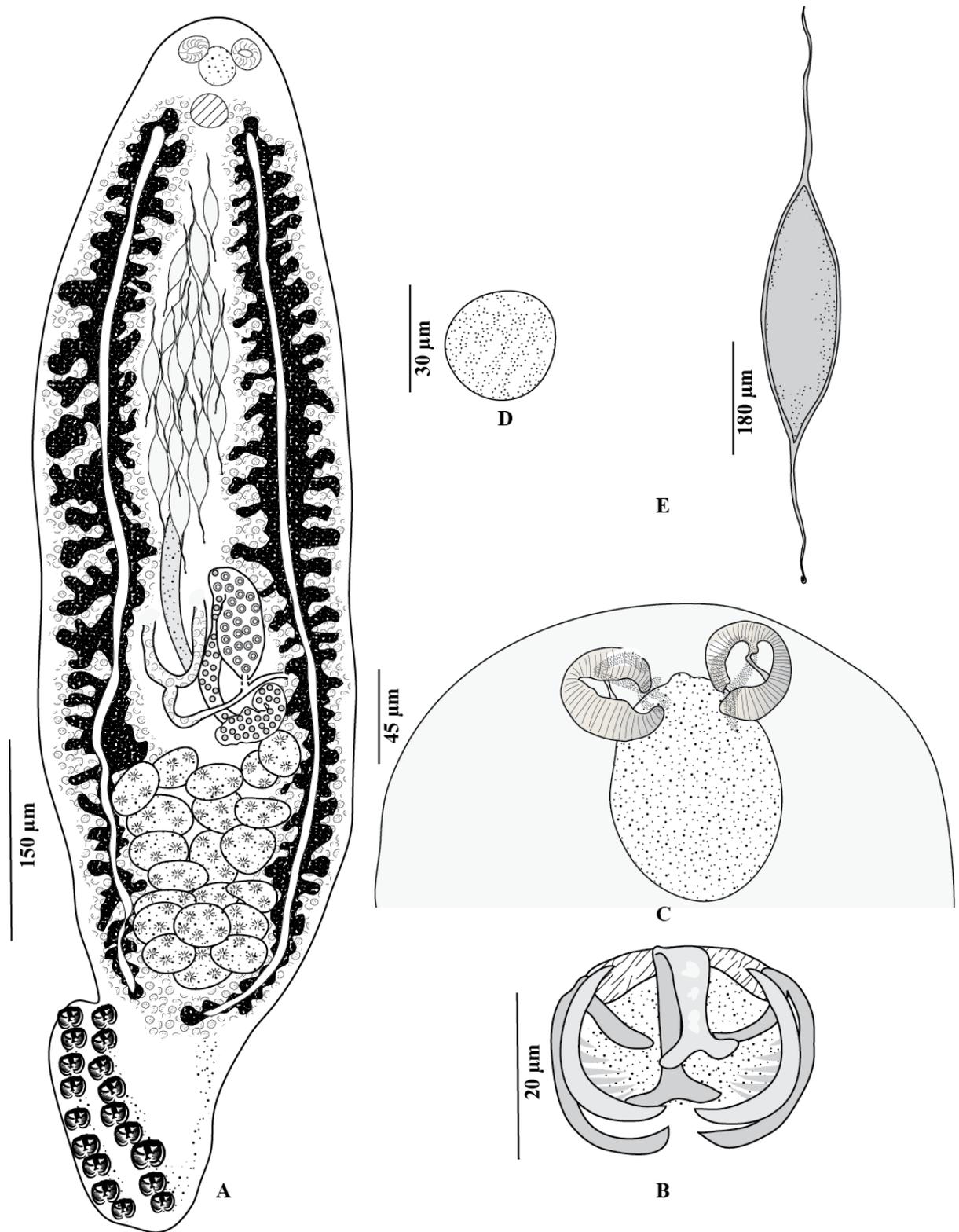


Figure 69: *Pauciconfibula draconis* (Briot 1904).

- A : morphologie générale (vue ventrale)
- B : pince *in toto*, vue dorsale
- C : détail de l'extrémité antérieure
- D : atrium génital
- E : œuf

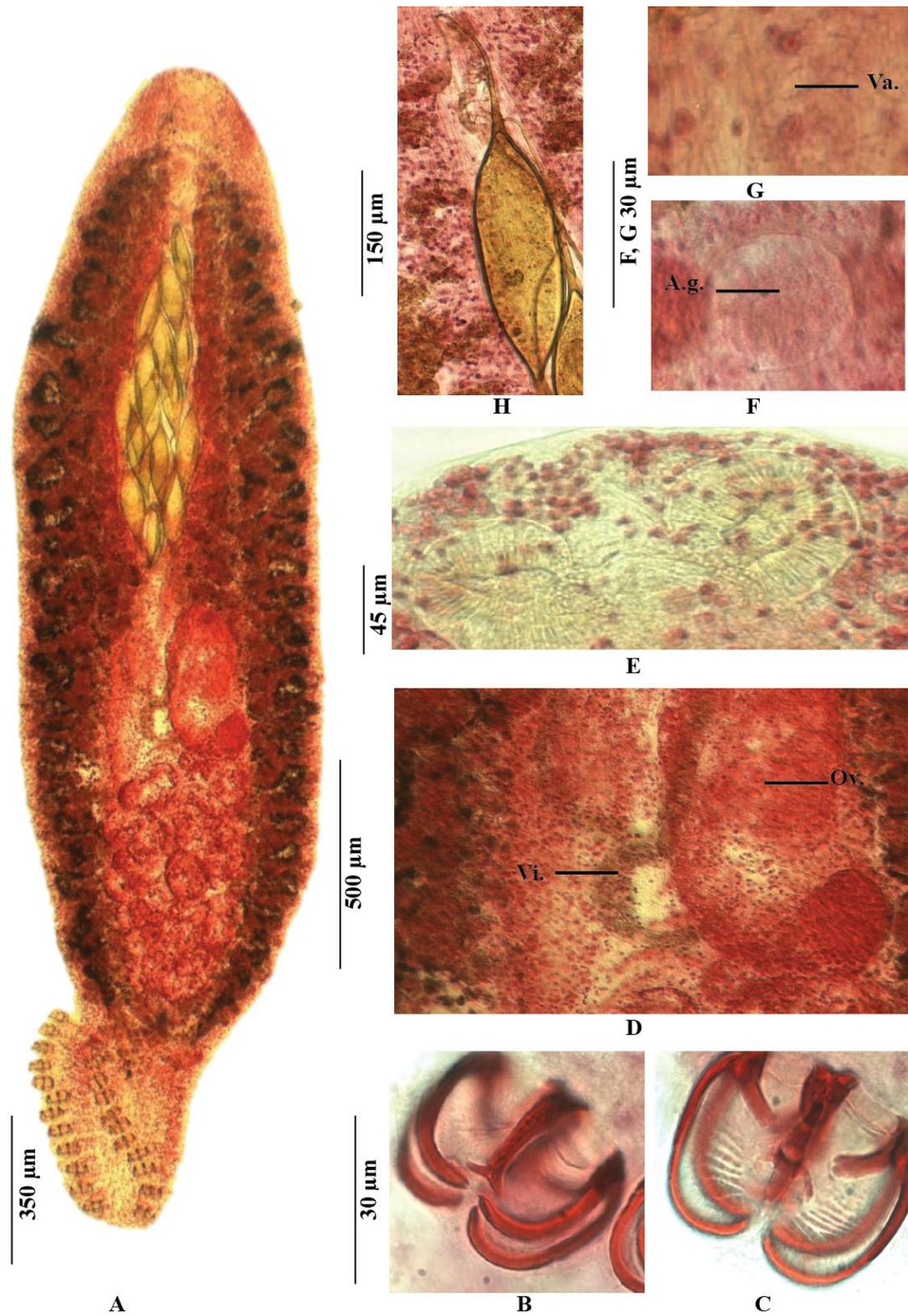


Planche 4 : *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904).

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** pince *in toto*, vue ventrale. **C :** pince *in toto*, vue dorsale. **D :** zone antérieure. **E :** ventouses buccales. **F :** atrium génital. **G :** vagin. **H :** œuf.

Va. : vagin. **A.g. :** atrium génital. **Ov. :** ovaire. **Vi. :** vitelloducte.

Dorsalement, la cavité de chaque ventouse est divisée par une cloison transversale en deux loges inégales (**fig. 70**). Suite aux ventouses, sur la ligne médiane, se trouve le pharynx, volumineux. L'œsophage se bifurque en deux branches intestinales pourvues latéralement de nombreux diverticules. Les branches intestinales descendent de chaque côté du corps vers l'extrémité postérieure.

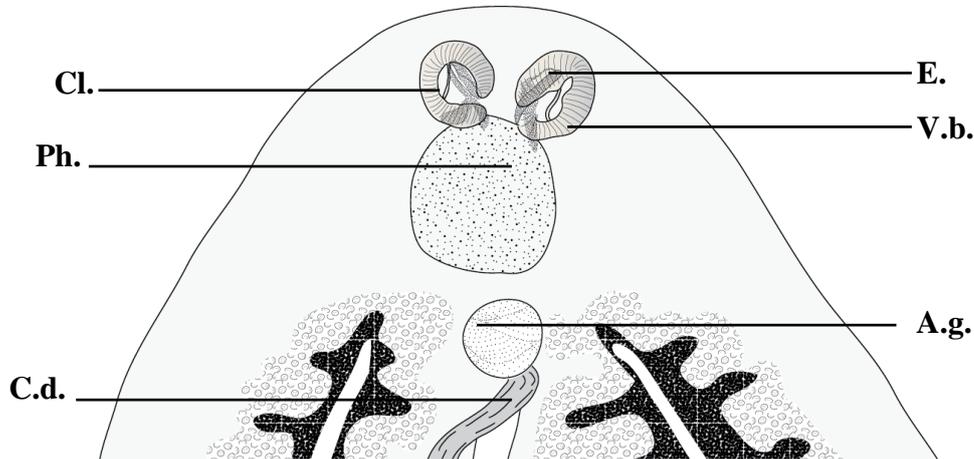


Figure 70 : *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904), région antérieure (vue ventrale).

Cl. : cloison. **Ph.** : pharynx. **C.d.** : canal déférent **E.** : épines. **V.b.** : ventouses buccales. **A.g.** : atrium génital.

Les testicules de forme et de taille variables occupent tout l'espace intercœcal du quart postérieur du corps. Le canal déférent, large, sinueux et dorsal remonte sur la ligne médiane du corps jusqu'à l'atrium génital. L'atrium génital inerme, s'ouvre ventralement sur le plan médio-longitudinal, au niveau du quart antérieur (**fig. 69 D ; pl.4 F**).

L'ovaire, oblong et grand, est pré-testiculaire. Il prend naissance, sur le côté gauche du corps, par une masse allongée (**fig. 71; pl.4 G**). Il remonte à gauche puis passe à droite et descend dorsalement à la partie immature. Il monte, puis passe de nouveau à gauche, à ce niveau, il s'élargit avant de déboucher dans l'oviducte. De l'oviducte se détache ventralement le canal génito-intestinal qui se jette dans la branche intestinale gauche. L'utérus dorsal, se termine dans la partie postérieure de l'atrium génital. L'ouverture vaginale inerme, se trouve dans la moitié du corps. Les glandes vitellogènes débutent au niveau de l'atrium génital. Elles délimitent latéro-dorsalement les branches digestives et se terminent à l'extrémité postérieure du corps où elles fusionnent. L'organisation des vitelloductes est semblable à celle de *P. trachini*. Les œufs sont ovales et allongés. Ils possèdent deux filaments polaires. Le filament postérieur est plus court et se termine en griffe (**fig. 69 E; pl.4 H**).

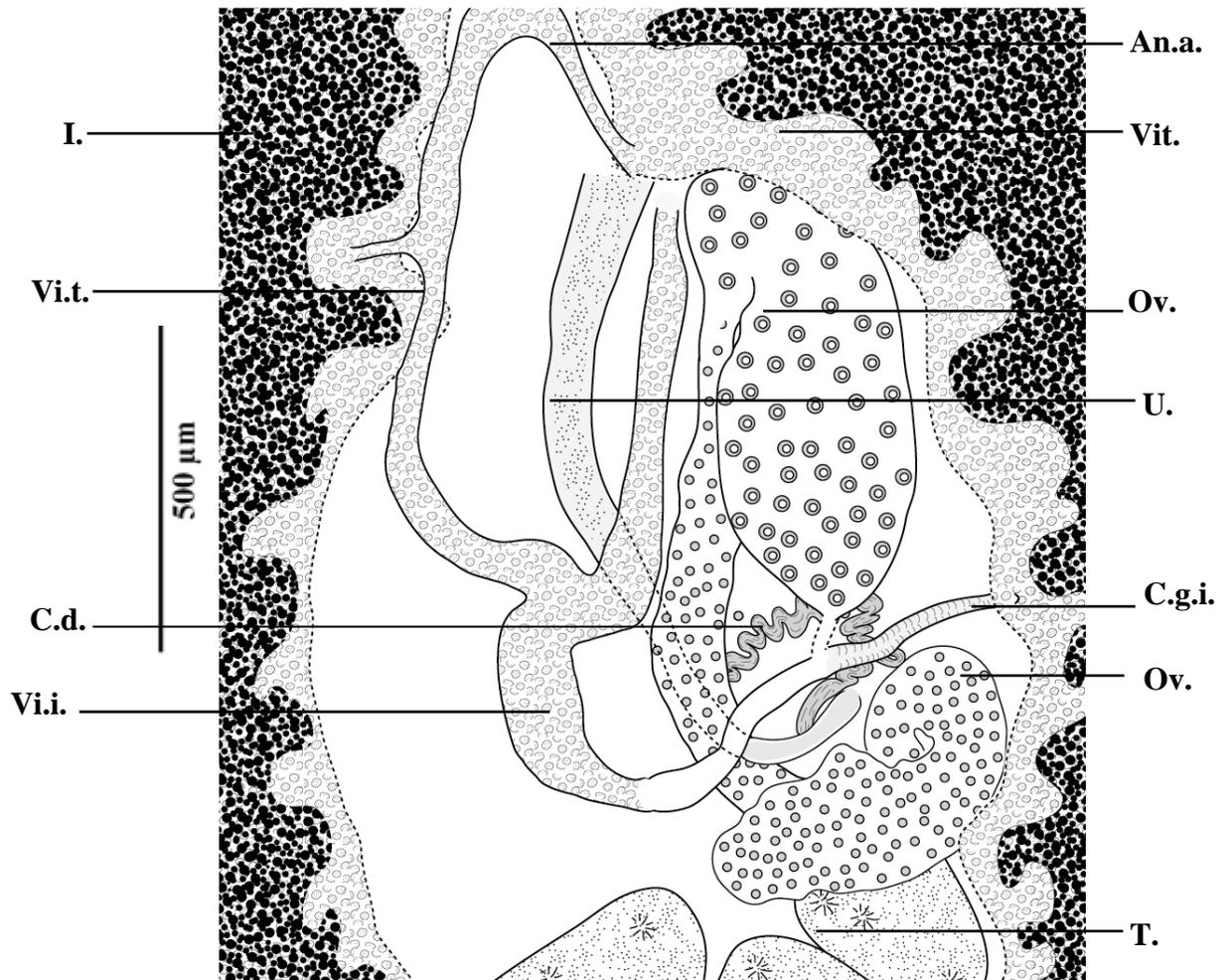


Figure 71 : *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

I. : intestin. **Vi.t.** : vitellogénite transverse. **C.d.** : canal déférent. **Vi.i.** : vitellogénite impair. **An.a.** : anastomose antérieure. **Vit.** : vitellogène. **Ov.** : ovaire. **U.** : utérus. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **T.** : testicule.

Tableau 25: données morphométriques de *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904) du littoral algérien.

Longueur du corps	3500 -4200 -4210)
Longueur du haptéur	190-300 (280)
Longueur totale	3900-4500 (4100)
Largeur du corps	654-980 (710)
Nombre de pinces	22- 24
Longueur des pinces	70-90 (85)
Largeur des pinces	30-35
Longueur des ventouses buccales	70-80 (75)
Largeur des ventouses buccales	55-70 (65)
Longueur du pharynx	85-100 (95)
Largeur du pharynx	65-70 (68)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	250-420 (410)
Nombre de testicules	18-24

Répartition géographique de *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904)

Pauciconfibula draconis a été très peu mentionnée dans la littérature. Décrite pour la première fois en mer du Nord (Briot, 1904), elle a été retrouvée dans sa localité type (Nicoll, 1914) ainsi qu'en Méditerranée (tab. 26). Nous la mentionnons **pour la première fois en Algérie et au sud de la Méditerranée** (fig. 72).

Tableau 26:Répartition géographique *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1904).

Hôte/ localité	Sources
<i>Trachinus draco</i> (hôte-type)	
Océan Atlantique	
Mer du Nord	Briot (1904) ; Nicoll (1914)
Méditerranée	
Espagne	Lopez-Roman (1973)
Monténégro	Euzet & Radujkovic (1989)
Algérie	Présente étude



Figure 72 : hôtes et répartition géographique *Pauciconfibula draconis* (Briot, 1914).

Étude moléculaire

Neuf séquences de *Pauciconfibula* ont été obtenues (**tab. 27**): 2 *Pauciconfibula draconis* de l'Algérie :-2 *Pauciconfibula trachini* de l'Algérie ; 1 *Pauciconfibula trachini* de l'Italie et 4 *Pauciconfibula trachini* de la Tunisie.

Tableau 27 : séquences de *COXI* des *Pauciconfibula* spp. et de leurs poissons hôtes.

Espèces de poissons	Id de poissons	Espèces de Monogènes	Id des Monogènes
<i>Trachinus draco</i>	Trdr1 Br1	<i>Pauciconfibula draconis</i>	Trdr1Mo1.A
		<i>Pauciconfibula draconis</i>	Trdr1Mo2.A
<i>Trachinus radiatus</i>	TrraAl Br1	<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraAlMo1
		<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraAlMo3
<i>Trachinus radiatus</i>	TrraT Br1	<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraMo1.T
		<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraMo2.T
		<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraMo4.T
<i>Trachinus radiatus</i>	TrraT Br2	<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraRamla1Pau1.T
<i>Trachinus radiatus</i>	TrraI Br1	<i>Pauciconfibula trachini</i>	TrraMo8.I

Les séquences obtenues ont été alignées avec 14 séquences de Microcotylidae (**tab. 28 ; fig.74**).

Tableau 28: séquences utilisée dans l'analyse moléculaire des *Pauciconfibula* spp.

Parasites	Hôtes	Origines	GenBank ID	Sources
<i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904)	<i>Trachinus draco</i> Linnaeus, 1758	Algérie	Trdr1Mo2	Présente étude
<i>Pauciconfibula draconis</i>	<i>Trachinus draco</i>	Algérie	Trdr1Mo1	Présente étude
<i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889)	<i>Trachinus radiatus</i> Cuvier, 1829	Algérie	TrraAlMo1	Présente étude
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Algérie	TrraAlMo3	Présente étude
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Tunisie	TrraMo1	Azizi et al.(N.p.)
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Tunisie	TrraMo2	Azizi et al.(N.p.)
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Tunisie	TrraMo4	Azizi et al.(N.p.)
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Italie	TrraMo8 I.	Azizi et al.(N.p.)
<i>Pauciconfibula trachini</i>	<i>Trachinus radiatus</i>	Tunisie	TrraRamla1P au1	Azizi et al.(N.p.)
<i>Microcotyle visa</i> Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019	<i>Pagrus caeruleostictus</i> Steindachner, 1868	Algérie	MK275652 MK275653 MK275654	Présente étude

Parasites	Hôtes	Origines	GenBank ID	Sources
<i>Microcotyle isyebi</i> n. sp.	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	Algérie	MK317922	Présente étude
<i>Microcotyle algeriensis</i> Ayadi, Gey, Justine & Tazerouti 2017	<i>Scorpaena notata</i> Rafinesque, 1810	Algérie	KX926443 KX926444 KX926445	Ayadi et al. (2017)
<i>Microcotyle</i> sp.	<i>Helicolenu dactylopterus</i> (Delaroche, 1809)	Algérie	KX926446 KX926447	Ayadi et al. (2017)
<i>Microcotyle sebastis</i> Goto, 1894	<i>Sebastes schlegeli</i> Hilgendorf, 1880	Corée du Sud	NC009055	Park et al. (2007)
<i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758)	France	AY009159	Jovelin & Justine (2001)
<i>Kuhnia scombri</i> (Kuhn, 1829)	<i>Scomber japonicus</i> Houttuyn, 1782	China	KU380119	Yan et al(2016)
<i>Paramicrocotyle</i> sp.	<i>Pinguipes chilensis</i> Valenciennes, 1833	Chili	KJ794215	Oliva et al. (2014)
<i>Pedocotyle bravoii</i> Luque-Alejos & Iannacone-Oliver, 1990	<i>Prolatilus jugularis</i> (Valenciennes, 1833)	Chili	KJ794211	Oliva et al. (2014)
<i>Sparicotyle chrysophryi</i>	<i>Boops boops</i>	Adriatique	GQ240258	Mladineo et al (2009)
<i>Sparicotyle chrysophryii</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Sparus aurata</i> <i>Sparus aurata</i>	Adriatique	GQ240252	Segvic et al.(2009)
<i>Pagellicotyle mormyri</i> (Lorenz, 1878)	<i>Lithognathus mormyrus</i> (Linnaeus, 1758)	France	AY009160	Jovelin & Justine (2001)
<i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet & Ktari, 1970	<i>Trachinotus ovatus</i> (Linnaeus, 1758)	France	AY009162	Jovelin & Justine (2001)
<i>Bivagina pagrosomi</i> (Murray, 1931)	<i>Sparus aurata</i> (Linnaeus, 1758)	Australie	Z83003	Littlewood et al. (1997)

N.p : séquence non publiée.

L'arbre du ML et celui du NJ ont donné des topologies similaires et seulement l'arbre issu du NJ est représenté dans la **figure 73**.

L'analyse de cet arbre montre que toutes les espèces de *Pauciconfibula* ont formé un clade monophylétique séparé de l'outgroup (78 % bootstrap). Deux clades avec un support élevé sont ceux de *P. draconis* recueilli sur son hôte type *Trachinus draco* (99% bootstrap) et celui de *Pauciconfibula trachini* prélevé sur l'hôte type *Trachinus radiatus* dans 3 localités de la Méditerranée (Algérie, Italie et Tunisie) (99% bootstrap).

L'analyse des distances (**tab. 29-30**) indique que les deux séquences de *P. draconis* sont identiques (0% variations intraspécifiques). Les deux séquences de *P. radiatus* récoltées dans les trois localités diffèrent entre elles de 0 à 2%. Les séquences de *P. draconis* et *P. radiatus* varient de 8 à 9 %.

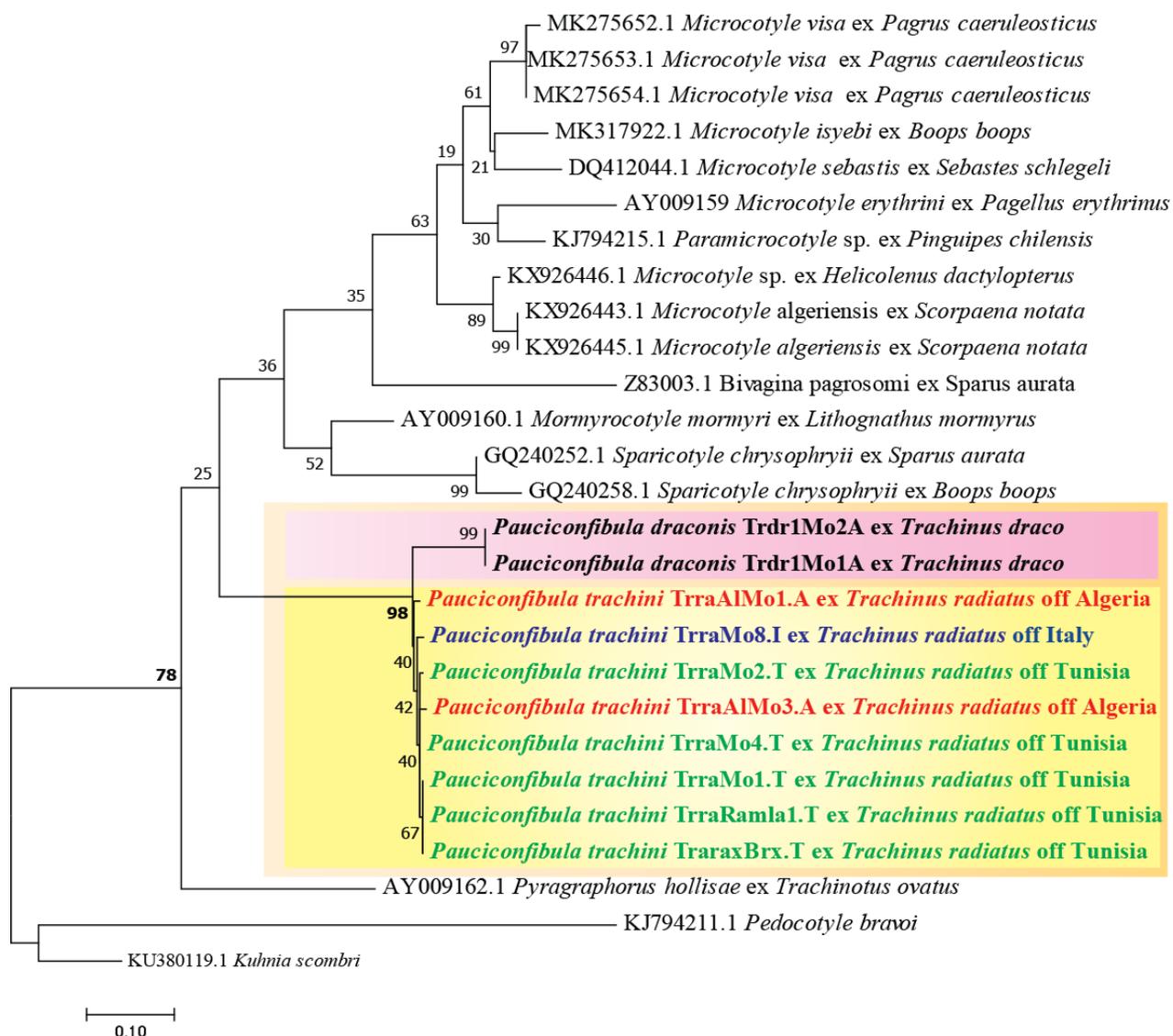


Figure 73 : arbre phylogénétique des *Pauciconfibula* spp au sein des Microcotylidae.

Tableau 29: distances génétiques entre *Pauciconfibula* spp. et quelques Microcotylidae. (méthode K-2-P)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
1	<i>Microcotyle erythrini</i>																									
2	<i>Mormyrocotyle mormyri</i>	20%																								
3	<i>Pyragraphorus hollisae</i>	20%	20%																							
4	<i>Microcotyle isyebi</i>	14%	20%	21%																						
5	<i>Microcotyle seabastis</i>	17%	15%	22%	10%																					
6	<i>Sparicotyle chrysophryii</i>	19%	16%	22%	24%	21%																				
7	<i>Sparicotyle chrysophryii</i>	20%	18%	24%	24%	22%	5%																			
8	<i>Pedocotyle bravoii</i>	28%	29%	30%	31%	29%	31%	33%																		
9	<i>Paramicrocotyle</i> sp.	12%	17%	21%	13%	10%	20%	21%	29%																	
10	<i>Kuhnia scombri</i>	25%	21%	23%	26%	26%	27%	28%	27%	25%																
11	<i>Microcotyle Algeriensis</i>	17%	19%	21%	13%	13%	22%	24%	31%	14%	27%															
12	<i>Microcotyle Algeriensis</i>	17%	19%	21%	13%	13%	22%	24%	31%	14%	27%	0%														
13	<i>Microcotyle</i> sp.	17%	18%	21%	12%	13%	22%	23%	32%	13%	28%	3%	3%													
14	<i>Microcotyle</i> sp.	14%	18%	22%	9%	11%	23%	23%	30%	12%	28%	14%	14%	13%												
15	<i>Microcotyle visa</i>	13%	18%	21%	8%	9%	23%	23%	30%	11%	27%	13%	13%	12%	2%											
16	<i>Microcotyle visa</i>	13%	18%	21%	8%	9%	23%	23%	30%	11%	27%	13%	13%	12%	2%	0%										
17	<i>Pauciconfibula draconis</i> Trdr1Mo2.A	23%	22%	27%	23%	22%	26%	27%	30%	23%	28%	22%	22%	22%	24%	23%	23%									
18	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo1.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%								
19	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo2.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	29%	22%	26%	22%	22%	21%	26%	25%	25%	8%	1%							
20	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo4.T	22%	20%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	26%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	0%						
21	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo8.I	22%	20%	25%	23%	21%	23%	26%	29%	22%	26%	22%	22%	22%	25%	24%	24%	9%	2%	2%	1%					
22	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraRamla1Pau1.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	1%	0%	2%				
23	<i>Pauciconfibula draconis</i> Trdr1Mo1.T	23%	22%	27%	23%	22%	26%	27%	30%	23%	28%	22%	22%	22%	24%	23%	23%	0%	8%	8%	8%	9%	8%			
24	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraAlMo1.T	22%	20%	24%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	26%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	2%	2%	2%	2%	2%	2%	8%	
25	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraAlMo3.A	22%	21%	26%	25%	22%	24%	27%	29%	22%	27%	23%	23%	22%	27%	25%	25%	8%	1%	1%	1%	2%	1%	8%	2%	
26	<i>Pauciconfibula trachini</i> TraraxBrx.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	1%	0%	2%	0%	8%	2%	1%
27	<i>Bivagina pagrosomi</i>	24%	23%	27%	20%	22%	20%	22%	33%	22%	26%	20%	20%	18%	22%	21%	21%	25%	25%	24%	24%	24%	25%	25%	25%	24%

Tableau 30: distances génétiques entre *Pauciconfibula* spp. et quelques Microcotylidae (méthode P-distances)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
1	<i>Microcotyle erythrini</i>																									
2	<i>Mormyrocotyle mormyri</i>	20%																								
3	<i>Pyragraphorus hollisae</i>	20%	20%																							
4	<i>Microcotyle isyebi</i>	14%	20%	21%																						
5	<i>Microcotyle seabastis</i>	17%	15%	22%	10%																					
6	<i>Sparicotyle chrysophryii</i>	19%	16%	22%	24%	21%																				
7	<i>Sparicotyle chrysophryii</i>	20%	18%	24%	24%	22%	5%																			
8	<i>Pedocotyle bravoii</i>	28%	29%	30%	31%	29%	31%	33%																		
9	<i>Paramicrocotyle</i> sp.	12%	17%	21%	13%	10%	20%	21%	29%																	
10	<i>Kuhnia scombri</i>	25%	21%	23%	26%	26%	27%	28%	27%	25%																
11	<i>Microcotyle algeriensis</i>	17%	19%	21%	13%	13%	22%	24%	31%	14%	27%															
12	<i>Microcotyle algeriensis</i>	17%	19%	21%	13%	13%	22%	24%	31%	14%	27%	0%														
13	<i>Microcotyle</i> sp.	17%	18%	21%	12%	13%	22%	23%	32%	13%	28%	3%	3%													
14	<i>Microcotyle</i> sp.	14%	18%	22%	9%	11%	23%	23%	30%	12%	28%	14%	14%	13%												
15	<i>Microcotyle visa</i>	13%	18%	21%	8%	9%	23%	23%	30%	11%	27%	13%	13%	12%	2%											
16	<i>Microcotyle visa</i>	13%	18%	21%	8%	9%	23%	23%	30%	11%	27%	13%	13%	12%	2%	0%										
17	<i>Pauciconfibula draconis</i> Trdr1Mo2.A	23%	22%	27%	23%	22%	26%	27%	30%	23%	28%	22%	22%	22%	24%	23%	23%									
18	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo1.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%								
19	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo2.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	29%	22%	26%	22%	22%	21%	26%	25%	25%	8%	1%							
20	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo4.T	22%	20%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	26%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	0%						
21	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraMo8.I	22%	20%	25%	23%	21%	23%	26%	29%	22%	26%	22%	22%	22%	25%	24%	24%	9%	2%	2%	1%					
22	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraRaml1Pau1.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	1%	0%	2%				
23	<i>Pauciconfibula draconis</i> Trdr1Mo1.T	23%	22%	27%	23%	22%	26%	27%	30%	23%	28%	22%	22%	22%	24%	23%	23%	0%	8%	8%	8%	9%	8%			
24	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraAIMo1.T	22%	20%	24%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	26%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	2%	2%	2%	2%	2%	2%	8%	
25	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraAIMo3.A	22%	21%	26%	25%	22%	24%	27%	29%	22%	27%	23%	23%	22%	27%	25%	25%	8%	1%	1%	1%	2%	1%	8%	2%	
26	<i>Pauciconfibula trachini</i> TrraxBrx.T	22%	21%	25%	24%	22%	24%	27%	28%	22%	25%	22%	22%	22%	26%	25%	25%	8%	0%	1%	0%	2%	0%	8%	2%	1%
27	<i>Bivagina pagrosomi</i>	24%	23%	27%	20%	22%	20%	22%	33%	22%	26%	20%	20%	18%	22%	21%	21%	25%	25%	24%	24%	24%	25%	25%	25%	24%

Discussion

La taxinomie des Monogenea est généralement basée sur les pièces sclérifiées notamment celles du hapteur et de l'appareil copulateur mâle dont les épines ou les crochets de l'atrium génital. Les espèces du genre *Pauciconfibula* Dillon & Hargis, 1965 sont caractérisées par des ouvertures génitales mâle et femelle inermes (Dillon & Hargis, 1965 ; Chisholm, 1991) ce qui rend la systématique de ces espèces difficile et controversée à la fois. En se basant sur le nombre de pinces et la pénétration des branches intestinales dans le hapteur, ces espèces ont été rattachées successivement à cinq genres différents : *Microcotyle*, *Aspinatrium* Yamaguti, 1963, *Pseudaspinatrium* Lebedev, 1969, *Pauciconfibula* Dillon & Hargis, 1965 et *Bradyhaptorus* Unnithan, 1971 (Parona & Perugia, 1899 ; Yamaguti, 1963 ; Lebedev, 1969 ; Dillon & Hargis, 1965 ; Unnithan, 1971).

En 1899 Parona & Perugia décrivent et illustrent *Microcotyle trachini* Parona & Perugia, 1899 trouvé au niveau des branchies de *Trachinus radiatus* communément appelé « la vive » au large de l'Italie (Parona & Perugia, 1899). Briot en 1904, découvre et décrit brièvement *Microcotyle draconis* Briot, 1904 en mer du Nord chez une autre espèce de vives, *Trachinus draco* (Briot, 1904). En 1914 Nicoll donne la première illustration de *Microcotyle draconis*, en se basant sur des spécimens récoltés dans la localité type et chez l'hôte type. L'auteur a identifié l'espèce sans consulter le travail de Briot (Nicoll, 1914).

En 1963 Yamaguti crée le genre *Aspinatrium* Yamaguti, 1963 et y transfère *Microcotyle spari* Yamaguti, 1937, une espèce possédant un vagin médio-ventral et un complexe prostatique. Il y inclut également *Microcotyle trachini* mais préserve *Microcotyle draconis* dans le genre *Microcotyle*. Toutefois, l'auteur précise dans la diagnose du genre que le vagin est médio-dorsal (Yamaguti, 1963). Au regard des données taxinomiques, la diagnose d'*Aspinatrium* proposée par Yamaguti (1963) demeure très controversée et la composition du genre hétérogène : selon Yamaguti, ce genre regrouperait des espèces avec vagin médio-ventral et un réservoir prostatique et des espèces avec un vagin médio-dorsal et sans réservoir prostatique (Yamaguti, 1963). Ce n'est qu'en 1980 qu'Ogawa a levé définitivement la confusion en soulignant la présence d'un vagin médio-ventral et d'un complexe prostatique chez *Aspinatrium spari* (Ogawa, 1980). L'auteur propose de maintenir une seule espèce dans le genre (*A. spari*) et d'exclure les espèces dépourvues de complexe prostatique et possédant un vagin médio-dorsal (Ogawa, 1980).

En 1965, Dillon & Hargis créent le genre *Pauciconfibula* Dillon & Hargis, 1965 avec l'espèce type *Pauciconfibula trachini* (Dillon & Hargis, 1965).

En 1971, Unnithan décrit un nouveau genre *Bradyhaptorus* Unnithan, 1971 dans lequel il transfère *Pauciconfibula trachini* et *Pauciconfibula draconis* (Unnithan, 1971). Cependant, Mamaev (1977) réfute ce statut taxinomique et met les deux genres *Bradyhaptorus* et *Pauciconfibula* en synonymie (Mamaev, 1977).

En 1989 Euzet & Radujkovic, examinent deux spécimens récoltés sur *Trachinus draco* au large de Monténégro, et les rattachent par erreur à l'espèce *Aspinatrium trachini* (Parona & Perugia, 1899); ils considèrent *Microcotyle draconis* comme synonyme de *A. trachini* (Euzet & Radujkovic, 1989). Ces deux auteurs ne font aucune mention du travail de Briot (1904) qui a décrit *Microcotyle draconis* chez la même espèce hôte, ni celui de Dillon & Hargis (1965) qui ont transféré définitivement cette espèce dans le genre *Pauciconfibula*.

En 1991 Chisholm et al. décrivent *Pauciconfibula subsolana* Chisholm, Beverley-Burton & McAlpine, 1991 sur les branchies de *Morone americana* (Gmelin, 1789) au Canada. Ils considèrent *Bradyhaptorus* Unnithan, 1971 et *Pseudaspinatrium* Mamaev, 1986 comme synonymes juniors de *Pauciconfibula* (Chisholm et al., 1991).

Actuellement, le genre *Pauciconfibula* regroupe 6 espèces valides (**tab. 32**). La dernière espèce décrite du genre est *Pauciconfibula patagonensis* Cantatore, Lanfranchi & Timi, 2011 prélevée des branchies de *Congiopodus peruvianus* (Cuvier, 1829) au large de l'Argentine (Cantatore et al., 2011).

Les spécimens de *Pauciconfibula* récoltés dans le cadre de ce travail sur *Trachinus draco* et *T. radiatus* répondent à la diagnose du genre *Pauciconfibula*. En se référant aux données existantes dans la littérature notamment le travail de Dillon & Hargis (1965) et celui de Chisholm et al. (1991), nous avons séparé et attribué les spécimens récoltés chez *T. draco* à *Pauciconfibula draconis* et ceux recueillis chez *T. radiatus* à *P. radiatus*.

Par ailleurs, L'étude morphoanatomique et morphométrique détaillée a révélé quelques dissimilitudes entre *P. draconis* et *P. radiatus* qui diffèrent de la longueur totale du corps, la longueur du haptère, le nombre de pinces et le nombre de testicules (**tab. 31**). Ce résultat a été confirmé par les données de l'analyse moléculaire qui ont mis en évidence que les deux espèces *P. draconis* et *P. radiatus* sont distinctes et valides (distance 8 à 9%). **Nous annulons par conséquent la synonymie proposée par Radujkovic et Euzet (1989). En outre, les séquences de *P. radiatus* obtenues chez l'hôte type *Trachinus radiatus* dans les trois localités (Algérie, Italie et Tunisie) varient entre elles de 0 à 2% seulement ce qui prouve clairement qu'il s'agit d'une seule et même espèce en Méditerranée.**

Tableau 31: comparaison des données morphométrique de *Pauciconfibula trachini* (Parona & Perugia, 1889) et de *P. draconis* (Briot, 1904).

Parasites	<i>P. draconis</i>	<i>P. draconis</i>	<i>P. draconis</i>	<i>P. draconis</i>	<i>P. trachini</i>	<i>P. trachini</i>
hôtes	<i>T. draco</i>	<i>T. draco</i>	<i>T. draco</i>	<i>T. draco</i>	<i>T. radiatus</i>	<i>T. radiatus</i>
localités	Mer du Nord, Atlantique	Espagne, Méditerranée	Monténégro, Méditerranée	Algérie, Méditerranée	Italie, Méditerranée	Algérie, Méditerranée
Sources	Briot (1904)	Lopez-Roman (1973)	Radujkovic & Euzet (1989)	Présente étude	Parona & Perugia (1890)	Présente étude
Longueur du corps	5000	3680-4300	2800-4000	3500 -4200 -4210)	9000-11000	5550 -9900 (8500)
Longueur du hapteur	-	1000-1300	-	190-300 (280)	-	310-355 (305)
Longueur totale				3900-4500 (4100)		6100-8000 (755)
Largeur du corps	1300	860-1030	650	654-980 (710)	500	650-720 (677)
Nombre de pinces		26-32	22-26	22- 24	16-20	16-20 (18)
Longueur des pinces	-	83-100	80-98	70-90 (85)	42-126 (diamètre)	25-35 (33)
Largeur des pinces	-	70-90	67-72	30-35		32-40 (40)
Longueur des ventouses buccales	-	63-77	53 (diamètre)	70-80 (75)	56 (diamètre)	45-52 (50)
Largeur des ventouses buccales	-	63-69(diamètre)	-	55-70 (65)	-	50-55 (53)
Longueur du pharynx	-	88-99	-	85-100 (95)	98 (diamètre)	76-100 (96)
Largeur du pharynx	-	-	-	65-70 (68)	-	80-110 (105)
Distance a.g-e.a	-	300-400	-	250-420 (410)	-	240-580 (234)
Distance vagin-e.a	-	-	950		-	
Nombre de testicules	-			18-24	30	36-58 (49)
Longueur des œufs	-	280-316	-	210-230 (215)	210	210-250 (205)
Largeur des œufs	-	89-116	-	60-95 (95)	60	70-75 (64)

Tableau 32: hôtes et localités des *Pauciconfibula* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965	<i>Microcotyle trachini</i> * Parona & Perugia, 1889 <i>Diplasiocotyle trachini</i> * (Parona & Perugia, 1889) Tripathi (1954) <i>Aspinatrium trachini</i> * Parona & Perugia, 1889 (Yamaguti, 1963) <i>Bradyhaptorus trachini</i> * (Parona & Perugia, 1889) Unnithan, 1971	<i>Trachinus radiatus</i> (Trachinidae)	Italie, Mer Méditerranée	Parona & Perugia (1890) ; Tripathi (1954) ; Yamaguti (1963)
<i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot, 1904) Dillon & Hargis, 1965	<i>Microcotyle draconis</i> * Briot, 1904 <i>Bradyhaptorus draconis</i> * (Briot, 1904) Unnithan, 1971 <i>Pseudoaspinatrium draconis</i> * (Briot, 1904) Mamaev, 1986	<i>Trachinus draco</i> (Trachinidae)	Mer du Nord, océan Atlantique	Briot (1904) ; Dillon & Hargis (1965)
<i>Pauciconfibula pogoniae</i> (MacCallum, 1913) Chisholm, Beverley-Burton & McAlpine, 1991	<i>Pseudoaspinatrium pogoniae</i> * (MacCallum, 1913) Mamaev, 1986	<i>Pogonias cromis</i> (Linnaeus, 1766) (Sciaenidae)	New York	MacCallum (1913) ; Mamaev (1986) ; Chisholm et al. (1991) ;
<i>Aspinatrium euzeti</i> * Ktari, 1971	<i>Pseudoaspinatrium euzeti</i> * (Ktari, 1971) Mamaev, 1986 <i>Pauciconfibula euzeti</i> (Ktari, 1971) Dillon & Hargis, 1965	<i>Dentex gibbosus</i> (Rafinesque, 1810) (Sparidae) (<i>D. filusus</i>)	Tunis, mer Méditerranée	Ktari (1971) ; Mamaev (1986)
<i>Pauciconfibula subsolana</i> Chisholm, & McAlpine, 1991		<i>Morone americana</i> (Gmelin, 1789) (Moronidae)	Nouveau-Brunswick, océan Atlantique	Chisholm, Beverley-Burton & McAlpine (1991)
<i>Pauciconfibula patagonensis</i> Cantatore, Lanfranchi & Timi, 2011		<i>Congiopodus peruvianus</i> (Cuvier, 1829) (Congiopodidae)	Argentine, océan Atlantique	Canatore et al. (2011)

*synonyme junior

1.2. Sous famille des *Metamicrocotylinae* Yamaguti, 1963

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Microcotylidae : hapter symétrique, sans languette haptorale. Atrium génital armé de groupes d'épines ou de crochets. vitellogène absent ou peu développé dans la partie postérieure du corps. Vagin absent.

1.2.1. *Intracotyle* Mamaev, 1970

Diagnose d'après Mamaev (1970)

Metamicrocotylinae. Hapter asymétrique ; languette haptorale absente. Branches intestinales fortement ramifiées atteignant le hapter, non confluentes postérieurement. Testicules nombreux ou non, confinés dans la moitié postérieure du corps ; atrium génital armé d'épines ; pore génital au niveau de la bifurcation intestinale ou postérieur à celle-ci. Ovaire en boucle, avec extrémité distale dirigée vers l'arrière ; canal génito-intestinal court, immédiatement derrière la terminaison distale de l'ovaire ; réceptacle séminal parfois présent; Vagin absent. Œuf avec un long filament polaire du côté opposé de l'opercule.

Espèce type : *Intracotyle orientale* Mamaev, 1970.

Hôte type : *Pomadasy maculatus* (Bloch, 1793)

Localité type : mer de Chine, océan Pacifique (Mamaev, 1970).

1.2.1.1. *Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970)

Synonyme : *Heteraxinoides hannibali* Euzet & Ktari, 1970 (Mamaev, 1970).

Hôte : *Pomadasy incisus* (Bowdich, 1825).

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Ain Taya, Algérie.

Description (fig. 75-78 ; pl.5)

Les données morphométriques de 20 spécimens d'*Intracotyle hannibali* sont mentionnées dans le **tableau 33**.

Le corps est allongé (**fig. 75 A ; pl. 5 A**). Le hapter triangulaire et asymétrique est armé de deux rangées de pinces. Les pinces asymétriques sont de type *Microcotyle* (**fig. 75 B ; pl. 5 B**). Chaque pince est constituée de deux mâchoires : une antérieure et une postérieure (**fig. 76 A**).

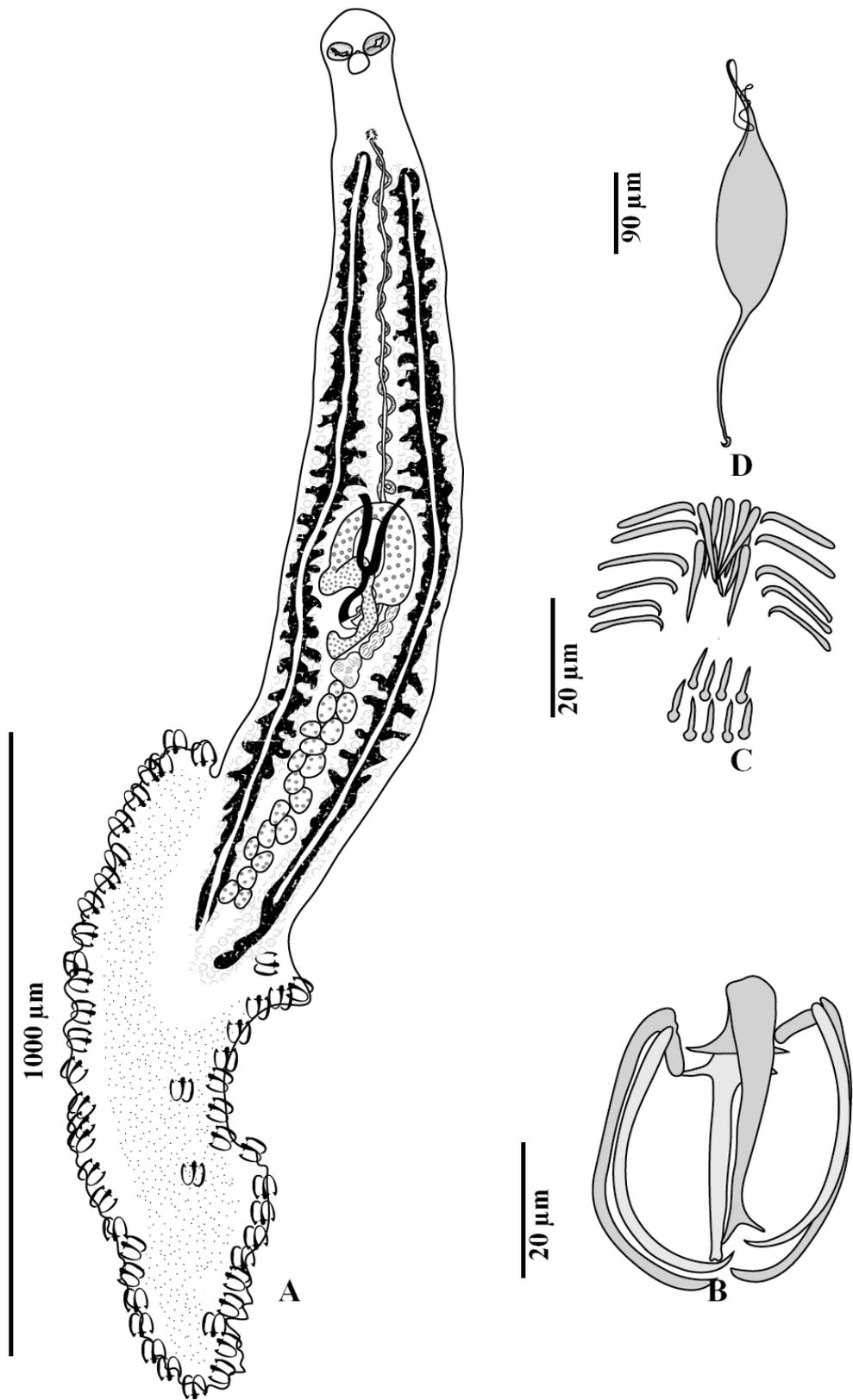


Figure 75 : *Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970).

A : morphologie générale (vue ventrale)

B : pince *in toto*, vue ventrale

C : crochets de l'atrium génital

D : œuf

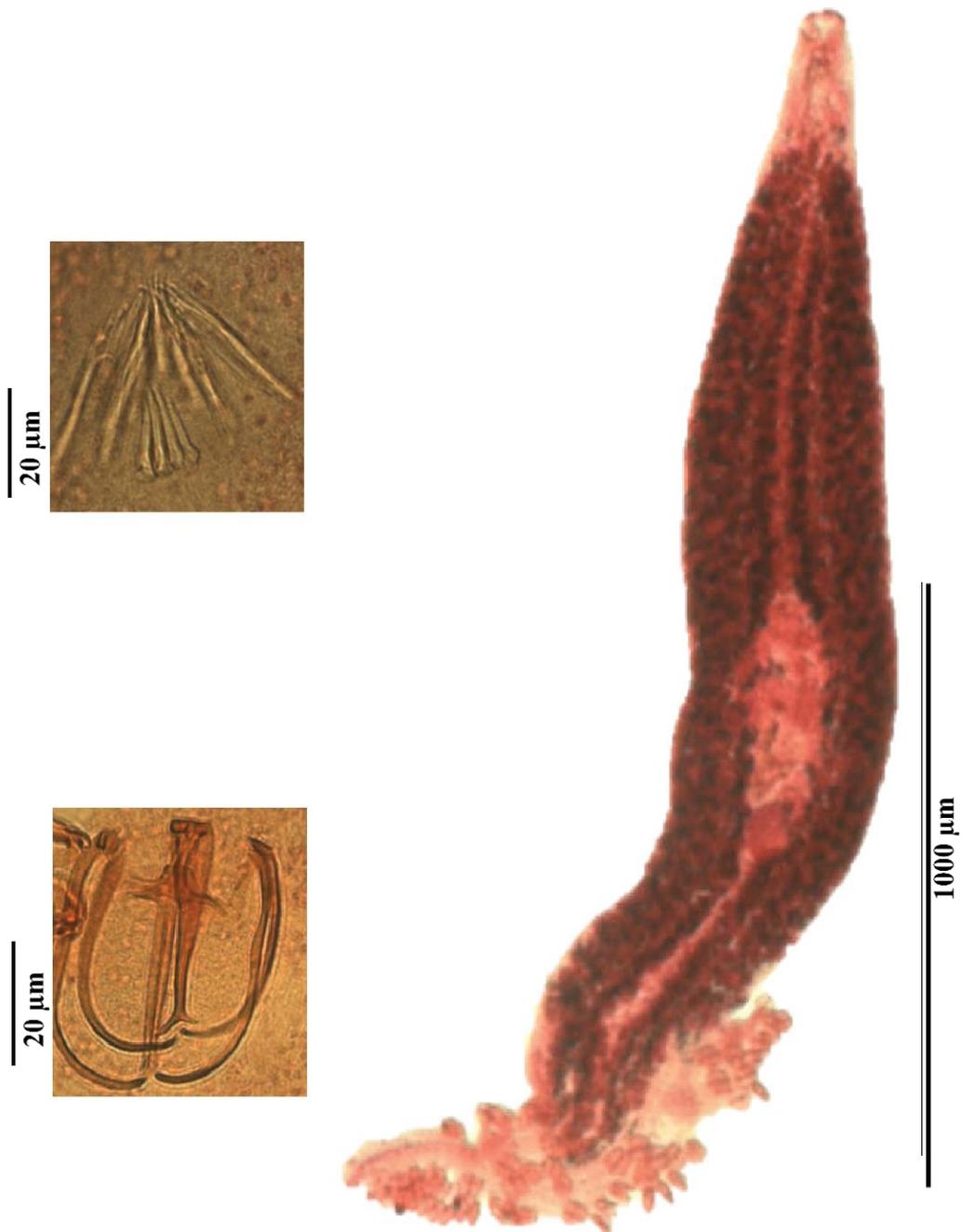


Planche 5 : *Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970).

A : morphologie générale (vue ventrale)

B : pince *in toto*, vue dorsale

C : crochets de l'atrium génital

La mâchoire antérieure présente dorsalement, sur la ligne médiane, un sclérite *a* qui, progressivement se prolonge du côté distal en un Y. Du côté proximal, *a* passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites *b*. Du côté proximal, chaque pièce *b* se replie en donnant des prolongements qui atteignent *a*. Le sclérite *b* gauche, est plus incurvé que le droit d'où l'asymétrie de la pince (**fig. 76 B**).

Dans la mâchoire postérieure le sclérite *a* se termine en un T. Au-dessus de *a* s'articule ventralement une pièce médiane postérieure *f* légèrement moins longue que la pièce *a*. La pièce *f* est marquée dorsalement par une encoche (**fig. 76 A**). Les lèvres de la mâchoire postérieure sont soutenues par deux sclérites *c* (**fig. 76 C**).

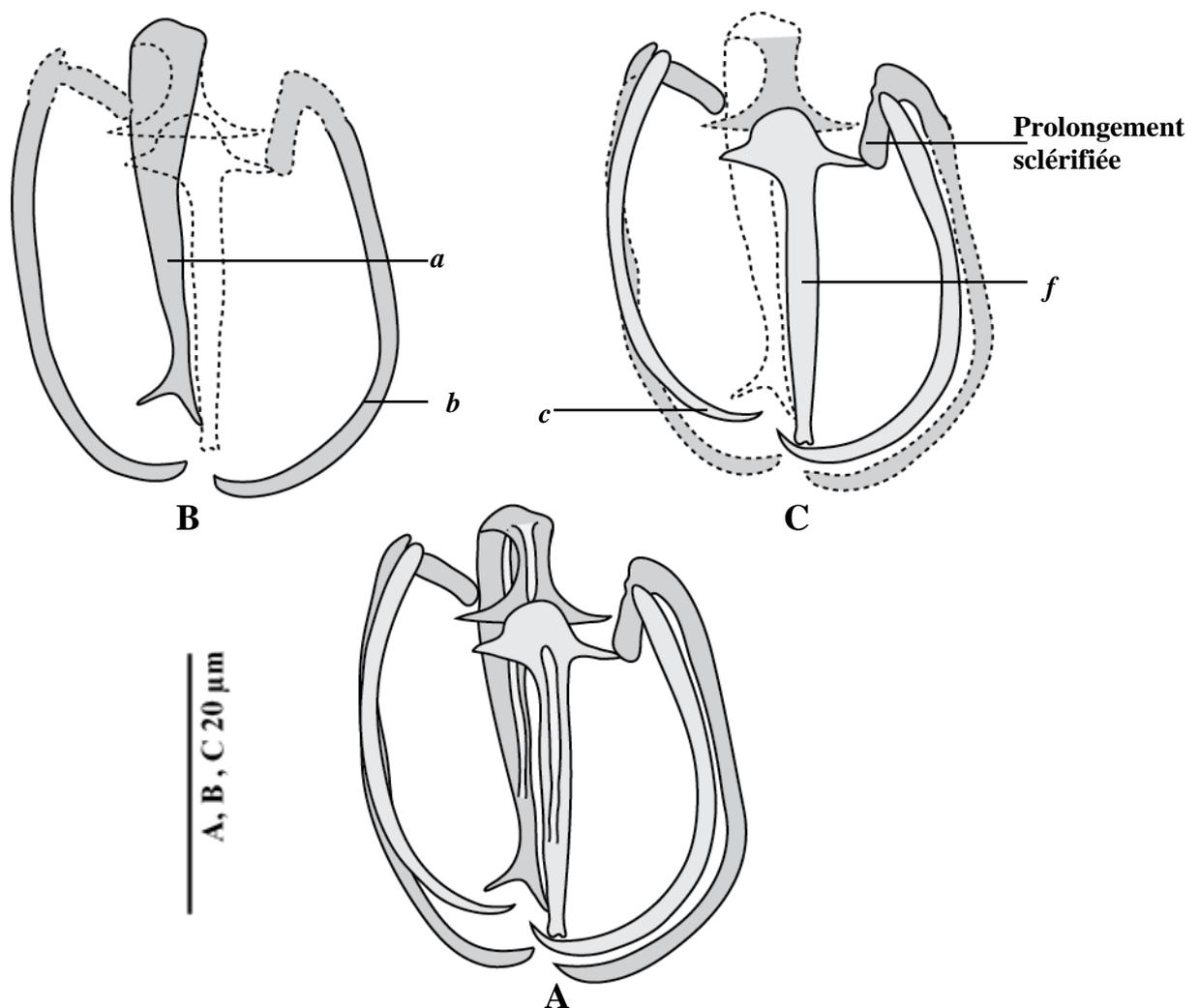


Figure 76: disposition des sclérites de la pince d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970).

A : pince *in toto* (vue dorsale).

B : mâchoire antérieure.

C : mâchoire postérieure.

L'appareil digestif débute par la bouche sub-terminale. Dans la cavité buccale, s'ouvrent deux ventouses musculaires ovalaires. Les bords des ventouses présentent une rangée de minuscules papilles (**fig. 77**). Le pharynx musculueux et sub-sphérique s'ouvre à la base de la cavité buccale. L'intestin se scinde en deux branches intestinales de longueur inégale, qui se prolongent jusqu'au hapter.

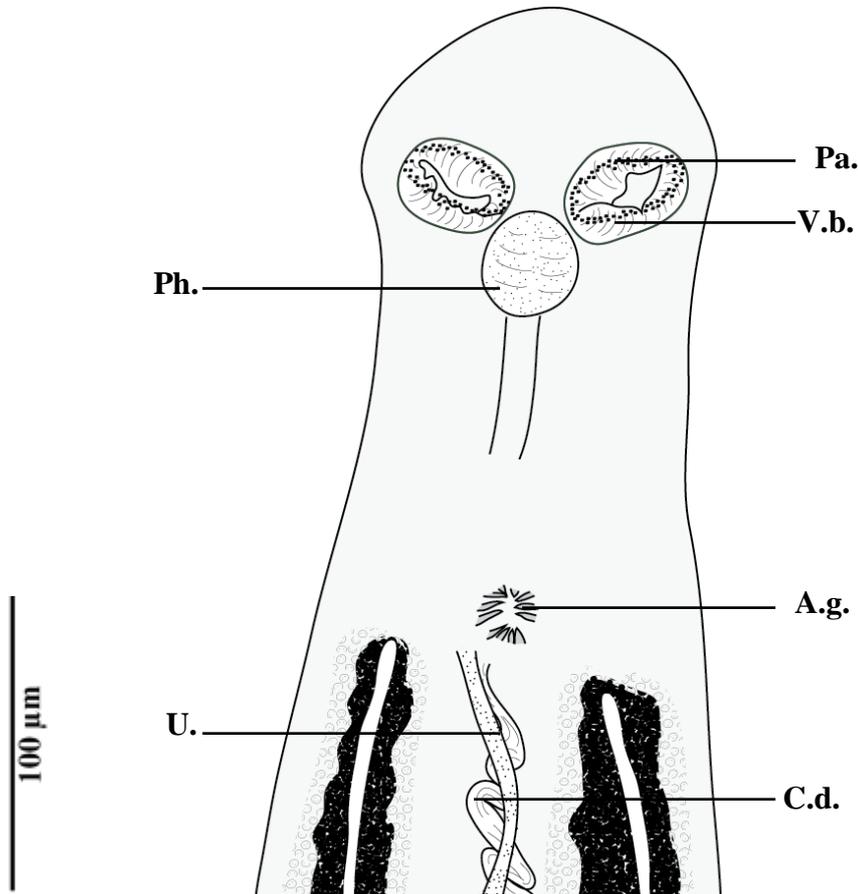


Figure 77: *Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970), détail de la partie antérieure (vue ventrale).

Ph. : pharynx. **U.** : utérus. **Pa.** : papilles. **V.b.** : ventouses buccales. **A.g.** : atrium génital. **C.d.** : canal déférent.

Les testicules de forme irrégulière, sont répartis dans l'espace intercæcal de la partie postérieure du corps. Le canal déférent sinueux, remonte dorsalement sur la ligne médiane jusqu'à l'atrium génital. Ce dernier, globuleux, s'ouvre dans l'extrémité antérieure. La paroi de l'atrium génital est armé de quatre groupes d'épines répartis comme suit (**fig. 75 C ; pl.5 C**): un groupe postérieur médian ; un demi-cercle moyen; et deux groupes latéraux.

L'ovaire dorsal s'observe en avant des testicules (**fig. 78**). Il remonte, passe à droite où il dessine une anse postérieure puis un demi-cercle le ramène sur le côté gauche. À ce niveau,

il forme dorsalement un élargissement bien marqué. De cet élargissement, part dorsalement l'oviducte qui croise la branche ascendante de l'ovaire. L'ootype n'a pas été observé. L'ovaire est suivi par une masse volumineuse correspondant au réceptacle séminale. Le canal génito-intestinal se jette dans la branche intestinale gauche. Les glandes vitellogènes sont très développées et enveloppent latéralement les branches intestinales. Un peu en avant de l'ovaire, s'observent deux vitelloductes transverses ventraux, qui s'unissent sur la ligne médiane en un vitelloducte impair. Celui-ci débouche dorsalement dans l'oviducte. Le vagin est absent. Les œufs fusiformes et operculés, se terminent par un filament à chaque extrémité. Le filament antérieur, long et mince, forme un peloton. Le filament postérieur, court et relativement épais, se termine par une pointe recourbée (**fig. 75 D**).

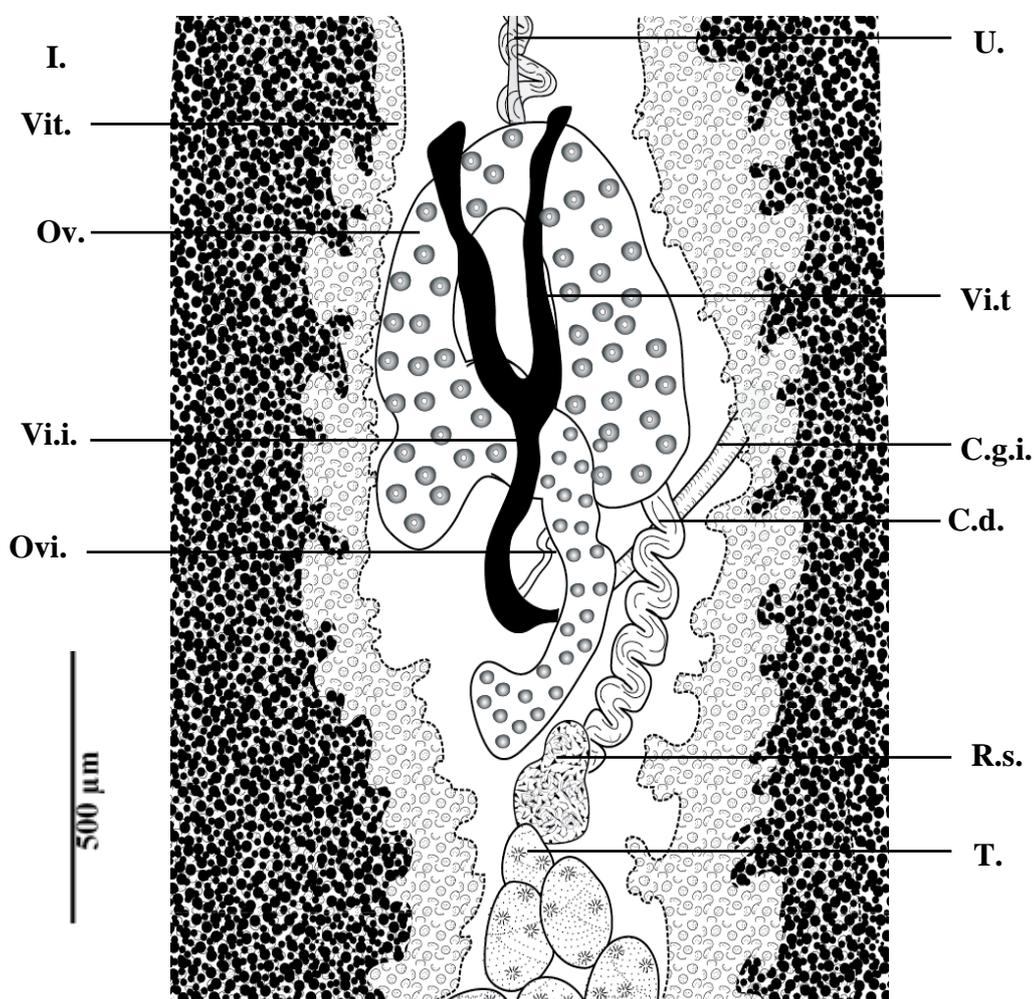


Figure 78: *Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970), détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

I.: intestin. **Vit. :** vitellogène. **Ov. :** ovaire. **Vi.i. :** vitelloducte impair. **Ovi. :** oviducte. **U. :** utérus. **Vi.t. :** vitelloducte transverse. **C.g.i. :** canal génito-intestinal. **C.d. :** canal déférent. **R.s. :** réceptacle séminale. **T. :** testicule.

Tableau 33: données morphométriques d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970) du littoral algérien.

Longueur du corps	2850- 3400 (2900)
Longueur du hapter	450-610 (590)
Longueur totale	3050-4150 (3450)
Largeur du corps	310-580 (550)
Nombre de pinces de la 1 ^{ère} rangée	35-65
Longueur pinces antérieures	55-72
Largeur pinces antérieures	50-78 (75)
Nombre de pinces de la 2 ^{ème} rangée	15-42 (39)
Longueur pinces postérieures	25-32 (31)
Largeur pinces postérieures	25-30 (30)
Longueur des ventouses buccales	55-74
Largeur des ventouses buccales	32-50
Longueur du pharynx	28-35
Largeur du pharynx	48-55
Longueur de l'atrium génital	32-40 (38)
Largeur de l'atrium génital	30-35 (32)
Distance atrium génital –extrémité antérieure	180-210
Longueur des œufs	160-185
Largeur des œufs	65-78

Répartition géographique d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970)

D'après la littérature que nous avons consultée, *Intracotyle hannibali* serait un Monogenea transatlantique (**fig. 79**). Décrit pour la première fois au large de la Tunisie chez *Pomadasys incisus* (Euzet & Ktari, 1970), il a été également signalé en Côte d'Ivoire (Atlantique) chez un second Haemulidae du même genre, *Pomadasys jubelini* (Cuvier, 1830) (Baer, 1972)(**tab. 34**). **Nous le signalons pour la première fois en Algérie.**

Nous avons cartographié les répartitions géographiques des deux poissons hôtes, *Pomadasys incisus* et *Pomadasys jubelini* (**fig. 79**). Les deux poissons sont présents et coexistent dans la partie Centre-Est de l'océan Atlantique ce qui expliquerait le passage du Monogène *Intracotyle hannibali* de l'hôte type vers un second Haemulidae du même genre.

Tableau 34: hôtes et répartition géographique d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970).

Hôte et localité	Source
<i>Pomadasys incisus</i> (hôte-type)	
Tunisie, Méditerranée	Euzet & Ktari (1970)
Algérie, Méditerranée	Présente étude
<i>Pomadasys jubelini</i> (Cuvier, 1830)	
Lagune Ébrié, océan Atlantique	Baer (1972)



- Répartition géographique du poisson hôte *Pomadasys jubelini*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Pomadasys incisus*.
- Mention d'*Intracotyle hannibali* chez *Pomadasys jubelini*.
- Mention d'*Intracotyle hannibali* chez *Pomadasys incisus*.

Figure 79 : répartition géographique d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970) et de ses hôtes.

Discussion

La morphoanatomie des spécimens d'*Intracotyle hannibali* récoltés chez son hôte type en Algérie est similaire à celle des parasites étudiés en Tunisie. Toutefois, nos spécimens présentent quelques différences d'ordre biométrique notamment des variations au niveau de la taille du corps et de celle de certaines structures (**tab. 35**).

Le genre *Intracotyle* a été créé par Mamaev en 1970, pour accommoder *Intracotyle orientalis* Mamaev, 1970 trouvé chez *Pomadasys maculatus* (Bloch, 1793) (Haemulidae) en mer de Chine, océan Pacifique (Mamaev, 1970). Actuellement, ce genre comprend 5 espèces valides (**tab. 36**). À l'exception d'*Intracotyle caballeroi* Mamaev, 1977 qui infeste un Terapontidae *Terapon jarbua* (Forsskål, 1775) (Mamaev, 1977), toutes les espèces connues du genre paraissent étroitement inféodées aux Haemulidae. Parmi toutes ces espèces, *Intracotyle hannibali* est la seule présente en Méditerranée.

En 1970, Euzet & Ktari décrivent *Heteraxinoides hannibali* Euzet & Ktari, 1970 sur les branchies de *Pomadasys incisus* dans le golf de Tunis. Ils donnent une description illustrée de ce Monogène, et quelques traits de sa biologie (Euzet & Ktari, 1970). En 1977, Mamaev transfère ce parasite au genre *Intracotyle* (Mamaev, 1977).

Tableau 35: comparaison des données morphométriques d'*Intracotyle hannibali* (Euzet & Ktari, 1970).

Hôte	<i>Pomadasys incisus</i>	
	Tunisie, Méditerranée	Algérie, Méditerranée
Localité	Euzet & Ktari (1969)	Présente étude
Source	2000-4000 (3300)	1800-4100
Longueur totale	300-600 (500)	310-580
Largeur du corps	1000-1800	950-1860
Longueur de la 1 ^{ère} rangée du haptur	700-1300	789-1250
Longueur de la 2 ^{ème} rangée du haptur	70	55-72
Longueur pinces antérieures	75	50-78
Largeur pinces antérieures	30	25-32
Longueur pinces postérieures	30	25-30
Largeur pinces postérieures	50-70	55-74
Longueur des ventouses buccales	30-50	32-50
Largeur des ventouses buccales	30	28-35
Longueur du pharynx	50	48-55
Largeur du pharynx		32-40 (38)
Longueur de l'atrium génital		30-35 (32)
Largeur de l'atrium génital	200	180-210
Distance atrium–extrémité antérieure	175	160-185
Longueur des œufs	50	65-78
Largeur des œufs		

Tableau 36: hôtes et localités des *Intracotyle* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Intracotyle eduardoi</i> (Tendeiro, 1960) Mamaev, 1970	<i>Microcotyle eduardoi</i> * Tendeiro, 1960	<i>Pomadasyssuillus</i> (Valenciennes, 1833) (Haemulidae)	Mer d'Arabie, Océan Indien	Tendeiro, (1960) ; Mamaev (1970)
<i>Intracotyle neghmei</i> (Villalba, 1987) Olive & Luque, 1995	<i>Neobivagina neghmei</i> * Villalba, 1987	<i>Anisotremus scapularis</i> (Tschudi, 1846) (Haemulidae)	Chili, océan Pacifique	Villalba (1987) ; Olive & Luque(1995)
<i>Intracotyle orientalis</i> Mamaev, 1970	<i>Intracotyle orientale</i> Mamaev, 1970	<i>Pomadasyss maculatus</i> (Bloch, 1793) (Haemulidae)	mer de Chine, Océan Pacifique	Mamaev (1970)
<i>Intracotyle caballeroi</i> Mamaev, 1977		<i>Terapon jarbua</i> (Forsskål, 1775) (Terapontidae)	Mer d'Arabie, Océan Indien	Mamaev (1977)
<i>Intracotyle hannibali</i> (Euzet & Ktari, 1970) Mamaev, 1977	<i>Heteraxinoides hannibali</i> * (Euzet & Ktari, 1970)	<i>Pomadasyss incisus</i> (Bowdich, 1825) (Haemulidae)	Tunisie, Méditerranée	Euzet & Ktari (1970) ; Mamaev (1977)

*synonyme junior

2. Famille des Diclidophoridae

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Mazocraeidea. Sclérites de la mâchoire ventrale (antérieure) bien développés en deux parties latérales séparées ; sclérites de la mâchoire dorsale (postérieure) asymétriques en raison de la présence d'une véritable ou incipiente ventouse; paroi ventrale de la capsule des pinces fréquemment renforcée par des épaissements, des épines ou de petites plaques; languette haptoriale avec ou sans crochets, située entre les deux pinces postérieures. Ventouses orales paires s'ouvrant dans une cavité buccale suivies par le pharynx; branches intestinales avec diverticules sur toute leur longueur ou une partie de celle-ci ; branches intestinales confluentes postérieurement ou non, s'étendant parfois dans le haptteur. Testicules en nombre variable, généralement post-ovariens ; atrium génital avec couronne de crochets généralement présente. Ovaire plus ou moins incurvé, pré-testiculaire, rarement dans la région testiculaire ; canal génito-intestinal exceptionnellement absent ; réceptacle séminal présent ou absent ; vagin présent ou absent ; vitellogène entièrement ou partiellement co-existant avec les branches intestinales. Parasites de poissons marins Téléostéens.

Genre type : *Diclidophora* Diesing, 1850

Deux sous familles sont présentes dans nos récoltes: Cyclocotylinae Price, 1943 et Diclidophorinae Cerfontaine, 1895.

2.1. Sous famille Cyclocotylinae Price, 1943

Diagnose d'après Price (1943) (Price, 1943)

Diclidophoridae. Haptteur avec quatre paires de ventouses « cup-like » sessiles, sub-sessiles ou pédonculées, chacune pourvue d'un squelette cuticularisé caractéristique de la famille. Cirre armé de crochets tel que chez les Diclidophorinae (excepté chez *Cyclocotyloides* Price, 1943). Vagin généralement absent.

Genre type : *Cyclocotyla* Otto, 1823

Au sein de cette sous famille, nous avons rencontré un seul genre, *Cyclocotyla* Otto, 1823.

2.1.1. Genre *Cyclocotyla* Otto, 1823

Diagnose d'après Price (1943)

Cyclocotylinae. Haptteur bien délimité du corps ; ventouses sub-sessiles ou pédonculées, presque également espacés. Atrium génital non-musculaire ; cirre armé ; testicules post-ovariens. Vagin absent ; vitellogène s'étendant dans le haptteur.

Espèce type: *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

Hôte type: *Belone belone* (Linnaeus, 1760).

Localité type: Italie (Otto, 1823).

Dans ce genre nous avons identifié *Cyclocotyla bellones* sur les Isopodes Cymothoidae de la cavité buccale de *Boops boops*.

2.1.1.1. *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823

Synonymes: *Diclidophora bellones* Otto, 1821 ; *Octobothrium bellones* (Otto, 1821) Taschenberg, 1879 ; *Mesocotyle squillarum* Parona & Perugia, 1889 ; *Cyclobothrium charcoti* Dollfus, 1922 ; *Diclidophora squillarum* (Parona & Perugia, 1889) Palombi, 1943 ; *Diclidophora bellones* (Otto, 1821) Palombi, 1949.

Hôte: *Boops boops* (Linnaeus, 1758).

Microhabitat : Cymothoidae de *Boops boops*.

Localité: Bouharoune, Dellys, Cap Djinet, Algérie.

Description (fig. 80-82 ; pl. 6)

Les données morphométriques de 15 spécimens de *Cyclocotyla bellones* sont indiquées dans le **tableau 37**.

Le corps est divisé en trois régions : une région antérieure effilée ; une région moyenne élargie et arrondie et une région postérieure formée par le haptéur (**fig. 80 A ; pl. 6 A**).

Le haptéur est constitué d'un disque ovoïde d'où partent 8 pédoncules portant chacun une pince (**fig. 80 B ; pl. 6 B**). La pince circulaire présente deux régions, une région antérieure et une région postérieure délimitées par des sclérites en quatre champs : le champ antérieur axial **AA** et le champ antérieur marginal **AL** dans la partie antérieure et le champ postérieur axial **PA** et le champ postérieur marginal **PL** dans la partie postérieure (**fig. 81**).

Dans sa région antérieure, la pince présente un sclérite médian **a**. Du côté proximal, **a** se termine par un long coude ; du côté distal, **a** se termine en un T à branches inégales. Une pièce sclérifiée en T s'articule au-dessous de **a**. Dans cette région, la pince est soutenue marginalement par deux sclérites arqués **c** et **c'**. Dans la région antérieure, les champs **AA** et **AL** présentent de minuscules expansions épidermiques.

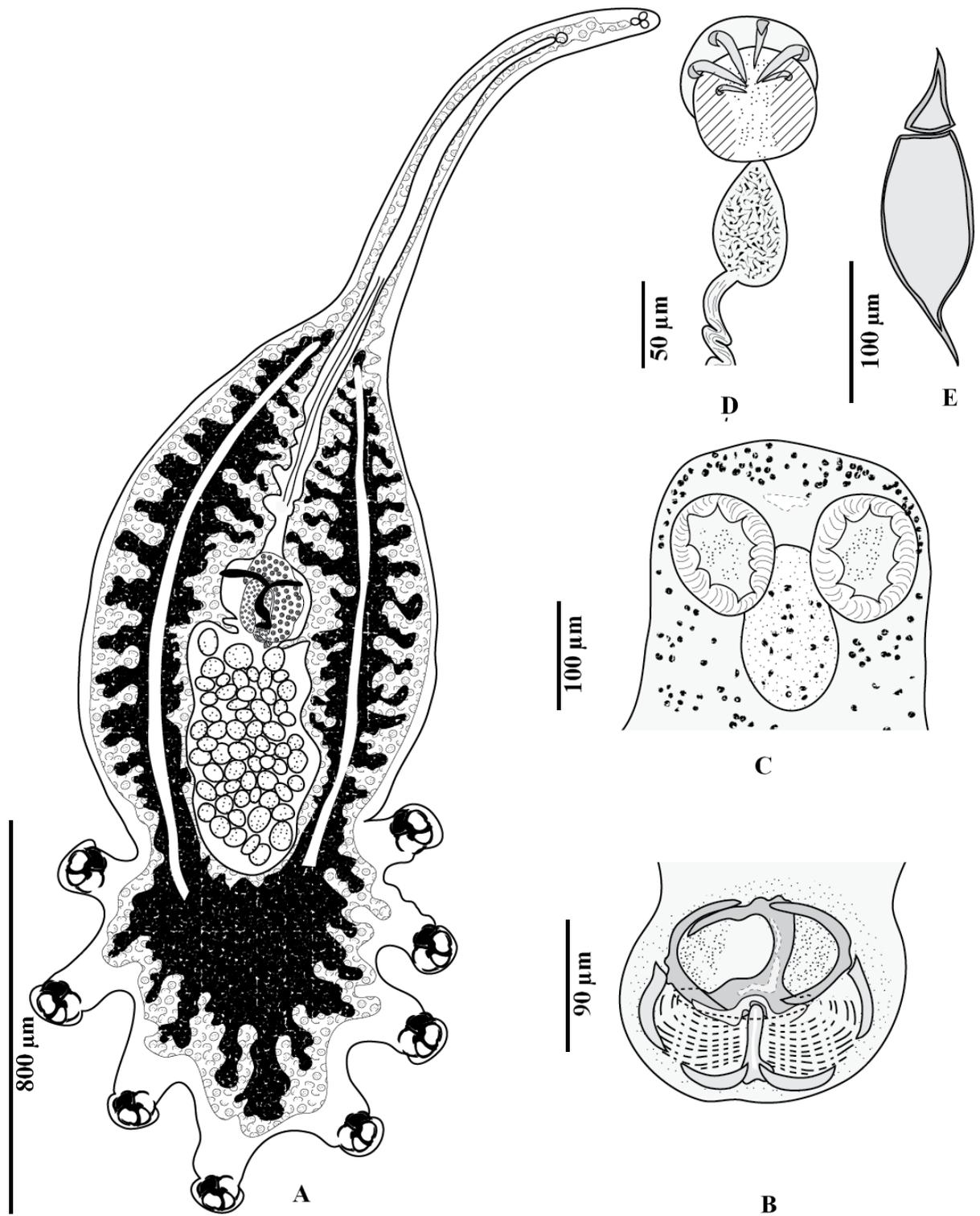


Figure 80: *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823

- A** : morphologie générale (vue ventrale)
- B** : pince
- C** : extrémité antérieure
- D** : atrium génital
- E** : oeuf

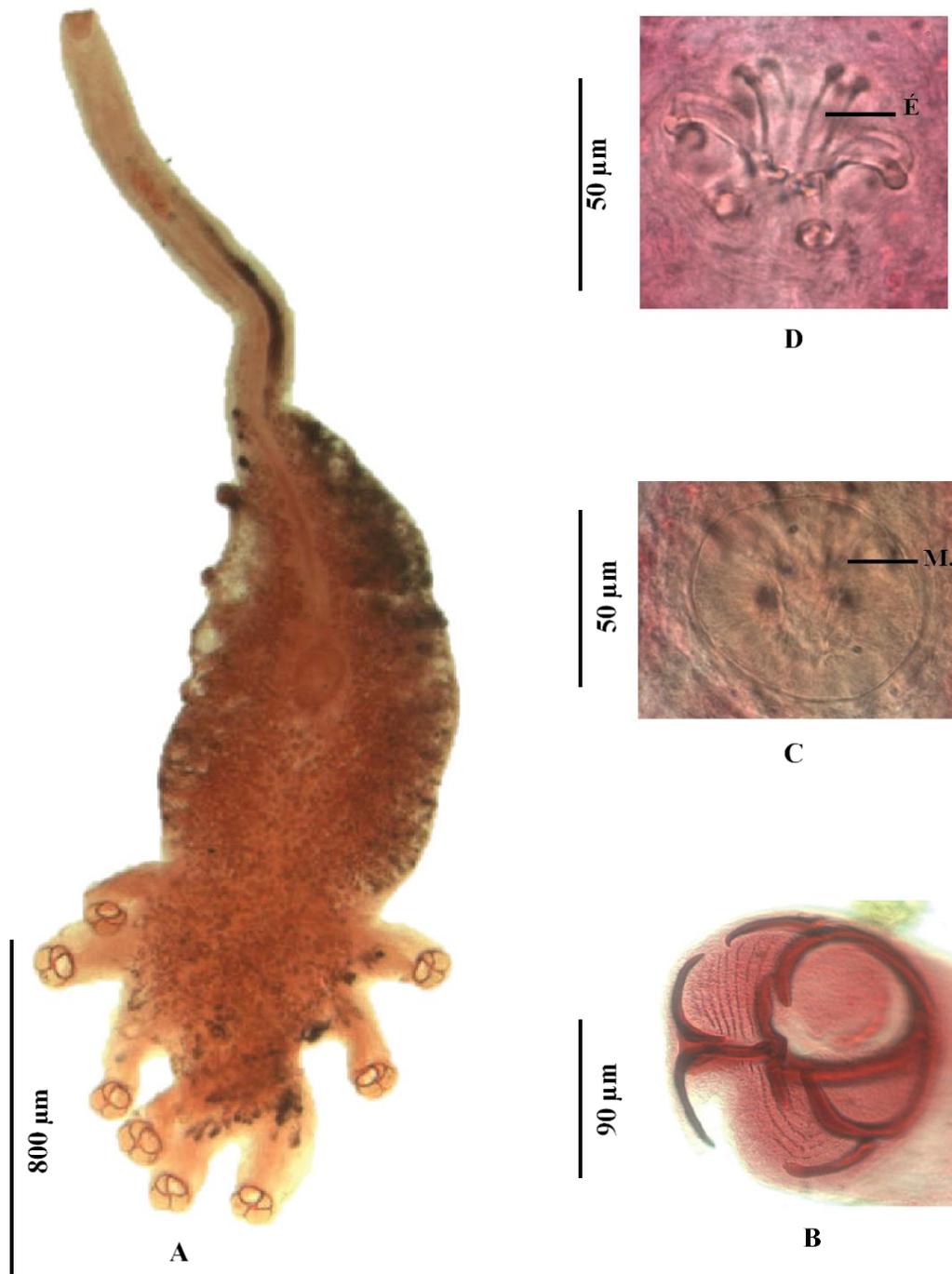


Planche 6: *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

A : morphologie générale (vue ventrale)

B : pince

C : atrium génital (vue dorsale)

E : atrium génital (vue ventrale)

E. : épines. **M. :** muscle.

La mâchoire posérieure présente à son centre un sclérite **b**. Les marges de la partie postérieure de la ince sont soutenues par deux courts sclérites **e** et **é** qui s'articulent sur la partie médiane **dec** et **c'** et par les sclérites **d** et **d'** qui s'articulent à la base de **b**. Dans la région postérieure les champs **PA** et **PL** présentent des rangées parallèles de petits sclérites (**fig. 80 B**).

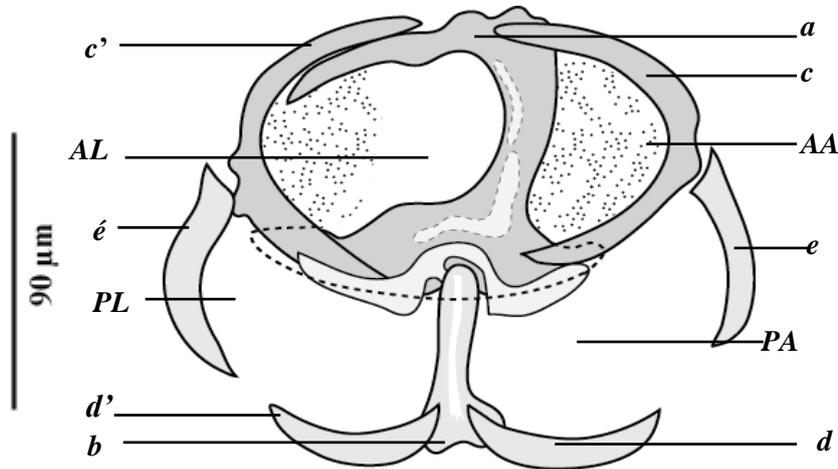


Figure 81: disposition des sclérites de la pince de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

La bouche s'ouvre à l'extrémité apicale (**fig. 80 C**). Elle est suivie par une grande cavité buccale où s'ouvrent latéralement deux ventouses arrondies suivies par le pharynx musculaire en barillet. L'intestin forme deux branches intestinales latérales. Ces branches émettent de nombreux diverticules. Les deux branches s'anastomosent en arrière des testicules.

Les testicules, folliculaires sont post-ovariens. Leur nombre est variable. Le canal déférent sinueux, suit la ligne médiane du corps jusqu'à l'atrium génital musculéux (**fig. 80 D**). Ce dernier est armé de 6 épines crochues caractéristiques (**pl.6 C-D**).

L'ovaire se localise dans la région médiane du corps (**fig. 82**). L'oviducte n'a pas été observé. L'ootype est tapissé par les glandes de Mehlis. L'utérus qui le succède devient rectiligne sur son trajet et débouche dans un pore génital médian juste au-dessous de l'atrium génital. Le réceptacle séminale est bien visible sur le côté droit. La jonction entre le réceptacle séminale et le reste des organes génitaux n'a pas été observée. Le canal génito-intestinal se jette dans la branche intestinale droite. Les glandes vitellogènes s'étendent jusqu'au haptéur dans lequel elles pénètrent et forment de courtes ramifications dans chaque pédoncule. Au niveau de la région moyenne, les vitellooductes transverses se réunissent pour former un

vitelloducte impair médian qui se jetterait dans l'oviducte. Le vagin est absent. Les œufs sont prolongés à chaque extrémité par un court filament polaire (fig. 80 E).

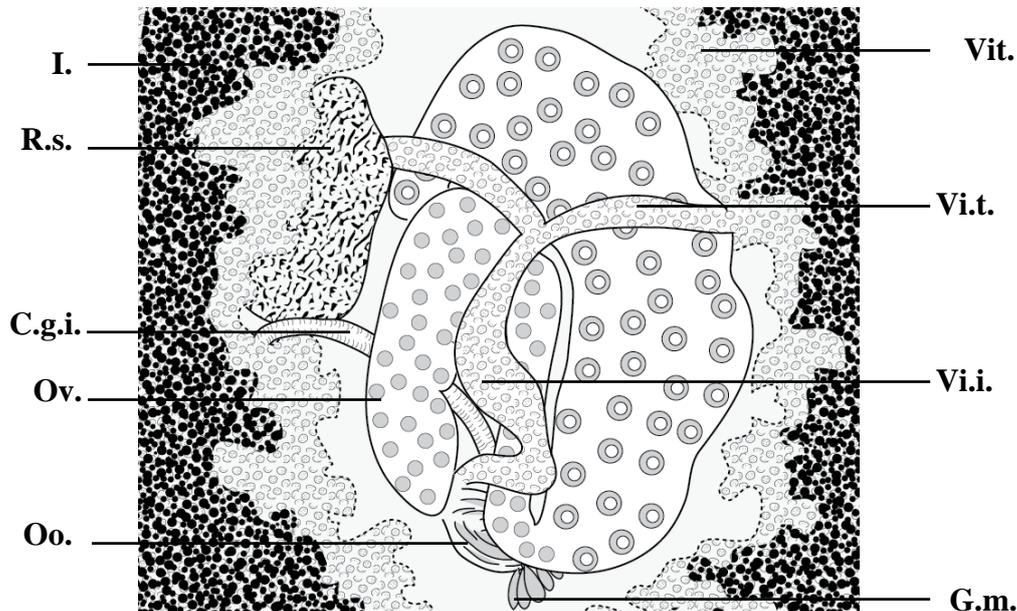


Figure 82: *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823, détail de la zone ovarienne (vue dorsale).

I. : intestin. **R.s.** : réceptacle séminal. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **Ov.** : ovaire. **Oo.** : oocyte. **Vit.** : vitellogène. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **G.m.** : glandes de Mehlis.

Tableau 37: données morphométriques de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 du littoral algérien.

Longueur du corps	3100-7660
Longueur du haptéur	650-870
Longueur totale	3221-7860
Largeur du corps	1100-3800
Nombre de pinces	8
Longueur des pinces	135-170 (165)
Largeur des pinces	140-180 (175)
Longueur des ventouses buccales	95-110 (90)
Largeur des ventouses buccales	62-70 (65)
Longueur du pharynx	160-190 (145)
Largeur du pharynx	95-124 (113)
Longueur de l'atrium génital	45-50 (45)
Largeur de l'atrium génital	42-52 (48)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	460-510 (430)

Étude moléculaire

Nous avons réalisé une étude moléculaire afin de confirmer l'identification de ce Monogène, recueilli sur l'Isopode de la cavité buccale du poisson hôte. Six séquences ont été extraites à partir des *Cyclocotyla* récoltées sur 3 Isopodes femelles de *Ceratothoa parallela* (Otto, 1828) prélevés de la cavité buccale de *Boops boops* (**tab. 38**). L'étude moléculaire est basée sur nos nouvelles séquences et quatre séquences de *COXI* existantes dans la banque des gènes (GenBank) (**tab. 39**). Pour l'analyse moléculaire de *Cyclocotyla bellones* nous avons choisi le Diclidophoridae *Pedocotyle bravoii* Luque-Alejos & Iannacone-Oliver, comme outgroup.

Tableau 38: séquences de *COXI* des *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823, des Isopodes et du poisson hôtes obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Espèces d'Isopode	Id d'Isopode	Espèces De Monogènes	Id des Monogènes
<i>Boops boops</i>	Bobo Br2	<i>Ceratothoa parallela</i> (femelle)	Bobo Br2 Iso1	<i>Cyclocotyla bellones</i>	Bobo Br2 Iso1 MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br5	<i>Ceratothoa parallela</i> (femelle)	Bobo Br5 Iso1	<i>Cyclocotyla bellones</i>	Bobo Br5 Iso1 MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br6	<i>Ceratothoa parallela</i> (femelle)	Bobo Br6 Iso1	<i>Cyclocotyla bellones</i>	Bobo Br6 Iso1 MO01

Tableau 39: séquences utilisées dans l'analyse moléculaire de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

Parasites	Hôtes	Origines	GenBank ID	Sources
<i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	Algérie	Non publié	Présente étude
<i>Cyclocotyla bellones</i>	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	Algérie	Non publié	Présente étude
<i>Cyclocotyla bellones</i>	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	Algérie	Non publié	Présente étude
<i>Paramicrocotyle</i> sp. Oliva et al., 2014	<i>Pinguipes chilensis</i> Valenciennes, 1833	Chili	KJ794215	Oliva et al. (2014)
<i>Choricotyle cf. chrysophryii</i> Jovel in & Justine, 2001	<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	France	AY009165	Jovelin & Justine (2001)
<i>Choricotyle anisotremi</i> Oliva, 1987	<i>Anisotremus scapularis</i> (Tschudi, 1846)	Chili	KJ794206 KJ794205 KJ794207	Jovelin & Justine (2001)

Les séquences du *COX1* de *Cyclocotyla bellones* ont été alignées avec 5 autres séquences de Diclidophoridae (**fig. 84**). L'arbre du ML et celui du NJ ont donné des topologies similaires et seulement l'arbre issu du NJ est représenté (**fig. 83**). L'analyse a montré que tous les Diclidophoridae ont formé un clade monophylétique séparé de l'outgroup. Les trois nouvelles séquences de *C. bellones* se sont groupées au sein d'un robuste clade (84% bootstrap support), bien séparé du clade regroupant les espèces du genre *Choricotyle*.

Les distances estimées à l'aide de la méthode de K-2-P (**tab. 40**) et de « P-distance » (**tab. 41**) indiquent que :

- nos deux séquences de *C. bellones* sont identiques et différent de 0 à 1 % de la troisième séquence ;
- les distances entre nos séquences de *C. bellones* et le second Diclidophoridae *Choricotyle* cf. *chrysophrii* varient entre 21 % et 22 % en P-distances et 19% en K-2-P ;
- le taux de divergence entre *C. bellones* et *Choricotyle anisotremi* varie entre 18 % et 19 % en P-distances et 16% et 17% en K-2-P

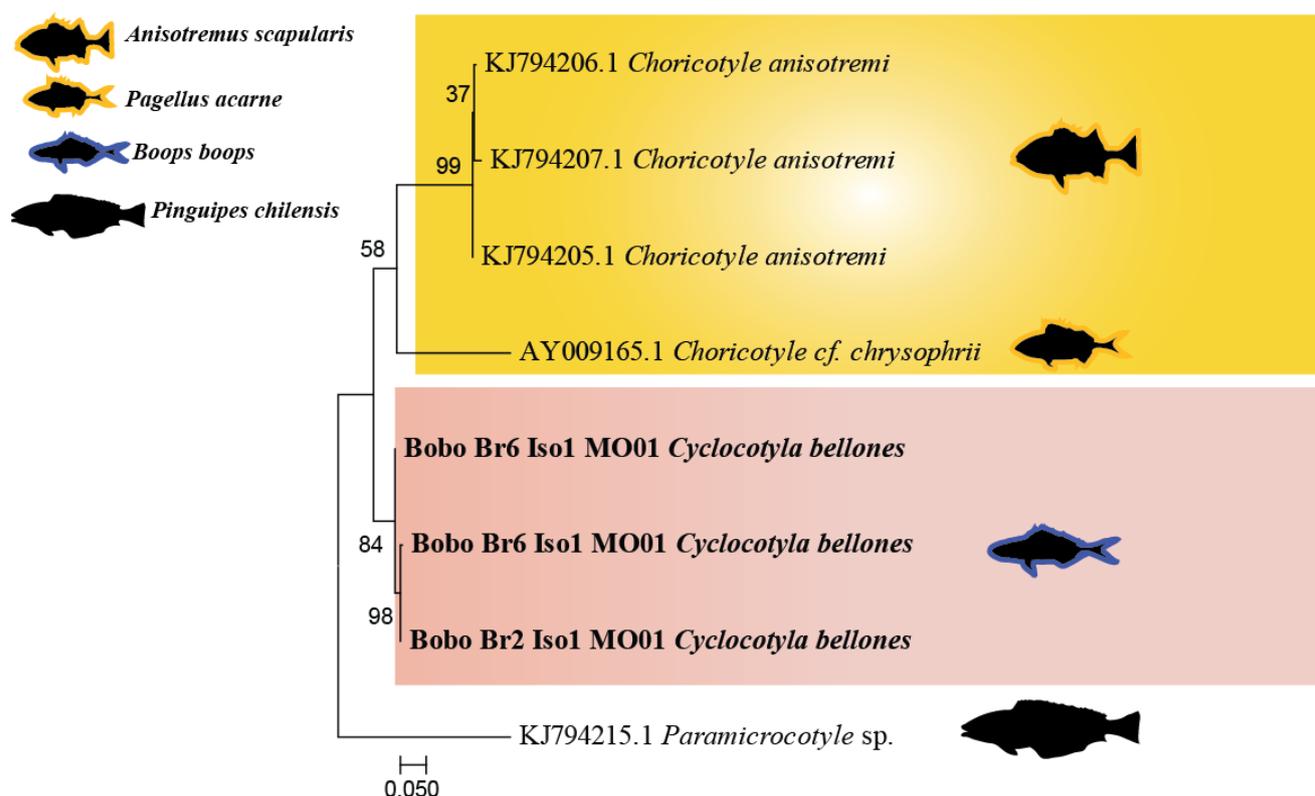


Figure 83: arbre phylogénétique de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 au sein des Diclidophoridae.

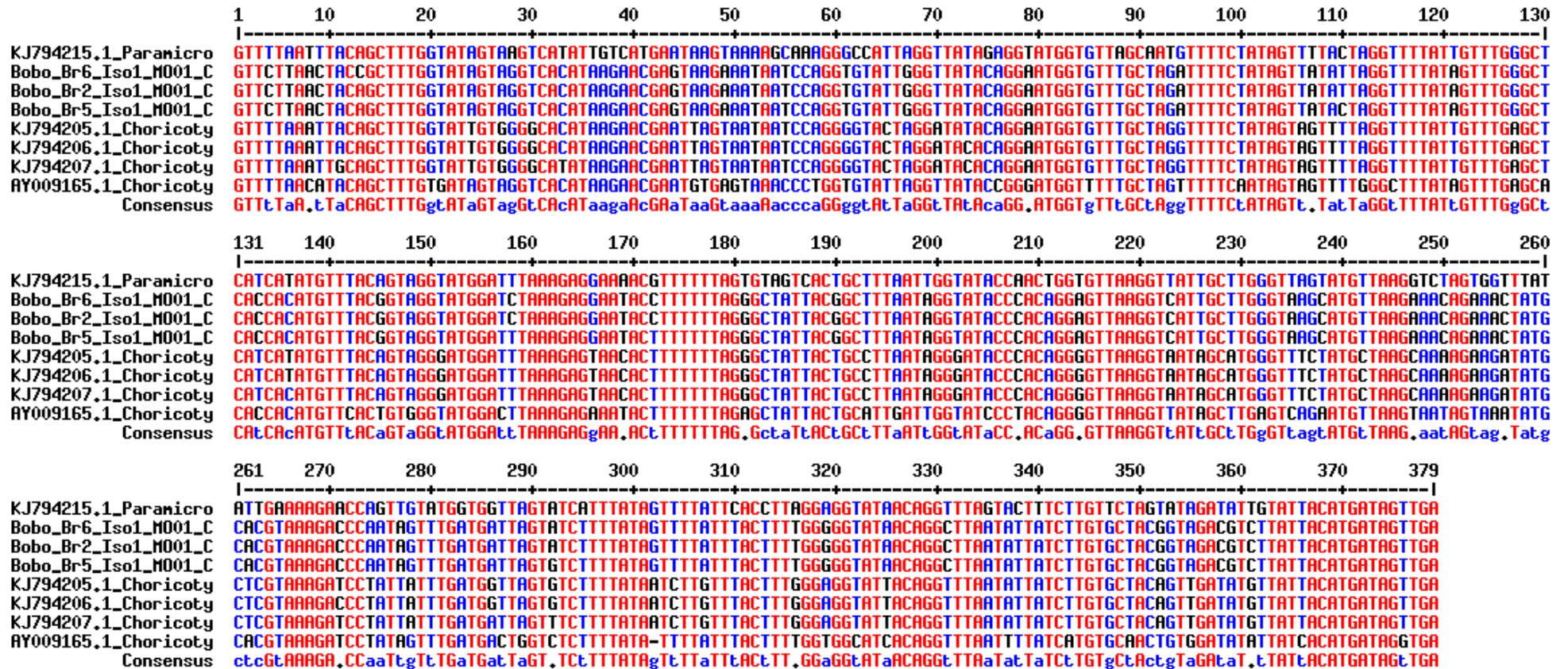


Figure 84 : alignement des séquences de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 et de quelques *Choricoty* spp.

Tableau 40: distances génétiques entre *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 et *Choricotyle* spp. (Méthode P-distances).

	Séquences	1	2	3	4	5	6	7
1	KJ794215.1 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pinguipes chilensis</i>							
2	BoboBr6Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	28%						
3	BoboBr5Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	28%	1%					
4	BoboBr2Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	28%	0%	1%				
5	AY009165.1 <i>Choricotyle</i> cf. <i>chrysophrii</i> ex <i>Pagellus acarne</i>	37%	22%	21%	22%			
6	KJ794205.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	29%	19%	18%	19%	23%		
7	KJ794206.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	29%	19%	18%	19%	24%	1%	
8	KJ794207.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	30%	19%	19%	19%	24%	2%	2%

Tableau 41: distances génétiques entre *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 et *Choricotyle* spp. (Méthode P-distances).

	Séquences	1	2	3	4	5	6	7
1	KJ794215.1 <i>Paramicrocotyle</i> sp. ex <i>Pinguipes chilensis</i>							
2	BoboBr6Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	24%						
3	BoboBr5Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	23%	1%					
4	BoboBr2Iso1 MO01 <i>Cyclocotyla bellones</i> ex <i>Boops boops</i>	23%	0%	1%				
5	AY009165.1 <i>Choricotyle</i> cf. <i>chrysophrii</i> ex <i>Pagellus acarne</i>	29%	19%	19%	19%			
6	KJ794205.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	24%	17%	16%	16%	20%		
7	KJ794206.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	24%	17%	16%	16%	21%	1%	
8	KJ794207.1 <i>Choricotyle anisotremi</i> ex <i>Anisotremus scapularis</i>	25%	17%	16%	17%	20%	2%	2%

Répartition géographique de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823

Cyclocotyla bellones a été décrit pour la première fois au large de l'Italie (Otto, 1823). Malgré la présence des poissons hôtes aussi bien en Méditerranée qu'en Atlantique (**fig. 85**), la répartition géographique de ce Polyopisthocotylea est exclusivement méditerranéenne. Il a été mentionné sur les côtes de Monténégro, en France, Turquie, ainsi qu'en Algérie (**tab. 42**). Nous le signalons de nouveau, sur les côtes algériennes.

Tableau 42: répartition géographique de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

Hôtes/ localités	Sources
<i>Belone belone</i> (hôte type)	
Italie	Otto (1823)
<i>Bopyrus squillarum</i> Latreille, 1802	
Italie	Parona & Perugia (1889)
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
<i>Spicara maena</i> (Linnaeus, 1758) – <i>Cymotoides</i> Leach, 1818	
France	Lambert (1978)
<i>Spicara maena</i> /<i>Ceratothoa oestroides</i> (Risso, 1816).	
Turquie	Solak (2007)
France	Euzet & Trilles (1962)
<i>Spicara maena</i> / <i>Emetha audouini</i> (H.Milne Edwards, 1840)	
Turquie	Solak (2007)
France	Euzet et trilles (1962)
<i>Spicara smaris</i> (Linnaeus, 1758) – <i>Emetha audouini</i>	
Italie	Palombi (1943 <i>in</i> Radujkovic & Euzet (1989)
France	Euzet & Trilles (1962)
<i>Spicara smaris</i> (Linnaeus, 1758) – <i>Cymothoidae</i> Leach, 1818	
Italie	Palombi (1943) (<i>in</i> Radujkovic & Euzet, 1989)
Monténégro	Radjukovic & Euzet (1989)
<i>Boops boops</i>-Crustacés	
France	Lambert (1978) ; (Mollaret <i>al.</i> (2000)
<i>Boops boops</i>-<i>Meinertia oestroides</i>	
France	Euzet & trilles (1962)
Italie	Lopez-Roman & Guevara Pozo (1976)
<i>Boops boops</i>- <i>E. audouini</i>-<i>Ceratothoa oxyrrhynchaena</i> Koelbel, 1878-<i>Ceratothoa parallela</i> (Otto, 1828)	
France	Euzet & Trilles (1962)
<i>Boops boops</i>-<i>Cymotoides</i> spp.	
France	Lambert (1978)
<i>Boops boops</i>-<i>Ceratothoa parallela</i>	
Turquie	Solak (2007)

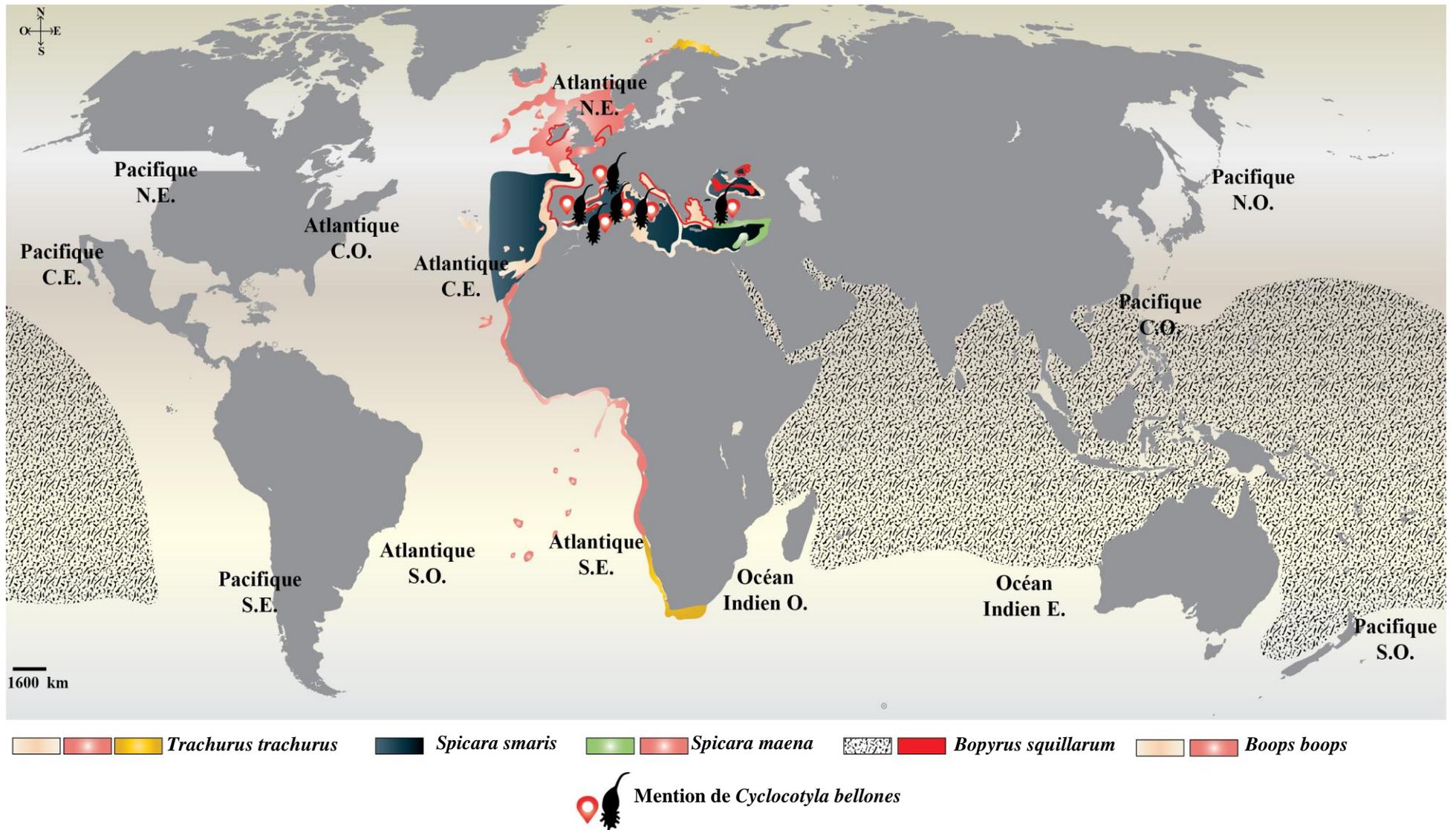


Figure 85 : répartition géographique de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823 et de ses hôtes.

Discussion

Les spécimens rencontrés sur les Cymothoidae de *Boops boops*, du littoral algérien correspondent bien à la description morpho-anatomique de l'espèce donnée par Euzet & Trilles (1962), ainsi que la majorité des données morphométriques rapportées par Radujkovic & Euzet (1989) (**tab. 44**). Toutefois, nous avons noté quelques différences d'ordre morphométrique : nos spécimens sont légèrement plus petits et les pinces sont de taille plus réduite. Ces différences pourraient être rattachées aux variations intraspécifiques de l'espèce en rapport avec l'hôte et la répartition géographique. Cependant, nous estimons qu'une étude morphométrique sur un nombre plus significatif de spécimens est à réaliser afin de confirmer ou infirmer ces différences.

En 1823, Otto propose le genre *Cyclocotyla* pour accommoder *Cyclocotyla bellones* trouvé sur la peau de la face dorsale de l'orphie *B. belone* au large de l'Italie (Otto, 1823). Il dédia l'espèce à Bellone, déesse de la guerre (Otto, 1823 ; Dollfus, 1946) (du grec [*bellum*] qui signifie « guerre »). Actuellement, ce genre comprend 4 espèces valides (**tab. 43**) dont seulement une, *Cyclocotyla bellones* est méditerranéenne.

Tableau 43: hôtes et localités des *Cyclocotyla* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Allodictyophora charcoti</i> * (Dollfus, 1922) Yamaguti, 1963	<i>Cyclocotyla charcoti</i> * (Dollfus, 1922) <i>Cyclocotyla bellones</i>	<i>Ceratothoa oestroides</i> (Risso, 1826) fixé sur la tête de <i>Trachurus</i> <i>trachurus</i> (Carangidae)	France, océan Atlantique	Dollfus (1922) ; Yamaguti (1963)
<i>Choricotyle hysteroncha</i> * (Fujii, 1944) Sproston, 1946	<i>Cyclocotyla hysteroncha</i> Fujii, 1944	<i>Haemulon striatum</i> (Linnaeus, 1758) Haemulidae	Florida, océan Atlantique	Fujii (1944) ; Sproston (1946)
<i>Hargicotyle louisianensis</i> * (Hargis, 1955) Mamaev, 1972	<i>Cyclocotyla louisianensis</i> (Hargis, 1955)	<i>Menticirrhus americanus</i> (Linnaeus, 1758) (Sciaenidae)	La Louisiane, océan Atlantique	Hargis (1955) ; Mamaev (1972)
<i>Choricotyle multaetesticulae</i> * (Chauhan, 1945) Sproston, 1946	<i>Cyclocotyla multaetesticulae</i> Chauhan, 1945	<i>Pellona</i> sp. (Pristigasteridae)	Inde, océan Indien	Chauhan (1945) ; Sproston (1946)

*synonyme junior

Cyclocotyla bellones a été redécrite par Dollfus (1922 a, b) qui l'a assimilé par erreur à *Cyclobothrium charcoti* Dollfus, 1922 puis par Euzet & Trilles (1962) qui ont apporté des précisions de taille se rapportant notamment à l'anatomie de l'adulte, l'œuf et le miracidium de l'espèce (Euzet & Trilles, 1962).

Tableau 44: comparaison des données morphométriques de *Cyclocotyla bellones* Otto, 1823.

Hôtes	<i>Spicara maena</i> ; <i>Boops boops</i> <i>S. smaris</i> ; <i>Boops boops</i>		<i>Boops boops</i>	<i>Spicara smaris</i>	<i>Boops boops</i>
Source	Euzet & Trilles (1962)	Lopez-Roman & Guevara Pozo (1976)	Lopez-Roman (1976)	Radujkovic & Euzet (1989)	Présente étude
Longueur du corps	3000-8000	3600-7570		3000-8000	3100-7660 (7210)
Longueur du haptéur					650-870 (720)
Longueur totale			3600-7570		3221-7860 (7210)
Largeur du corps	1000-4000	1580-1600	1580-1600	1000-4000	1100-3800 (1100)
Nombre de pinces					8
Longueur des pinces	200*		200*		135-170 (165)
Largeur des pinces					140-180 (175)
Longueur des ventouses buccales	120*				95-110 (90)
Largeur des ventouses buccales					62-70 (65)
Longueur du pharynx	180				160-190 (145)
Largeur du pharynx	110				95-124 (113)
Longueur de l'atrium génital					45-50 (45)
Largeur de l'atrium génital					42-52 (48)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	500				460-510 (430)
Nombre de testicules	40-90			40-90	
Longueur de l'œuf	400				
Largeur de l'œuf	50				

Par ailleurs, il est à noter que ce Monogène a un mode de vie assez particulier : il s'agit d'un hyper parasite qui vit sur la face dorsale d'un Isopode parasite de la cavité buccale (Euzet & Trilles, 1961). Par ce mode de vie, *Cyclocotyla bellones* représente un cas unique chez les Polyopisthocotylea.

Les données de la littérature ont rapporté *C. bellones* chez des hôtes très diversifiés appartenant à des ordres et à des genres différents et récolté dans des microbiotopes distincts (tab. 42):

-chez certains Cymothoidae de la cavité buccale infestant certains Téléostéens : *B. boops* (Lambert, 1978 ; Mollaret et al., 2000), *S. maena* (Lambert, 1978 ; Solak, 2007 ; Euzet & Trilles, 1962), *S. smaris* (Palombi (1943 in Radujkovic & Euzet, 1989) ; Euzet & Trilles, 1962 ; Radujkovic & Euzet, 1989), *Trachurus trachurus* (Dollfus, 1922 a, b), *B. belone* (Otto, 1823), ainsi que sur le Crustacé *Bopyrus squillarum* Latreille, 1802 (Parona & Perugia, 1889 ; Parona & Perugia, 1890);

- sur un Cymothoidae *Meinertia oestroides* au niveau de la tête de *Trachurus trachurus* (Dollfus, 1922a, b).

Dans le cadre de ce travail, nous avons retrouvé *C. bellones* sur les Isopodes buccaux de *B. boops*. Toutefois, nous soulignons qu'à l'exception d'Otto (1823) qui a indiqué ce parasite sur la face dorsale de *Belone belone*, *C. bellones* n'a jamais été mentionnée chez *B. belone* dans tous les travaux portant sur la parasitofaune de cet hôte. La mention de ce poisson, comme hôte type de *C. bellones*, demeure énigmatique.

Euzet et Trilles (1962) en étudiant la répartition et les microhabitats occupés par ce parasite démontrent que ce dernier est très souvent fixé sur la face dorsale de l'Isopode et exceptionnellement dans la cavité buccale (Euzet & Trilles, 1962). Cependant, dans le cadre de cette étude, nous l'avons occasionnellement trouvé détaché des branchies de *B. boops*. Ceci rejoint le résultat de Power et al. (2004) qui l'ont récolté sur les branchies du même hôte.

La dernière description détaillée de *Cyclocotyla bellones* date de 1962. Nous avons apporté un complément à ce travail par une étude morphométrique de ce Dicliphoridae, ainsi qu'une caractérisation moléculaire du gène mitochondrial *COXI*.

2.2. Sous famille Diclidophorinae Cerfontaine, 1895

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Diclidophorinae. Hapteur terminal avec quatre paires de pinces approximativement de taille égale ; pinces pédonculées ou presque sessiles ; squelette des pinces développé symétriquement ou asymétriquement par rapport à la présence d'une ventouse. Ventouses orales paires ; pharynx présent ; branches intestinales avec diverticules, confluentes ou non postérieurement. Testicules nombreux, post-ovariens. Ovaire tubulaire ou plié, pré-testiculaire ; canal génito-intestinal présent ; réceptacle séminal présent ou absent ; vitellogène largement ou entièrement co-existant avec les branches intestinales ; réservoir vitellin en forme de Y dans la région ovarienne. Œufs filamenteux.

Au sein de cette sous famille, nous avons identifié un seul genre, *Flexophora* Prost & Euzet, 1962.

2.2.1. Genre *Flexophora* Prost & Euzet, 1962

Espèce type : *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962.

Hôte type: *Ophidium barbatum* Linnaeus, 1758.

Localité type: France, Méditerranée (Prost & Euzet, 1962).

2.2.1.1. *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962

Hôte : *Ophidium barbatum* Linnaeus, 1758.

Habitat : branchies, entres les filaments branchiaux.

Localité: Bouharoune, Algérie.

Description (fig. 86-89 ; pl. 7)

Les données morphométriques de 25 spécimens de *Flexophora ophidii* sont consignées dans le **tableau 45**.

Le corps est petit et trapu (**fig. 86 A; pl. 7 A**). Le Hapteur ovoïde et symétrique est armé de 8 pinces (**fig. 86 C; pl. 7 B-C**) de type *Diclidophora* ainsi que d'une languette haptorale (**fig. 86 B**). Les pinces pédonculées disposées par paires sont de taille différente ; celles de la paire la plus postérieure sont légèrement plus petites.

Chaque pince est constituée de deux mâchoires (**fig. 87 A**): une mâchoire antérieure et une mâchoire postérieure. Les bords des mâchoires sont soutenus par des pièces rigides.

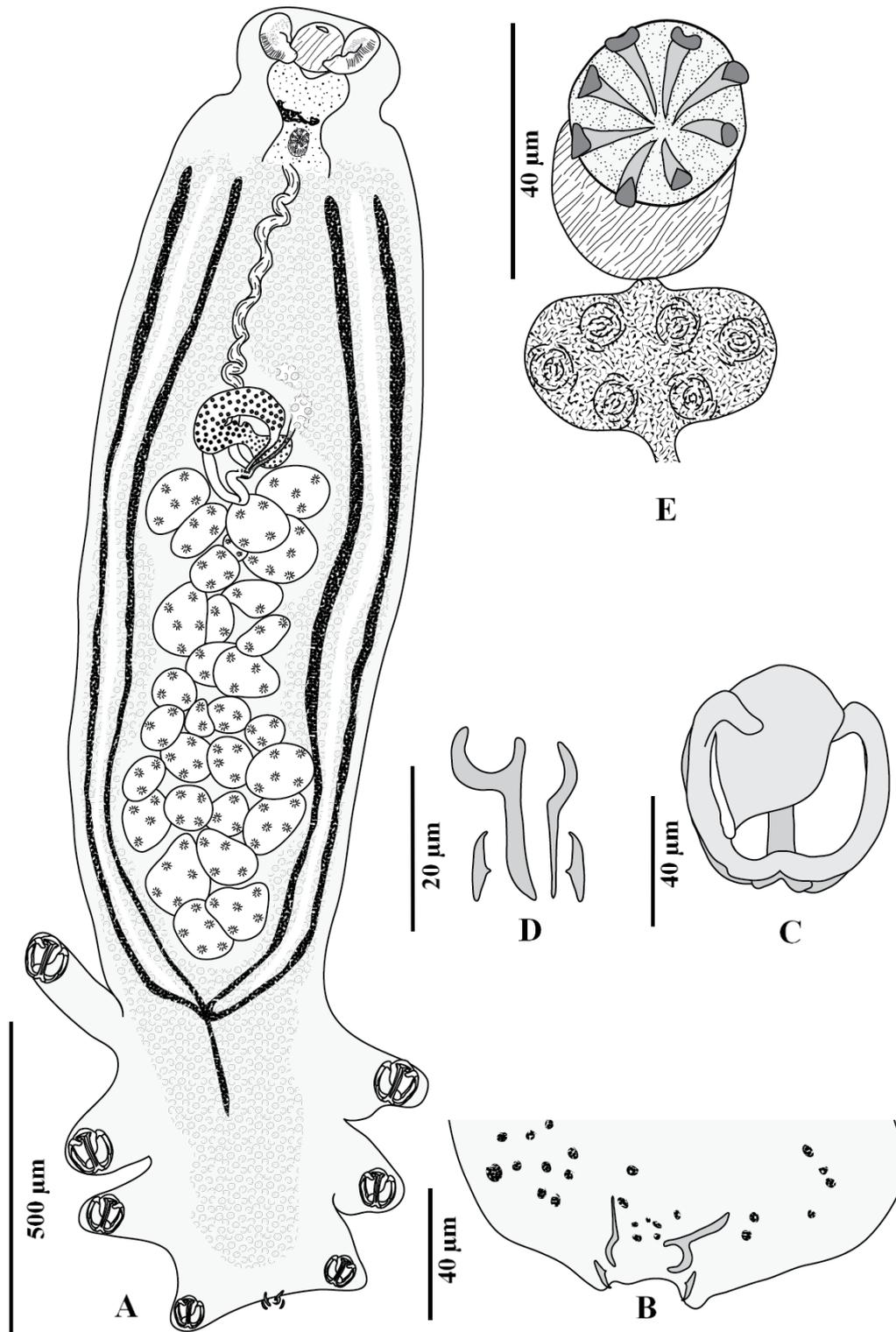


Figure 86 : *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962

- A : morphologie générale, vue ventrale.
- B : languette haptoriale.
- C : pince *in toto*, vue ventrale.
- D : crochets de la languette.
- E : ouverture génitale et partie terminale du canal déférent.

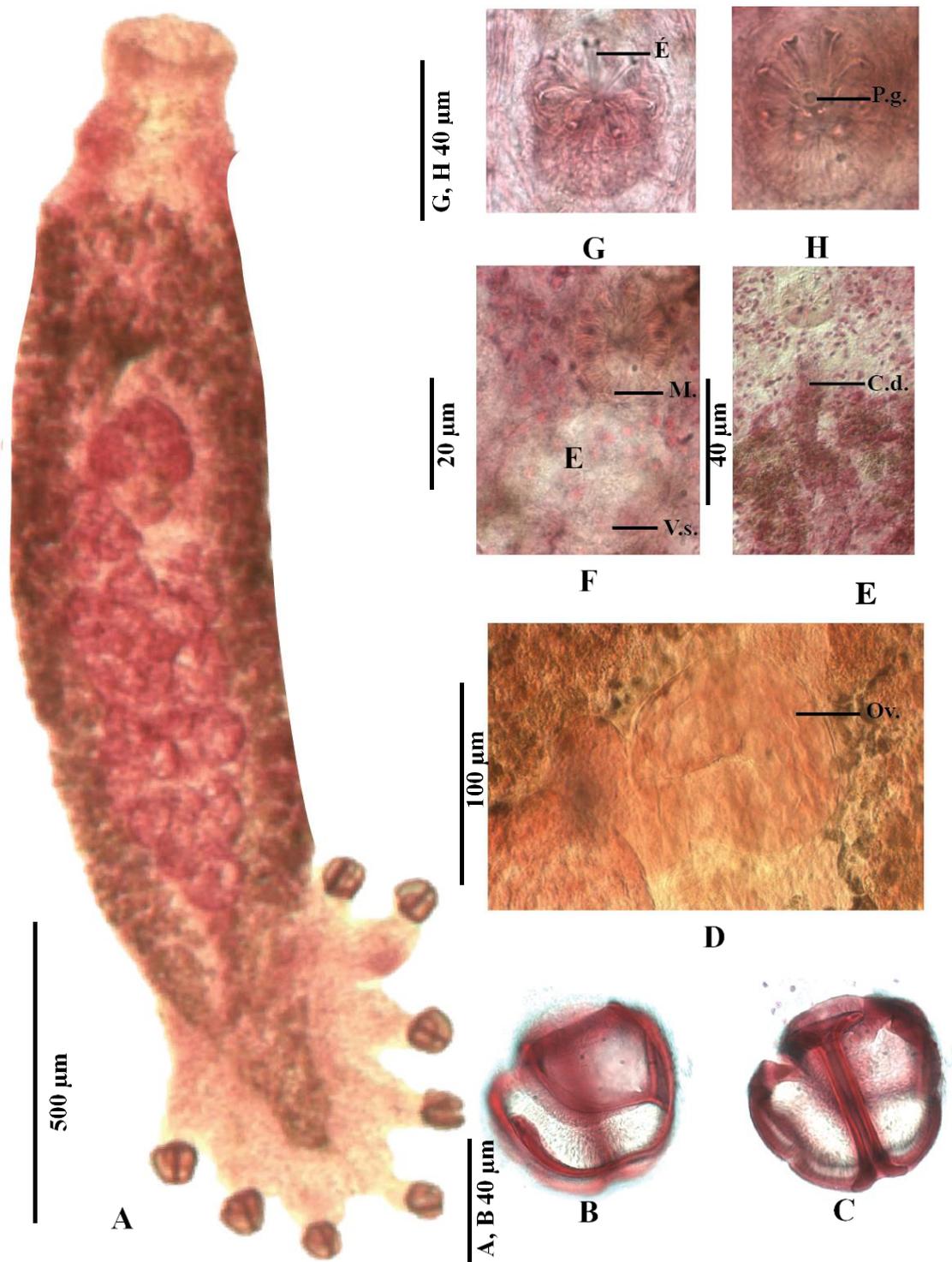


Planche 7 : *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962

A : morphologie générale (vue ventrale).

B : pince, vue ventrale.

C : pince, vue dorsale.

D : ovaire.

E-H : atrium génital.

É. : épines. **P.g.** : pore génital. **M.** : muscle. **V.s.** : vésicule séminale. **C.d.** : canal déférent.

La mâchoire antérieure comprend un large sclérite médian *a3*, qui se dilate en *b*. Une fente très étroite sépare *b* du sclérite périphérique *c1*. Du côté proximal, *c1* se poursuit par *c2* qui se replie en dessous de *a3* pour former *c3*. Le sclérite *c2* est ventral par rapport à *a3*. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus du côté distal par deux sclérites *c1* et *d1*. Du côté proximal de la mâchoire, *c1* et *d1* se replient en *c2* et *d2* qui forment en suite *c3* et *d3*. Les sclérites *c1* et *d1* s'articulent sur la ligne médiane du côté distal (**fig. 87 B**).

La mâchoire postérieure est composée d'un sclérite médian *f* et quatre sclérites périphériques: *g1* et *g2* du côté distal et *i* et *k* du côté proximal. La pièce médiane *f*, relativement longue, est creusée d'une gouttière. Cette pièce s'élargit en T à chaque extrémité ; les branches du côté proximal sont minces, celles du côté distal sont larges. Les sclérites périphériques *g1* et *g2* atteignent l'extrémité distale de *f*. Sur ces deux sclérites, s'articulent du côté proximal les sclérites *i* et *k* (**fig. 87 C**).

Dans la partie postérieure du haptor, entre la 1ère paire de pinces, se situe une languette portant 4 crochets en fléau (**fig. 86D**).

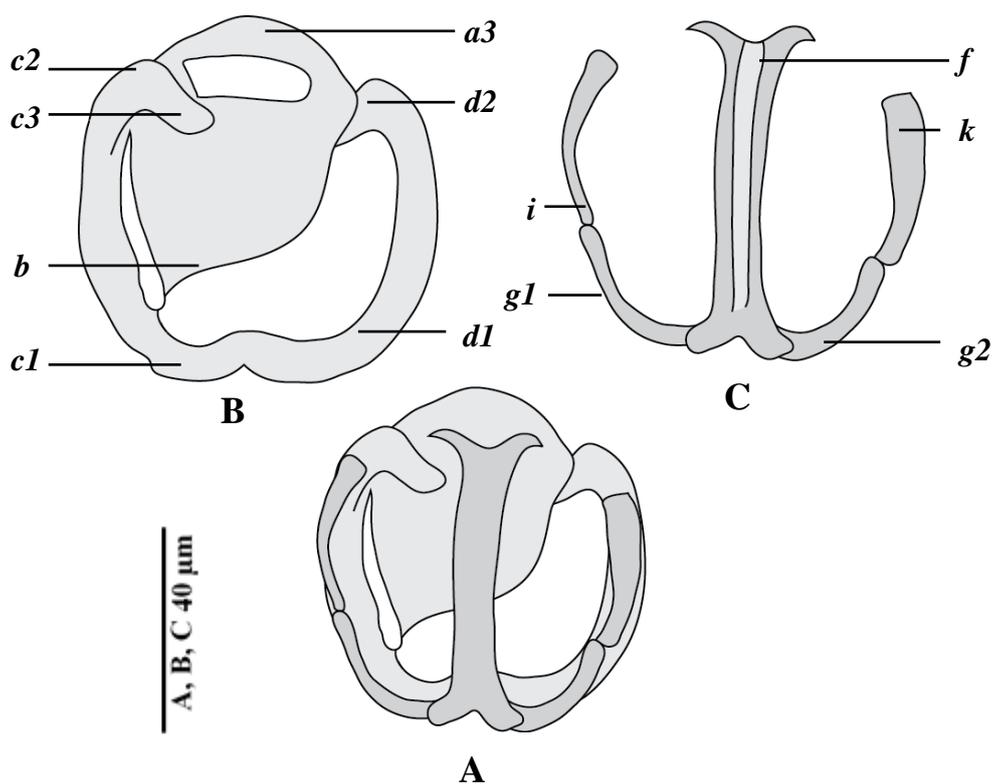


Figure 87: disposition des sclérites de pince de *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962.
A : pince *in toto*, vue dorsale.
B : mâchoire antérieure isolée.
C : mâchoire postérieure isolée.

L'appareil digestif débute par la bouche antérieure et ventrale. Une constriction bien marquée délimite une cavité buccale large du reste du corps. De chaque côté de celle-ci, s'ouvre une ventouse musculaire ovale aseptée, pourvue de nombreuses papilles épineuses (fig. 88).

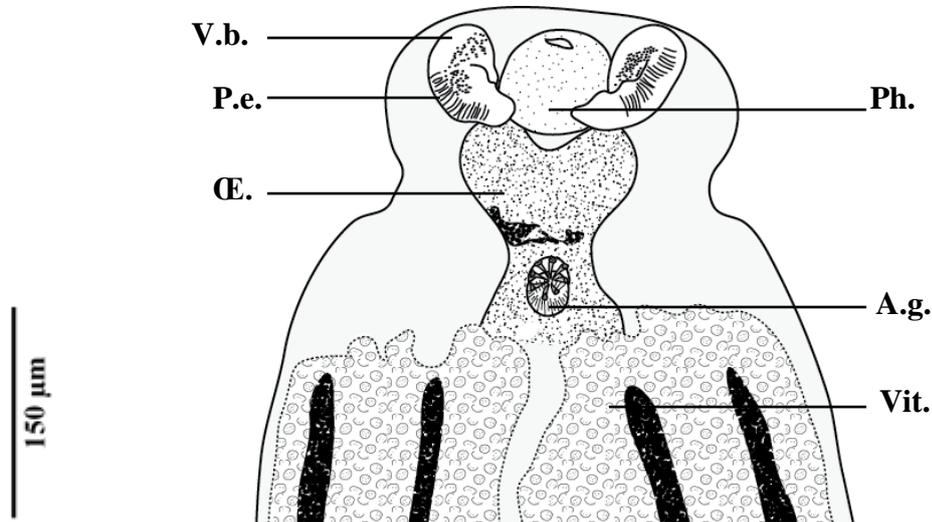


Figure 88 : *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962, détail de la région antérieure (vue ventrale).

V.b. : ventouse buccale. **P.e.** : papilles épineuses. **Œ.** : oesophage. **Ph.** : pharynx. **A.g.:** atrium génital. **Vit.** : vitelloène.

Le pharynx sub-circulaire, musculaire et médian, fait suite à l'œsophage qui se subdivise en deux branches intestinales. Ces dernières se réunissent dans la partie postérieure du corps pour former un pédoncule qui se prolonge jusqu'au tiers médian du hapter.

Les testicules nombreux, de taille et de forme irrégulière se situent dans l'espace intercœcal des deux tiers postérieurs du corps. Le canal déférent, large et contourné, remonte dorsalement sur la ligne médiane jusqu'à l'organe copulateur mâle (fig. 86 E : pl. 7 E). À ce niveau, il se rétrécit pour former un canal très étroit qui débouche dans une large vésicule séminale (pl. 7 F). La vésicule séminale aboutit dans l'ouverture génitale mâle par un court conduit (fig. 86 E). Le pore génital dorsal (pl. 7 H) entouré d'une musculature (pl. 7 F). Il est armé d'un cercle de 6 crochets qui se caractérisent par une pointe dirigée vers le centre (pl. 7 G).

L'ovaire pré-testiculaire débute sur le côté droit du corps (fig. 89 ; pl. 7 D). Il forme une anse sur le côté gauche, revient parallèlement sur le côté droit où il s'amincit pour former l'oviducte. Celui-ci étroit descend et reçoit à gauche de la ligne médiane le vitelloducte impair. L'oviducte forme ensuite une anse postérieure, remonte, et s'élargit en un ootype

entouré à sa base par les glandes de Mehlis. Le Canal génito-intestinal long, à bords plissés, se détache de l'oviducte et se jette dans la branche intestinale droite. L'utérus dilaté à sa base s'étend ventralement jusqu'à l'atrium génital. Le vagin est absent. Les glandes vitellogènes se répartissent en deux bandes latérales qui entourent les branches intestinales. Antérieurement, elles se rejoignent sur la ligne médiane, dans l'espace entre l'atrium génital et l'ovaire. Postérieurement, ces bandes sont confluentes en arrière des testicules et pénètrent jusqu'à la région médiane du hapter.



Figure 89 : *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

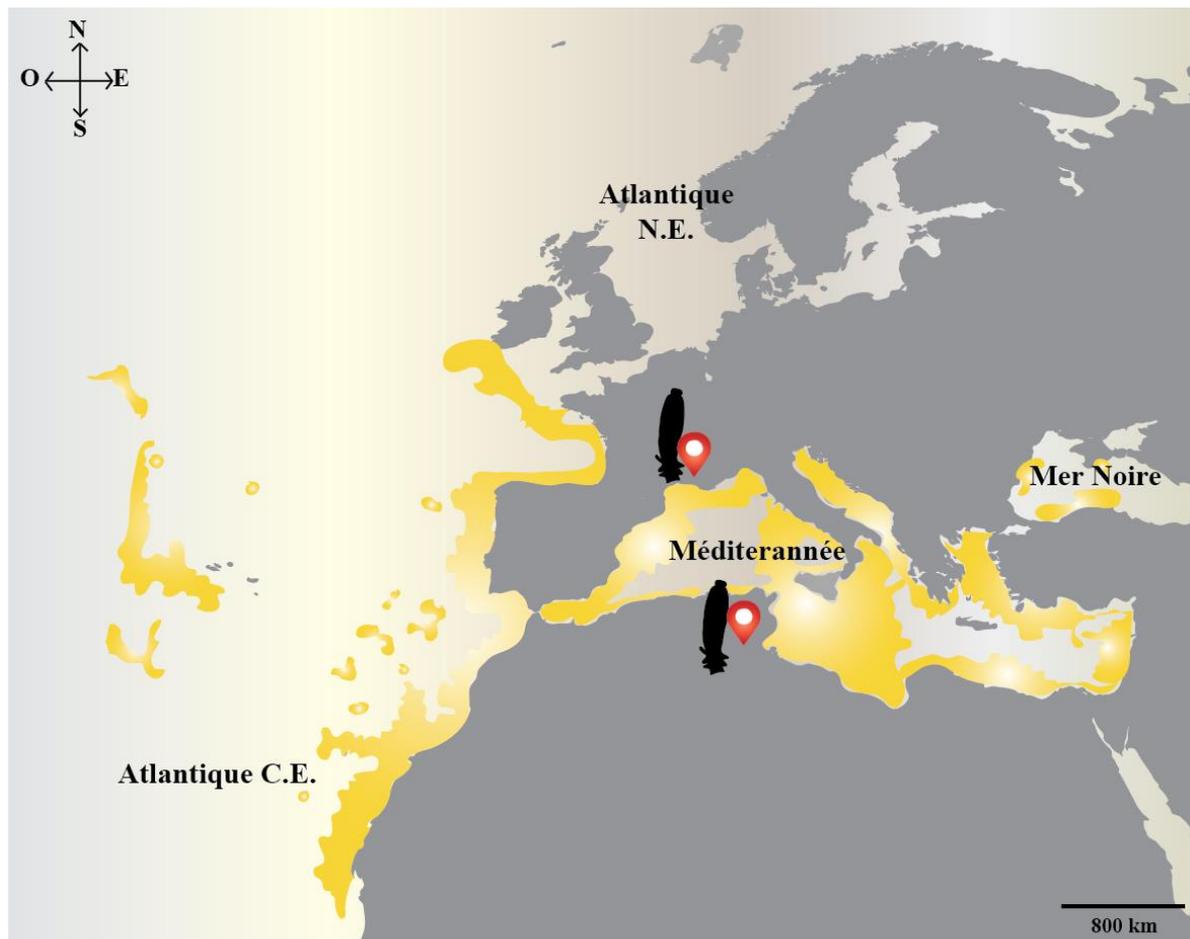
I. : intestin. **U.** : utérus. **Vi.** : vitelloducte. **Ovi.** : oviducte. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **Vit.** : vitellogène. **C.d.** : canal déférent. **Ov.** : ovaire. **Oo.** : ootype. **C.g.i.** : glandes de Mehlis. **T.** : testicule.

Tableau 45 : données morphométriques de *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962 du littoral algérien.

Longueur du corps	1453- 2247 (1896)
Largeur du corps	364- 62 (507)
Longueur de la 1 ^{ère} paire de pinces	80- 88 (85)
Largeur de la 1 ^{ère} paire de pinces	74 - 85(82)
Longueur de la 2 ^{ème} la paire de pinces	67 - 96(86)
Largeur de la 2 ^{ème} paire de pinces	67- 85(76)
Longueur de la 3 ^{ème} paire de pinces	78- 92 (86)
Largeur de la 3 ^{ème} paire de pinces	64 - 83 (73)
Longueur de la 4 ^{ème} paire de pinces	65 - 79 (75)
Largeur de la 4 ^{ème} paire de pinces	64- 79 (71)
Longueur des crochets	10 - 23 (19)
Longueur des hamuli	5- 10 (8)
Longueur des ventouses buccales	71- 91 (81)
Largeur des ventouses buccales	46 -82 (65)
Longueur du pharynx	66 - 123 (109)
Largeur du pharynx	57 -123 (102)
Longueur de l'atrium génital	23 – 38 (32)
Largeur de l'atrium génital	22 – 36 (30)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	204- 305 (265)
Testicules	22-30 (28)

Répartition géographique de *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962

Flexophora ophidii a été découverte au large de la France (Prost & Euzet, 1962) (**fig.90**). Nous l'avons retrouvé chez son hôte type pour la première fois depuis sa découverte et nous la mentionnons pour la première fois en Algérie et au Sud de la méditerranée.



 Répartition géographique du poisson hôte *Ophidium barbatum*.



Mention de *Flexophora ophidii* chez *Ophidium barbatum*.

Figure 90 : répartition géographique de *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962 et de son hôte.

Discussion

Par le nombre et la structure des pinces et par l'organisation de l'atrium génital, les spécimens récoltés sur *Ophidium barbatum* se classent parmi les *Diclidophoridae*. Les pinces du haptateur qui fonctionnent comme de véritables pinces les rattachent à la sous famille des *Diclidophorinae*. Par ailleurs, la disposition des sclérites périphériques des pinces les fait correspondre au genre *Flexophora*.

Nos spécimens récoltés chez *Ophidium barbatum* en Algérie montrent une morphoanatomie analogue à celle de l'espèce type *Flexophora ophidii*. Toutefois, nous avons mis en évidence certains détails jusque-là jamais rapportés dans la littérature notamment la présence d'un

étranglement au niveau du pharynx dans la partie antérieure et d'une paire de hamuli au niveau de la languette haptoriale.

Par ailleurs, l'étude morphométrique n'a pas permis de déceler des différences significatives par rapport aux spécimens de *Flexophora ophidii* décrits par Prost & Euzet (1962). Nous notons seulement une taille plus réduite des crochets, chez les individus de la présente étude (**tab. 46**).

Dans le cadre de ce travail, nous assimilons les individus de *Flexophora* récoltés chez le même hôte à *Flexophora ophidii* en attendant de réaliser une étude moléculaire.

Flexophora ophidii, l'espèce type et l'unique du genre *Flexophora* n'a jamais été revue depuis sa description originale en 1962 (**fig. 90**). **Nous l'avons retrouvé pour la première fois depuis sa découverte, et nous la signalons pour la première fois au Sud de la méditerranée. Nous confirmons par sa récolte, la validité du genre et de l'espèce.**

Le genre *Flexophora* étant monospécifique et non retrouvé depuis 1962, les critères de la diagnose du genre demeurent jusque-là indisponibles dans la littérature. Nous proposons pour la première fois une diagnose du genre.

Diagnose proposée dans le cadre de ce travail

Diclidophoridae. Corps trapu. Hapteur ovoïde symétrique, armé de 4 paires de pinces de taille décroissante antéro-postérieurement ; pinces portées par des pédoncules ; pinces de type *Diclidophora*, sclérite médian a_3 très large, côté proximal de a_3 rectiligne ; sclérite b soudé à c_1 et d_1 ; l'ensemble de a_3 et b couvrant environ deux tiers de la surface de la mâchoire postérieure ; petite languette postérieure armée d'une ou de deux paires de crochets, entre les deux pinces postérieures. Branches intestinales unies postérieurement, pénétrant le hapteur. Testicules post-ovariens, nombreux; atrium génital formé d'une couronne de crochets de taille égale. Ovaire pré-testiculaire, partie mature et immature parallèles; canal génito-intestinal présent; réceptacle séminal absent; vitellogènes entourant les branches intestinales; vitelloblastes décalés par rapport à la ligne médiane, vitelloblastes pairs unis en arrière de l'ovaire. Parasites des Ophidiidae.

Tableau 46 : comparaison des données morphométriques de *Flexophora ophidii* Prost & Euzet, 1962.

Localité	France, Méditerranée	Algérie, Méditerranée
Hôte	<i>Ophidium barbatum</i>	
Source	Prost & Euzet (1962)	Présente étude
Longueur du corps	1500-2750	1896 (1453 - 2247)
Largeur du corps	400-850	507 (364- 625)
Longueur de la 1 ^{ère} paire de pincés	75-87	85 (80- 88)
Largeur de la 1 ^{ère} paire de pincés	75- 80	82 (74 - 85)
Longueur de la 2 ^{ème} la paire de pincés	80-100	86 (67 - 96)
Largeur de la 2 ^{ème} paire de pincés	80-95	76 (67- 85)
Longueur de la 3 ^{ème} paire de pincés	80-100	86 (78- 92)
Largeur de la 3 ^{ème} paire de pincés	80-95	73 (64 - 83)
Longueur de la 4 ^{ème} paire de pincés	80-95	75 (65 - 79)
Largeur de la 4 ^{ème} paire de pincés	80-100	71 (64- 79)
Longueur des crochets	28	19 (10 - 23)
Longueur des hamuli		8 (5- 10)
Longueur des ventouses buccales	80-95	81 (71- 91)
Largeur des ventouses buccales	45	65 (46 - 82)
Longueur du pharynx	65-130	109 (66 - 123)
Largeur du pharynx	60-100	102 (57 - 123)
Longueur de l'atrium génital		32 (23 - 38)
Largeur de l'atrium génital		30 (22 - 36)
Distance atrium génital-extrémité antérieure		265 (204- 305)
Testicules	23-28	22-30
Nombre d'épines atriales	6-8	6-8

3. Famille des Gastrocotylidae Price, 1943

Diagnose *amendée* dans le cadre de ce travail

Mazocraeada. Hapteur symétrique ou asymétrique, parfois rudimentaire ; pinces symétriques avec sclérites accessoires ; épaissement de la paroi encapsulant la pince présent ou absent ; crochets de la languette présents. Branches intestinales avec diverticules, s'étendant parfois dans le hapteur, unies postérieurement ou non. Testicules généralement post-ovariens, en nombre variable; **atrium génital musculaire; stylet conique armé de crochet et bulbe éjaculateur généralement présents**. Ovaire courbé ; canal génito-intestinal présent. **Vagin présent ou absent**. Vitellogène co-existant avec les branches intestinales, occasionnellement confiné à la région haptoriale. Œuf avec filament à chaque pôle. Parasites de Téléostéens marins.

3.1. La sous famille des Gastrocotylinae Sproston, 1946

Diagnose *amendée* dans le cadre de ce travail

Gastrocotylidae. Hapteur asymétrique, armé de nombreuses pinces et de 2 ou 3 paires de crochets; pinces de type *Gastrocotyle* avec des sclérites accessoires courts. Testicules nombreux, situés dans la région postérieure du corps ; **atrium génital musculaire; stylet conique armé de crochets** généralement disposés en un anneau **et bulbe éjaculateur présents**. Ovaire régulièrement pré-testiculaire ; vagin présent ou absent, médio-dorsal **ou ventro-latéral**, armé ou seulement musculaire.

Genre type: *Gastrocotyle* Van Beneden & Hesse, 1863.

Les Gastrocotylinae recensés, appartiennent à quatre genres : *Gastrocotyle* ; *Pseudaxine* Parona & Perugia, 1890 ; *Pseudaxinoides* Lebedev, 1968 et *Allogastrocotyle* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.

3.1.1. Genre *Gastrocotyle* van Beneden & Hesse, 1863

Synonyme : *Gastrocotyla* Ishii & Sawada, 1938

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Gastrocotylinae. Hapteur unilatéral ; pinces avec sclérites accessoires, languette haptoriale avec 1 à 3 paires de crochets. Œsophage ramifié. Testicules folliculaires en nombre variable confinés dans le tiers postérieur du corps ; atrium génital formé d'un sac musculaire ; pore génital au niveau de la bifurcation intestinale ou en arrière de celle-ci, avec une couronne d'une douzaine de crochets. Ovaire en forme de U, pré-testiculaire ; canal génito-intestinal court, croisant l'ovaire ; vagin s'ouvrant médio-dorsalement à une courte distance

postérieurement au pore génital ; conduit vaginal rejoignant les vitellogènes transverses au niveau de la partie antérieure de l'ovaire. Vitellogène longeant les branches intestinales. Œuf avec filament à chaque pôle. Parasites de Téléostéens marins.

Espèce type : *G. trachuri* van Beneden & Hesse, 1863.

Hôte type : *Caranx trachurus* (Linnaeus, 1758), synonyme de *Trachurus trachurus* (Worms, 2019).

Localité type : mer du Nord, océan Atlantique (van Beneden & Hesse, 1863).

Nous avons retrouvé en Algérie, *G. trachuri* chez l'hôte type *Trachurus trachurus*.

3.1.1.1. *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863

Hôte : *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758).

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Bouharoune, Cap Djinet, Dellys, Algérie.

Description (fig. 91-93 ; pl. 8)

Les données morphométriques basées sur 15 spécimens de *Gastrocotyle trachuri* sont données dans le **tableau 47**.

Le corps allongé et étroit est symétrique au niveau du tiers antérieur mais considérablement plus large et asymétrique dans les deux tiers postérieurs (**fig. 91 A; pl. 8 A**). Le haptur est parallèle à l'axe du corps. Il représente plus de 2 tiers de la longueur totale du corps. Il porte une seule rangée de pinces (**fig. 91 D; pl. 8 B**) et une languette haptoriale (**fig. 91 B, C; pl. 8 C**). Les pinces sont formées chacune par deux mâchoires antérieure et postérieure, soutenues par des sclérites dont la disposition répond au type *Gastrocotyle* (**fig. 92 A**).

La mâchoire antérieure (**fig. 92 B**) présente sur la ligne médiane un long sclérite *a1* terminé du côté distal par un Y inversé à branches de taille égale. Ces branches atteignent les sclérites accessoires *d*. Du côté proximal, le sclérite *a1* se rétrécit avant de se courber pour former *a2*. Le sclérite *a2* s'élargit en *a3* qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites *b1* qui, du côté distal, se rejoignent sur la ligne médiane. Du côté proximal, *b1* se replie en *b2* (**fig. 92 B**).

Dans la mâchoire postérieure, une pièce sclérifiée *a'* en forme de V inversé, à branches longues et larges, s'articule du côté proximal sur *a3*. Une seconde pièce sclérifiée *a''* à branches pointues, vient s'articuler ventralement sur *a'*. Les lèvres de cette mâchoire postérieure sont renforcées par deux sclérites *c*. Du côté distal, les sclérites *c* gagnent la ligne médiane (**fig. 92 C**).

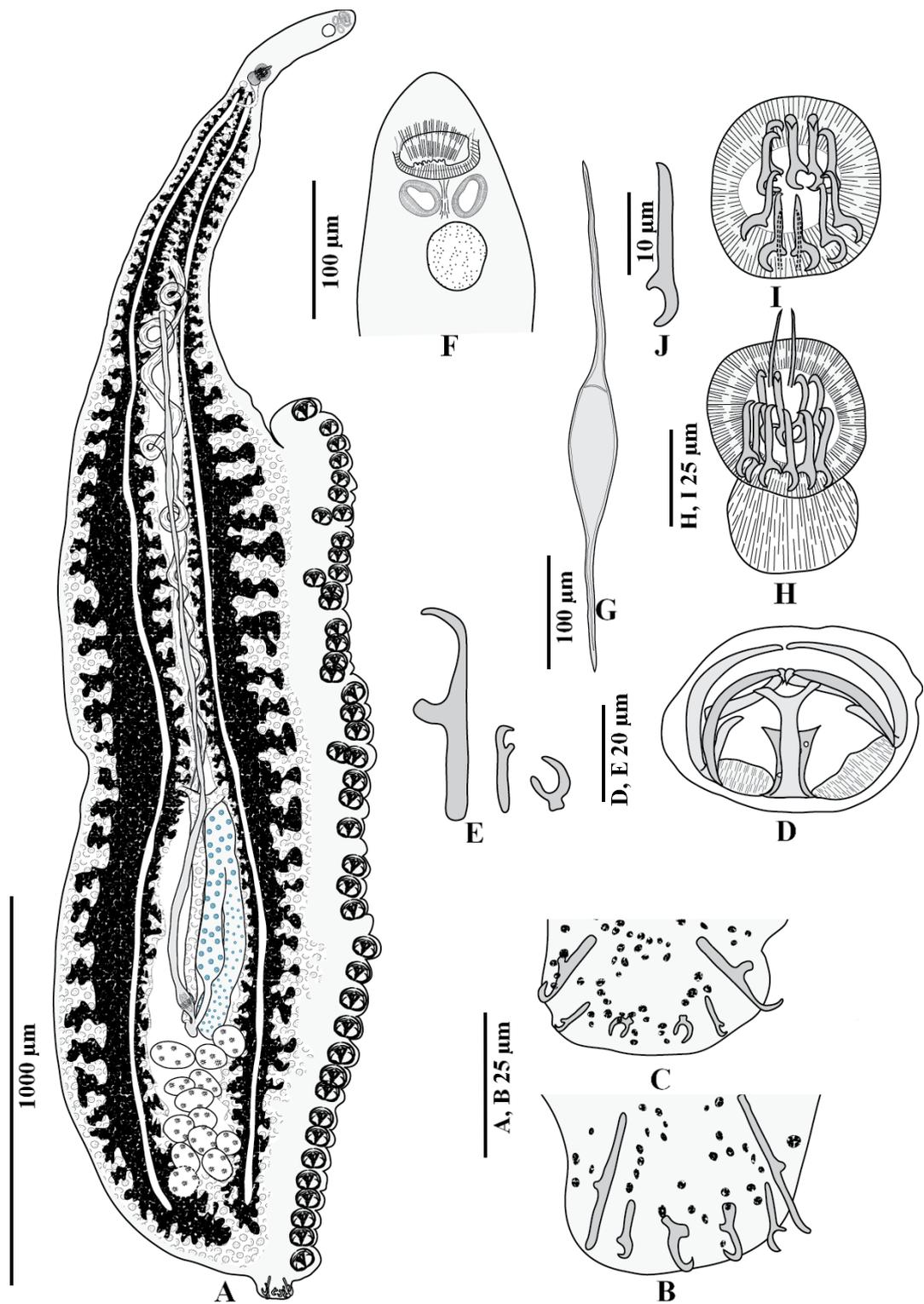


Figure 91: *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863 van Beneden & Hesse, 1863.

A: morphologie générale (vue ventral). **B, C :** languette haptoriale. **D :** pince *in toto*, vue ventrale. **E :** crochets de la languette. **F :** extrémité antérieure. **G :** œuf. **H, I :** organe copulateur mâle. **J :** crochet de l'organe copulateur mâle.

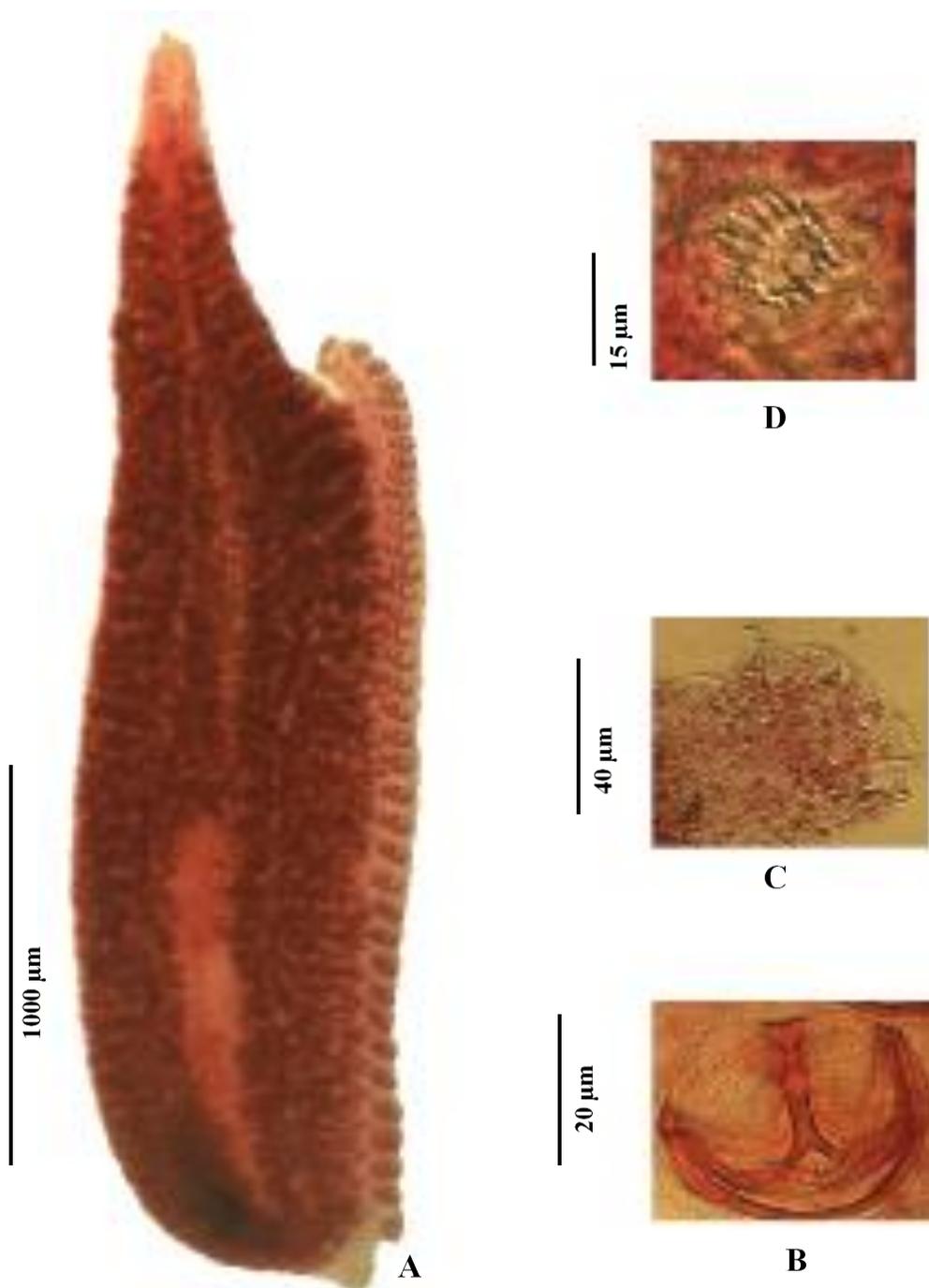


Planche 8 : *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863 van Beneden & Hesse, 1863.

A : morphologie générale (vue ventral).

B : pince *in toto*, vue ventrale.

C : languette haptoriale.

D : organe copulateur mâle.

Deux sclérites accessoires *d* s'articulent juste au-dessous de *a'* dorsalement aux sclérites périphériques *c*. Du côté proximal de la pince, un muscle relie *a2* à *b2* (**fig. 92 A**).

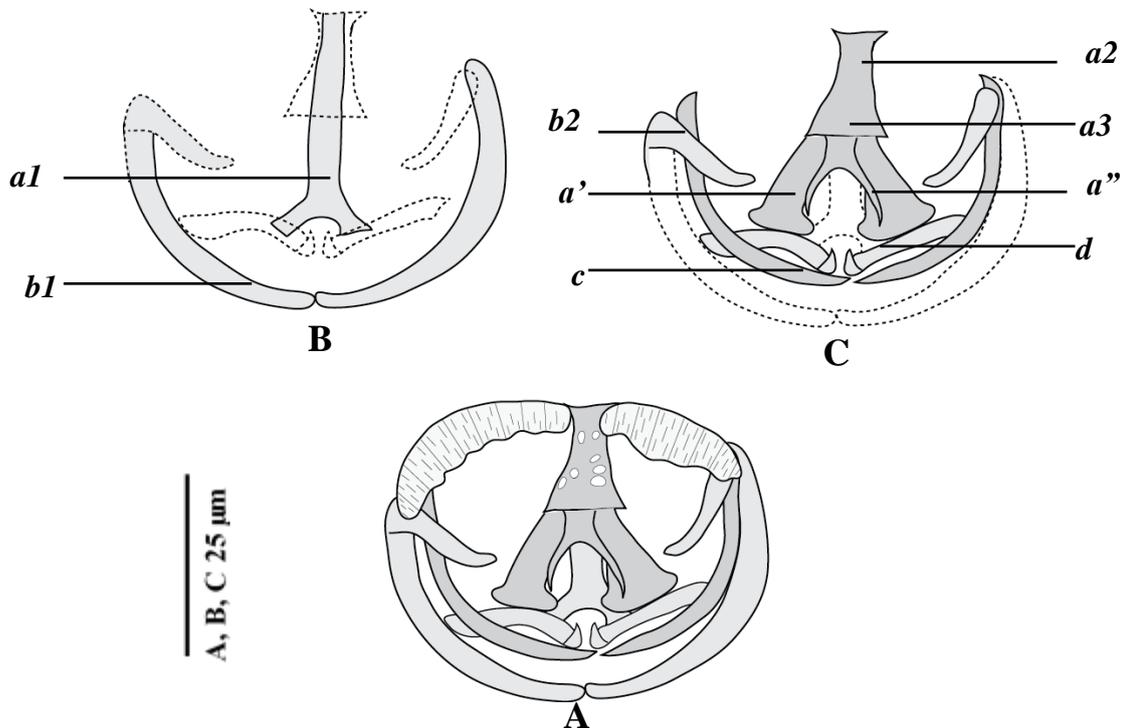


Figure 92: disposition des sclérites de pince de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863.

A : pince *in toto*, vue dorsale. **B :** mâchoire antérieure. **C :** mâchoire postérieure.

La languette haptoriale porte trois paires de crochets: 2 crochets postérieurs, 2 crochetons postéro-latéraux et 2 hamuli (**fig. 91 E**).

À La bouche antérieure terminale, fait suite une large cavité buccale, où s'ouvrent latéralement deux ventouses buccales musculaires ovales (**fig. 91 F**). Les ventouses à bords lisses, ne sont pas divisées en logettes. Le pharynx volumineux et sphérique se localise sur la ligne médiane au-dessous des ventouses buccales. Les branches intestinales s'étendent de chaque côté du corps et émettent de nombreux diverticules latéraux et axiaux.

Les testicules sont situés dans l'espace intercæcal du tiers postérieur du corps. Le canal déférent contourné et dorsal par rapport à l'utérus, remonte sur la ligne médiane. Dans sa partie terminale, il se dilate en un bulbe éjaculateur. L'organe copulateur mâle est composé d'un atrium génital et d'un stylet armé de crochets (**pl. 8 D**). L'atrium génital musculaire s'observe ventralement sur la ligne médiane, à une courte distance de l'extrémité antérieure. Le stylet conique est armé de 12 crochets disposés en un cercle (**fig. 91 H-I**). Chaque crochet est pourvu d'une base pointue et d'une extrémité recourbée (**fig. 91 J**).

L'ovaire en forme de « U » inversé se localise dans le tiers postérieur du corps (**fig. 93**). Il prend naissance au niveau des testicules antérieurs, remonte sur le côté droit puis passe sur le côté gauche où il descend en s'élargissant pour se terminer dans l'oviducte. Le canal génito-intestinal n'a pas été observé. L'oviducte reçoit sur le plan médian le vitelloducte impair. Il se continue par l'ootype marqué à sa base par les glandes de Mehlis puis par l'utérus. Ce dernier, s'étend jusqu'à l'atrium génital. Le vagin n'a pas été observé. Le vitellogène forme de chaque côté du corps une large bande qui entoure les branches intestinales. Les vitelloductes transverses dorsaux, s'unissent sur la ligne médiane au niveau du bord antérieur de l'ovaire. Le vitelloducte impair, médian et assez long se rétrécit légèrement avant de déboucher dans l'oviducte. L'ensemble des vitelloductes dessinent un Y à branches très courtes. Les œufs operculés du côté antérieur sont fusiformes (**fig. 91 G**). Ils possèdent deux filaments polaires courts.

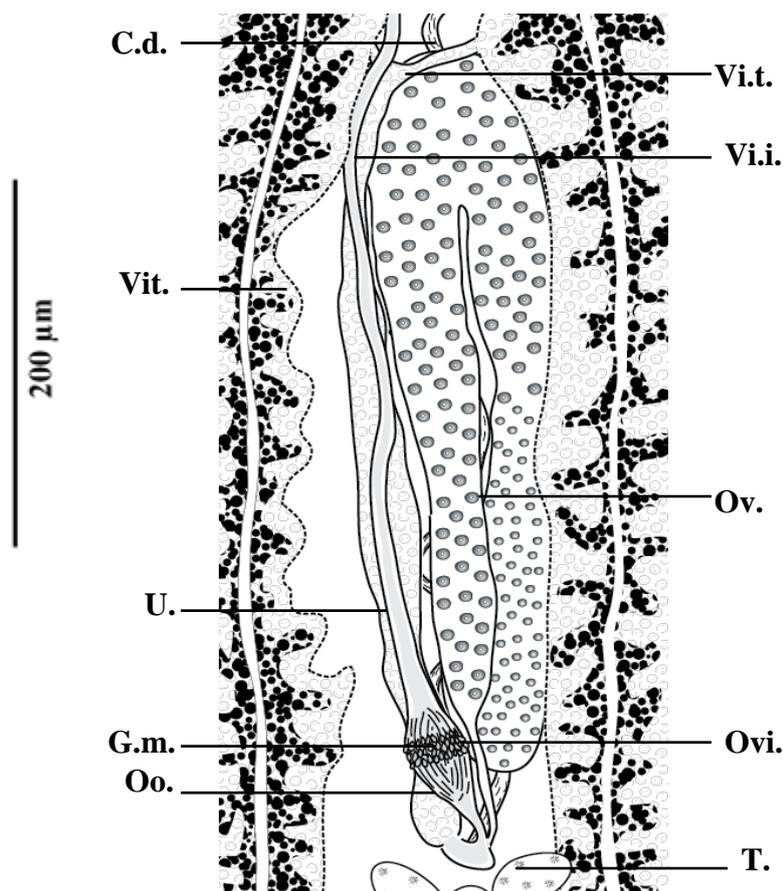


Figure 93: *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

C.d. : canal déférent. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Oo.** : ootype. **V.** : vitellogène. **O.** : ovaire. **U.** : utérus. **T.** : testicules.

Tableau 47: données morphométriques de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863 du littoral algérien.

Longueur du corps	2110-3550 (3105)
Largeur du corps	495-550 (510)
Longueur du hapter	650-790 (785)
Nombre de pinces	24-32 (32)
Longueur des pinces	40-55 (46)
Largeur des pinces	62-77 (75)
Longueur des postéro-latéraux	18-22 (20)
Longueur des hamuli	38-47 (45)
Longueur des crochets postérieurs	22-25 (24)
Distance atrium génital- extrémité antérieure	110-275 (265)
Longueur de l'atrium génital	32-38 (35)
Largeur de l'atrium génital	30-38 (35)
Nombre de crochets de l'atrium	12
Longueur des crochets de l'atrium	12-22 (20)

Répartition géographique de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863

Gastrocotyle trachuri est une espèce cosmopolite, décrite initialement au large de Brest au Nord de l'océan Atlantique (van Beneden & Hesse, 1863).

Actuellement, elle est largement distribuée dans les eaux tropicales et tempérées. Elle a été signalée en :

- Atlantique chez *Trachurus trachurus* (Nicoll, 1914 ; Baylis & Jones, 1933 ; Jones, 1933 ; Sproston, 1946 ; Shaw, 1979a, 1979b, 1981, 1982 ; Piasecki, 1982 ; MacKenzie et al., 2004, 2008 ; Ângelo, 2011 ; Shawket et al., 2018), *T. picturatus* (Bowdich, 1825) (MacKenzie et al., 2004, 2008) et chez *T. lathami* Nichols, 1920 (Nasir & Fuentes Zambrano, 1983) ;

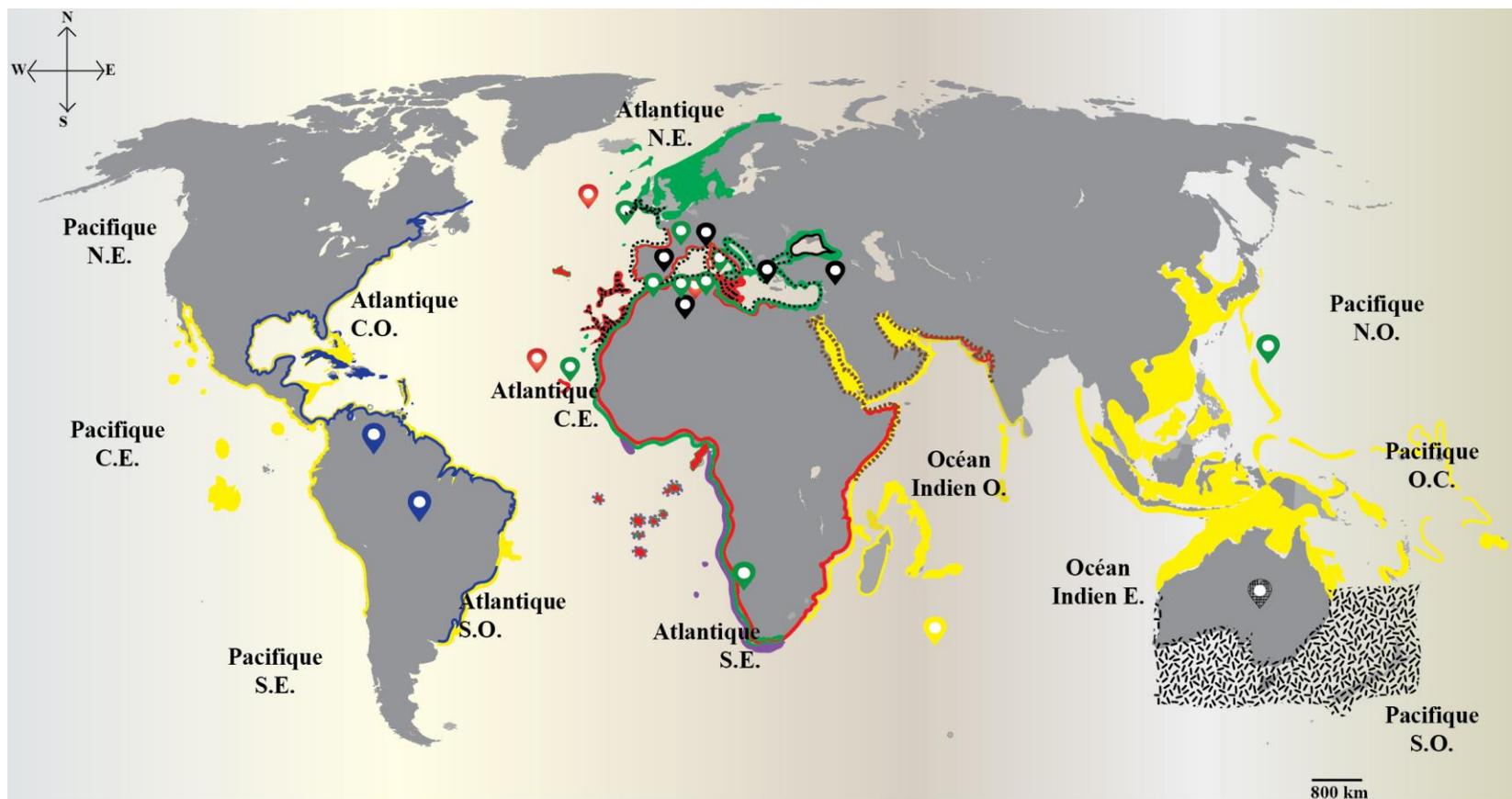
-au Pacifique chez *T. trachurus* (Yamaguti, 1938, 1942), *T. lathami* (Braicovich et al., 2012) et chez *T. novaezelandiae* Richardson, 1843 (Lebedev, 1968) ;

- dans l'océan Indien chez *Trachurus indicus* (Necrasov, 1966), *Selar crumenophthalmus* Bloch, 1793 et chez *Decapterus* sp (Parukhin, 1976);

- et en Méditerranée chez *Trachurus trachurus* (**tab. 48 ; fig. 94**). Sa répartition méditerranéenne est assez étendue elle a été indiquée au large de l'Italie (Parona & Perugia, 1890), en France (Jovelin & Justine, 2001), Monténégro (Radujkovic & Euzet, 1989), Espagne (Fernandez-Jover et al., 2010), Turquie (Akmirza, 2013) et sur les côtes tunisiennes. Nous la signalons de nouveau en Algérie

Tableau 48: répartitions géographique de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863

Hôtes/localités	Sources
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758) (hôte-type)	
Méditerranée	
Italie	Parona & Perugia (1890); Strona et al. (2010)
France	Lambert (1978) ; Jovelin & Justine (2001)
Tunisie	Feki et al. (2016)
Algérie	Ichalalet al. (2017), présente étude
l'Atlantique	
Atlantique Nord-Est et Centre-Est	MacKenzie et al. (2004, 2008)
Namibie	Piasecki (1982)
Plymouth	Baylis & Jones (1933); Jones (1933); Sproston (1946); Shaw, (1979a, 1979b, 1981, 1982);
Portugal	Ângelo (2011);
Mer du Nord	van Beneden & Hesse (1863); (Nicoll (1914)
Maroc	Shawket et al. (2018)
Océan pacifique	
Japon	Yamaguti (1938, 1942)
Mer de Chine	Parukhin (1976)
Océan Indien	
<i>T. mediterraneus</i> (Steindachner, 1868)	
Méditerranée	
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
France	Mollaret et al., (2000)
Turquie	Akmirza (2013)
Espagne	Fernandez-Jover et al. (2010) ;
<i>Trachurus picturatus</i> (Bowdich, 1825)	
Océan Atlantique	
Atlantique Nord-Est et Centre-Est	MacKenzie et al. (2004, 2008)
<i>Trachurus lathami</i> Nichols, 1920	
Océan Atlantique	
Venezuela	Nasir & Fuentes Zambrano (1983)
Océan Pacifique	
Brésil	Braicovich et al. (2012)
<i>T. novae-zelandiae</i> Richardson, 1843	
Australie	Lebedev (1968)
<i>T. indicus</i> (Necrasov, 1966)	
Océan Indien	Parukhin (1976)
<i>Selar cumenophthalmus</i> Bloch, 1793, <i>Decapterus</i> sp.	
Océan Indien	Parukhin (1976)



- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus capensis*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus lathami*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus mediterraneus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus tarchurus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus novaezelandiae*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus picturatus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Selar crumenophthalmus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus indicus*.
- Mention de *Gastrocotyle trachuri*.

Figure 94 : répartition géographique de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863 et de ses hôtes.

Nb : la couleur du symbole suit la couleur du poisson hôte.

Discussion

Le hapter parallèle à l'axe du corps et les détails morphoanatomiques de l'atrium génital font correspondre nos individus au genre *Gastrocotyle*. Nos spécimens de *G. trachuri* sont semblables à ceux décrits dans différentes régions ; nous ne notons pas de différences morphométriques (**tab. 49**).

Le genre *Gastrocotyle* a été créé par van Beneden & Hesse (1863) pour accommoder *G. trachuri* récolté sur les branchies de *T. trachurus* (van Beneden & Hesse, 1863). Ces auteurs donnent une description et une illustration incomplète à partir d'individus immatures et précisent que le nombre de crochets de la languette haptorale est de quatre (Jones, 1933) et n'en fournissent aucune donnée morphométrique. Parona et Perugia (1889) redécrivent ce parasite sur l'hôte type au large de l'Italie, en précisant que « les organes reproducteurs sont similaires à ceux de *Microcotyle* » sans cependant les décrire (Parona & Perugia, 1889). Jones (1933) donne une redescription détaillée de l'espèce et souligne que le nombre de crochets rapporté par van Beneden & Hesse (1863) serait lié au stade de développement des parasites qui étaient immatures et discute le statut taxinomique du genre (Jones, 1933).

La dernière espèce décrite dans ce genre est *G. buckleyi* Gupta & Krishna, 1980 observée chez *Caranx malabaricus* (Bloch & Schneider, 1801) (synonyme de *Carangoides malabaricus* (Bloch & Schneider, 1801) au large de l'Inde (Gupta & Krishna, 1980). Cette espèce montre des différences marquées comparées aux autres espèces congénériques. Elle possède un corps allongé triangulaire séparé du hapter. Ce dernier est oblique et très éloigné de l'ovaire contrairement aux *Gastrocotyle* spp., dont le hapter occupe un seul côté du corps et s'étend sur plus de la moitié de la longueur marginale de celui-ci. Cette organisation morpho-anatomique ne répondant pas aux critères de diagnose du genre *Gastrocotyle* pose un problème d'ordre systématique : doit-elle être maintenue dans le genre *Gastrocotyle* ? et à quel genre doit-elle être rattachée? L'étude d'autres spécimens de *G. buckleyi*, notamment de l'organisation de l'organe copulateur mâle qui ne figure pas dans la description originale, pourrait définitivement préciser son statut taxinomique.

Actuellement, le genre *Gastrocotyle* regroupe 7 espèces valides (**tab. 50**). La majorité de ces espèces sont étroitement inféodées aux Carangidae et présentent une spécificité de type sténoxène à l'exception de *G. japonica* signalé sur un Scombridae *Scomber japonicus*. Il en est de même pour *Gastrocotyle trachuri* qui parasite exclusivement les Carangidae du genre *Trachurus*. Initialement décrite chez *Trachurus trachurus*, elle a été signalée chez *T.*

picturatus, *T. lathami*, *T. novae-zelandiae*, *T. capensis*, *T. indicus* et plus fréquemment chez *T. mediterraneus* (**tab. 48**).

Tableau 49: hôtes et localités des *Gastrocotyle* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Gastrocotyle trachuri</i> Van Beneden & Hesse (1863)		<i>Trachurus</i> <i>trachurus</i>	Brest, océan Atlantique	Van Beneden & Hesse (1863)
<i>Gastrocotyle japonica</i> * Ishii & Sawada, 1938	<i>Gastrocotyle</i> <i>trachuri</i>	<i>Scomber japonicus</i> Houttuyn, 1782		Ishii & Sawada (1938)
<i>Gastrocotyle indica</i> Subhapradha, 1951		<i>Alepes djedaba</i> (Forsskål, 1775)	Inde, océan Indien	Subhapradha (1951)
<i>Gastrocotyle kurra</i> Unnithan, 1968		<i>Decapterus russelli</i> (Rüppell, 1830)	Inde, océan Indien	Unnithan (1968)
<i>Gastrocotyle kalla</i> * Unnithan, 1968	<i>Gastrocotyle</i> <i>indica</i> <i>Subhapradha</i> , 1951	<i>Alepes djedaba</i> (Forsskål, 1775) (<i>Caranx kalla</i>)	Inde, océan Indien	Unnithan (1968)
<i>Gastrocotyle</i> <i>mozambiquensis</i> Lebedev & Galkina (<i>in</i> Lebedev, 1975)		<i>Decapterus</i> sp.	Mozambique, océan Indien	Lebedev & Galkina (<i>in</i> Lebedev, 1975)
<i>Gastrocotyle buckleyi</i> Gupta & Krishna, 1980		<i>Carangoides</i> <i>malabaricus</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Inde, océan Indien	Gupta & Krishna (1980)

***synonyme junior**

Nb : À l'exception du Scombridae *Scomber japonicus*, tous les hôtes sont des Carangidae.

Tableau 50: comparaison des données morphométriques de *Gastrocotyle trachuri* van Beneden & Hesse, 1863.

Hôtes	<i>T. trachurus</i>	<i>T. mediterraneus</i>	<i>T. trachurus</i>	<i>T. novae-zelandiae</i>	<i>Decapterus sp.</i>	<i>Trachurus trachurus</i>
Localités	Namibie, océan Atlantique	Monténégro, Méditerranée	Portugal, océan Atlantique	Australie, océan Indien	Inde, océan Indien	Algérie, Méditerranée
Sources	Piasecki (1982)	Radujkovic & Euzet (1989)	Ângelo (2011)	Lebedev (1968)	Pillai (1968)	Présente étude
Longueur du corps		2000-3000	3000-4000	2690-5030	2200-3100	2110-3550 (3105)
Largeur du corps		1000		560-730	500-750	495-550 (510)
Longueur du hapter						650-790 (785)
Nombres de pinces	33	25-40	24-43	20-24	22-30	24-32 (32)
Longueur des pinces	70-100	50-70 (diamètre)		60-80	45-50	40-55 (46)
Largeur des pinces	55-77			50-60	60-75	62-77 (75)
Longueur des postéro-latéraux	25	10		17-19	18-20	18-22 (20)
Longueur des hamuli	58	50		42-53	42-45	38-47 (45)
Longueur des crochets postérieurs		20		21-24	22-25	22-25 (24)
Distance ag-ea.					120-250	110-275 (265)
Longueur de l'atrium génital	16 (diamètre)			14-43	30-35	32-38 (35)
Largeur de l'atrium génital				10-30	35-35	30-38 (35)
Nb. de crochets de l'atrium	12	12		16	12	12
Longueur des crochets de l'atrium		20		14	12-20	12-22 (20)
Nombre de testicules				10-11		

3.1.2. *Allogastrocotyle* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984

Diagnose amendée dans le cadre de ce travail

Gastrocotylinae. Hapteur asymétrique, armé d'une seule rangée de pinces ; pinces pédonculées, de type *Gastrocotyle*; languette haptoriale présente, armée d'une paire de hamuli et d'une paire de crochets. Ventouses buccales musculaires; pharynx ovale et large; **branches intestinales avec diverticules latéraux, s'étendant dans le hapteur**. Testicules post-ovariens, folliculaires; **bulbe éjaculateur présent**; atrium génital musculaire armé d'une couronne de crochets ; **stylet conique**. Ovaire médian, en forme de U inversé ; deux vagins inermes, ventro-latéraux ; canal génito intestinal présent ; vitellogène co-existant avec l'intestin. Œuf avec filaments à chaque pôle. Parasites des Carangidae.

Espèce type: *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.

Hôte type : *Trachurus lathami* Nichols, 1920.

Localité type : Venezuela (Nasir & Fuentes Zambrano, 1984).

3.1.2.1. *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984

Hôte : *Trachurus picturatus* (Bowdich, 1825).

Microhabitat : branchie, entre les filaments branchiaux.

Localité : Bouharoune, Cap Djinet, Dellys, Zemmouri, Algérie.

Description (fig. 95-98 ; pl. 9)

Les données morphométriques de 32 spécimens sont consignées dans le **tableau 51**.

Le corps trapu est triangulaire (**fig. 95 A ; pl. 9 A**). L'extrémité antérieure est rétrécie au niveau des ventouses buccales chez la majorité des spécimens. Le hapteur asymétrique, unilatéral, en grande partie parallèle à l'axe du corps, est armé d'une rangée de pinces portées par un court pédoncule. Ces derniers sont pourvus de bandes musculaire axiales (**fig. 95 B**).

Les pinces sont de type *Gastrocotyle* (**fig. 96 A ; pl. 9 B**).

Chaque pince est constituée de deux mâchoires : une mâchoire antérieure et une mâchoire postérieure. La mâchoire antérieure présente sur la ligne médiane un long sclérite **a1**. Du côté distal, **a1** se termine en Y inversé dont les branches sont relativement larges. Ces branches atteignent les sclérites accessoires **d**. Du côté proximal, **a1** se replie en **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par des sclérites arquées **b1**. Du côté distal, ces deux sclérites se rejoignent sur la ligne médiane, très loin de l'extrémité en T de **a1**. Du côté proximal, **b1** se replie en **b2**.

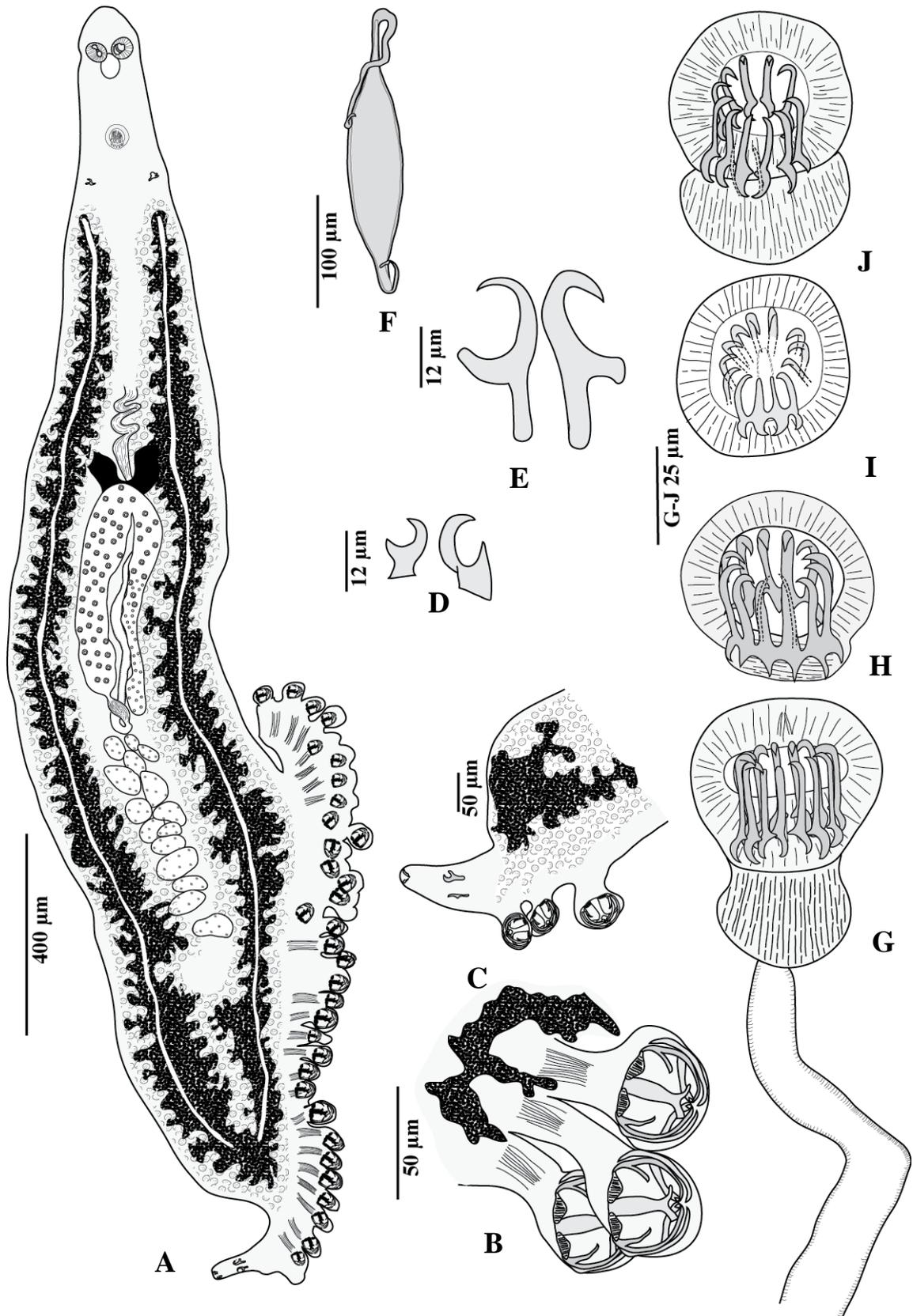


Figure 95 : *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B** : pédoncules des pinces. **C** : languette haptoriale. **D** : crochets postérieurs. **E** : hamuli. **F** : œuf. **G-J** : organe copulateur mâle.

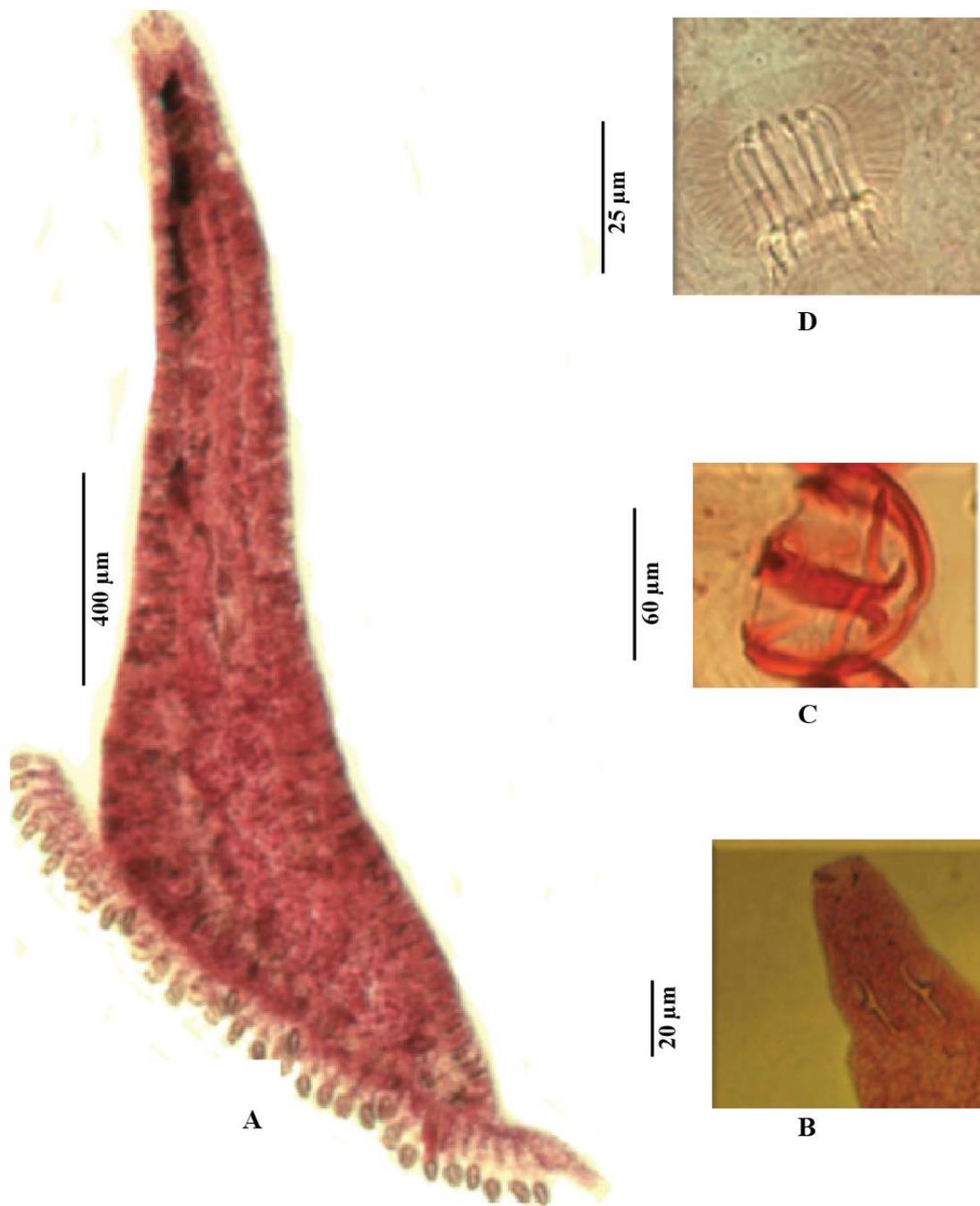


Planche 9 : *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.

A : morphologie générale (vue ventrale).

B : languette haptoriale.

C : pinces.

D : organe copulateur mâle.

La mâchoire postérieure montre sur la ligne médiane la continuation d'*a1*, qui correspond à *a2* et *a3*. Les sclérite *a3* est marqué par 6 à 8 pores disposés en deux rangées longitudinales symétriques. Une pièce accessoire *a'* en forme de V inversé s'articule sur le côté distal de *a3* (fig. 96 B).

Au-dessous de *a'*, s'insèrent deux sclérites accessoires *d* caractéristiques des pinces du type *Gastrocotyle*. Ces sclérites sont assez longs et se rejoignent sur la ligne médiane.

Les bords de la mâchoire postérieure sont soutenus par deux sclérites arqués *c*. Du côté distal, ces derniers se rapprochent sur la ligne médiane (fig. 96 C).

Du côté distal, un muscle de chaque côté relie *a2* à *b2* (fig. 96 A).

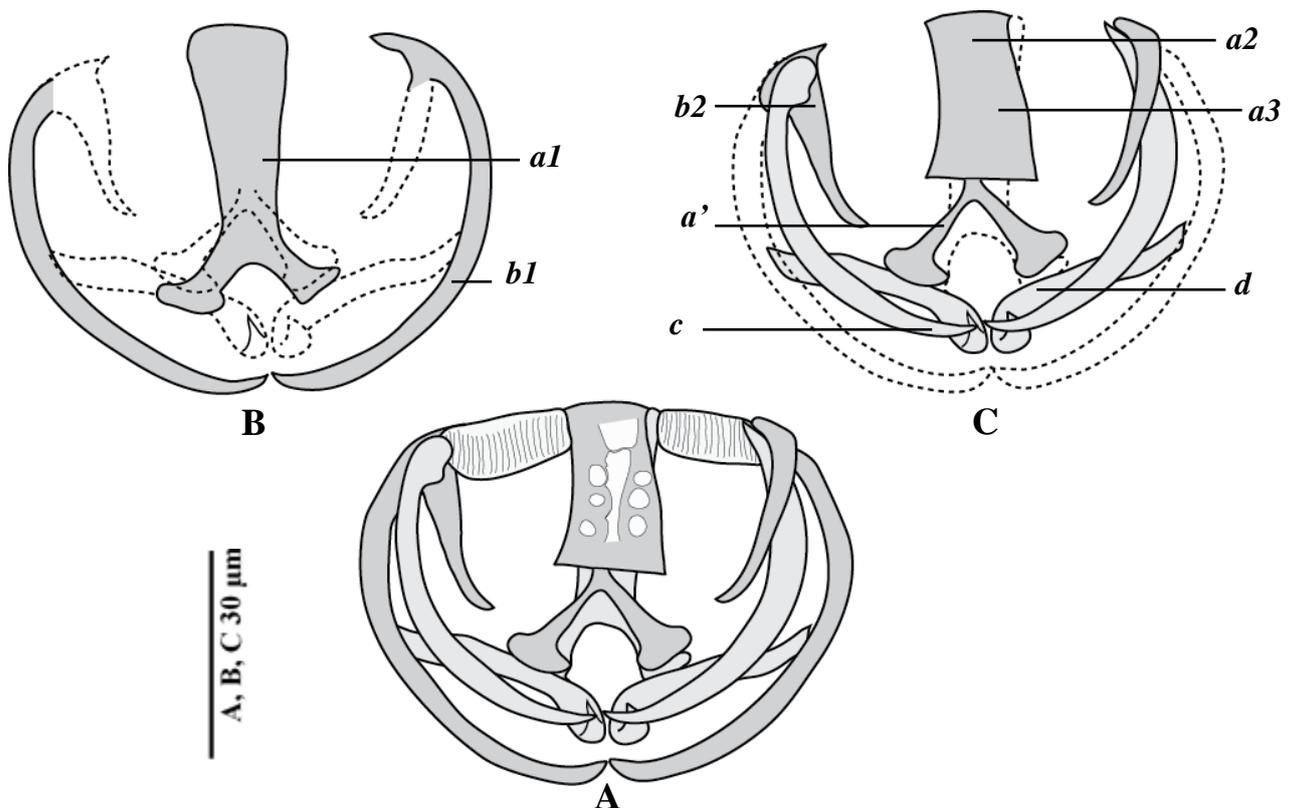


Figure 96 : disposition des sclérites de pince d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984.

A : pince *in toto*, vue dorsale.

B : mâchoire antérieure isolée.

C : mâchoire postérieure isolée.

La languette haptorale est délimitée du reste du corps par une légère constriction (fig. 95 C ; pl. 9 C). Elle est armée de deux paires symétriques de crochets de type *Gastrocotyle*, de forme et de taille différentes: la première paire comprend 2 crochets postérieurs (fig. 95 D), la seconde 2 hamuli (fig. 95 D).

Dans la partie antérieure du corps, la bouche donne accès à une grande cavité buccale où s'ouvre de chaque côté une ventouse musculaire sub-sphérique (**fig. 97**) auxquelles succède le pharynx médian et ovale. Les deux branches intestinales qui émettent de nombreuses diverticules s'étendent jusqu'à l'extrémité postérieure du corps. Ces branches ne se sont pas confluentes dans la partie postérieure.

Les testicules post-ovariens de forme irrégulière, sont relativement larges. Ils sont situés dans l'espace intercœcal du tiers postérieur du corps, juste en avant du hapter. Le canal déférent dorsal, remonte sur la ligne médiane jusqu'à l'organe copulateur mâle (**fig. 95 G ; pl. 9 D**). Avant d'y pénétrer, il se renfle en un bulbe éjaculateur (**fig. 95 J**). Le pore génital médio-ventral s'ouvre dans la constriction antérieure du corps. Il est pourvu d'une musculature sphérique. Le stylet conique et mince est armé d'un cercle de crochets de type *Gastrocotyle*. Chez les spécimens aplatis, le stylet apparaît souvent comme une paire de longues aiguilles fines (**fig. 95 J, I, H**).

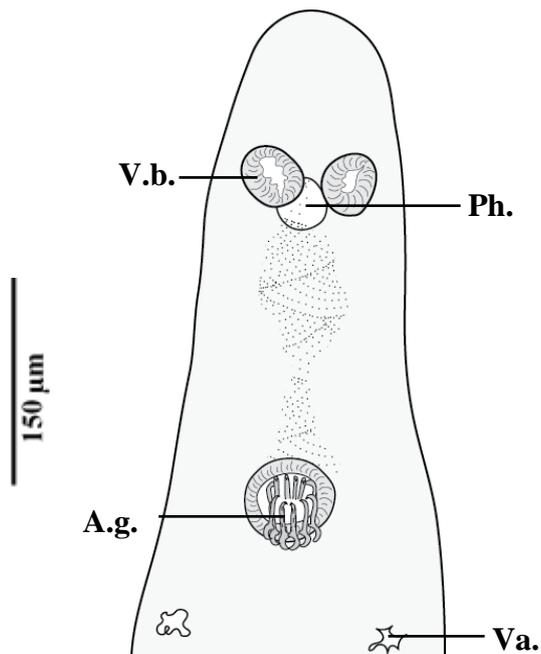


Figure 97 : *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

V.b. : ventouse buccales. **O.c.m.** : organe copulateur mâle. **Ph.** : pharynx. **Va.** : vagin.

L'ovaire dorsal en forme de U inversé, se localise en avant des testicules (**fig. 98**). Il débute sur le côté droit du corps par une masse allongée et volumineuse. Il remonte par la suite vers l'avant, passe à gauche de la ligne médiane du corps au niveau de l'union des vitelloductes transverses. À ce niveau, il descend pour déboucher dans l'oviducte. De l'oviducte se détache un court canal génito-intestinal, dorsal à l'ootype qui se jette dans la branche

intestinale gauche. L'oviducte reçoit le vitelloducte impair, puis s'élargit en un ootype marqué à sa base par les glandes de Mehlis. L'utérus qui lui fait suite remonte jusqu'à l'atrium génital. Les glandes vitellogènes folliculaires sont excessivement développées. Elles sont agencées en deux bandes qui s'étendent du niveau de l'atrium génital jusqu'au hapter. Les vitelloductes transverses sont courts et larges. Ils fusionnent sur la ligne médiane ventralement à l'ovaire pour former le vitelloducte impair relativement long. L'ensemble des vitelloductes dessine un Y à branches antérieures très courtes. Les deux vagins inermes sont situés au niveau du rétrécissement antérieur, postérieurement à l'atrium génital. Ils s'ouvrent chacun ventro-latéralement par une fente transversale de forme et de musculature irrégulière (**fig. 97**). Les conduits vaginaux n'ont pas été observés. Les œufs fusiformes sont munis chacun de deux filaments : un antérieur et un postérieur très court (**fig. 95 F**)

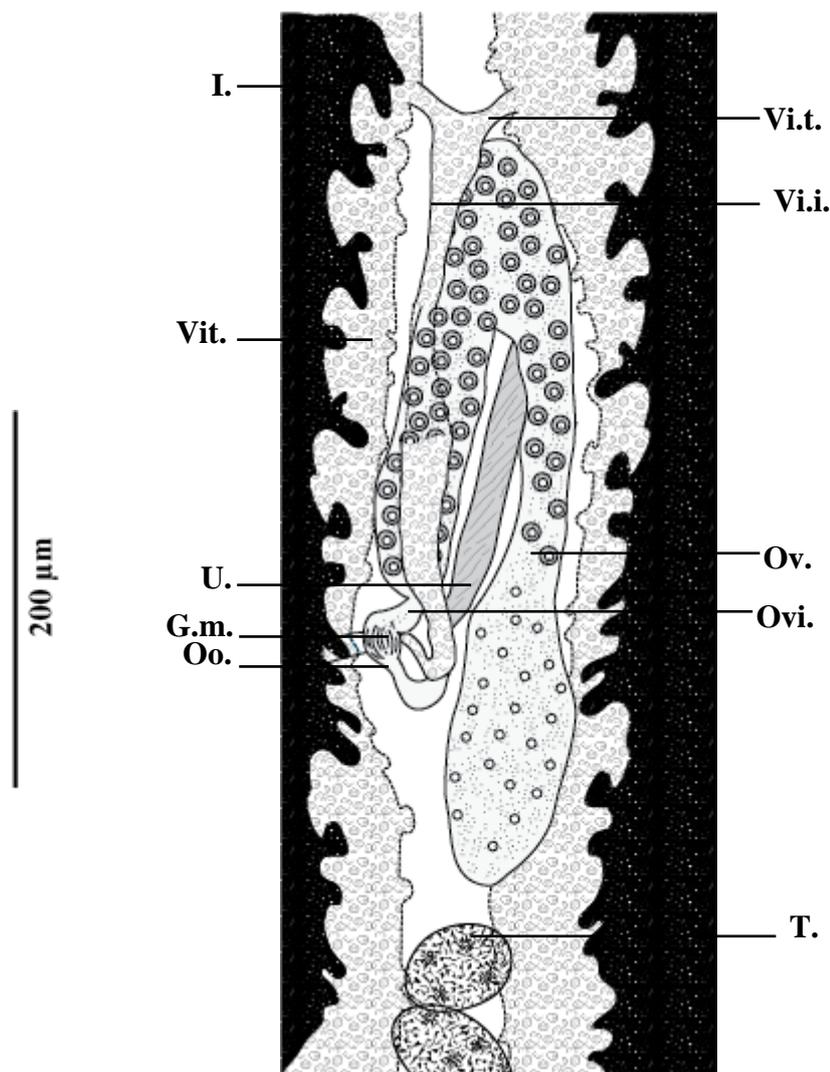


Figure 98: *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

I.: intestin. **Vit.:** vitellogène. **U.:** utérus. **G.m.:** glandes de Mehlis. **Oo.:** ootype **Vi.t.:** vitelloductes transverses. **Vi.i.:** vitelloducte impair. **Ov.:** ovaire. **Ovi.:** oviducte. **T.:** testicule.

Tableau 51: données morphométriques d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 du littoral algérien.

longueur totale	1,180–2,680 (2,030; n = 26)
largeur totale	310–1,930 (480; n = 26)
longueur du haptéur	310–1,870 (1,143; n = 26)
longueur des ventouses buccales	20–40 (29; n = 28)
largeur des ventouses buccales	15–50 (29; n = 28)
longueur du pharynx	30–50 (38; n = 24)
largeur du pharynx	20–52 (36; n = 24)
Nombre de pinces	23–36 (32 ± 3; n = 29)
longueur des pinces	37–68 (55 ± 7; n = 48)
largeur des pinces	31–68 (42 ± 6; n = 46)
Longueur des crochets	9–13 (11; n = 19)
Longueur des hamuli	24 – 32 (29; n = 20)
longueur de l'atrium génital	25–50 (38 ± 6; n = 30)
largeur de l'atrium génital	25–50 (39 ± 5; n = 30)
Nombre de crochets de l'atrium	11–13 (12; n = 20)
longueur des crochets de l'atrium	13–25 (21 ± 3; n = 41)
Distance atrium génital-extrémité atrium	125–310 (206; n = 27)
Distance vagin- extrémité atrium	35–115 (74; n = 24)

Étude moléculaire

Nos séquences du *COX1* d'*Allogastrocotyle bivaginalis* (**tab. 52**) ont été alignées avec 3 Gastrocotylidae et 2 Gotocotylidae (**tab. 53 ; fig. 99**). La méthode du NJ et celle de ML ont donné des topologies légèrement différentes, et seulement l'arbre issu du NJ est représenté (**fig. 100**). Les différences concernent la position basale des deux Gastrocotylidae *Pellonicola elongatus* Unnithan, 1967 et d'*Engraulicola thrissocles* (Tripathi, 1959). Par ailleurs, les Gastrocotylidae ont formé un clade monophylétique. Au sein de ce clade, un robuste clade (soutenu par une valeur de bootstrap de 100% (NJ) et 99% (ML)) a inclus les deux séquences d'*Allogastrocotyle bivaginalis*. Un second clade avec un bootstrap élevé, est celui regroupant *Pseudaxine trachuri* (99% NJ et 99% ML). La position des clades de *P. trachuri* et d'*A. bivaginalis* indiquent qu'il s'agit de deux groupes frères.

Tableau 52: séquences de *COXI* des *Allogastrocotyle bivaginalis* et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Séquences de <i>COXI</i> de poissons	Id des monogènes	séquences de <i>COXI</i>
<i>Trachurus picturatus</i>	Trachs5Br1	MN192395	Trachs5MO01	MN192391
			Trachs5MO02	MN192392
<i>Trachurus trachurus</i>	TrachuBr2	MN192400	TrachuBr2 MO01	MN192393
			TrachuBr2 MO02	MN192394

	1	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130
	-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----													
KF739594.1_Gotocoty1	TATTACCGGTTGGTATAGTAGACACATTTGCATTGAGATTAGTAATATGCACACCCTGGGTTATATTGGAATGGTTTTCCGATGTTCTCTATAGTAGTACTAGGTTTCATAGTATGAGCACATCAT													
KF826085.1_Gotocoty1	TTTTACCGGTTGGTATAGTAGACACGTTTGTATTGAATTAGTAATATGTACACCATTAGGTTATGTCGGAATGGTTTTGCCATGTTTTCTATAGTAGTCTTAGGCTTCATAGTATGGGTCATCAT													
Trachs5M002_Allogast	TACTGCCAGGTTGGAATTGTAGACATATTTGCATAGAGCTGAGTAATAGCTACACCATTAGGCTATTTGGGTATGGTGTTCATGTTTTCTATTGTTGTGTGGGGTTATAGTTTGGGCGACCAC													
Trachs5M001_Allogast	TACTGCCAGGTTGGAATTGTAGACATATTTGCATAGAGCTGAGTAATAGCTACACCATTAGGCTATTTGGGTATGGTGTTCATGTTTTCTATTGTTGTGTGGGGTTATAGTTTGGGCGACCAC													
TrachuBr2_M002_Pseud	TATTACCGGTTGGTATAGTAGTACATATGCATAGAGCTAGAAAAAGCAACCCGTTAGGATACTTAGGAATGGTTTTGCTATGTTTTCTATAGTAGTATGGGTTTTATAGTTTGGCCATCAC													
AY009168.1_Pseudaxin	TATTACCGGTTGGTATAGTAGTACATATGCATAGAGCTAGAAAAAGCAACCCGTTAGGATACTTAGGAATGGTTTTGCTATGTTTTCTATAGTAGTATGGGTTTTATAGTTTGGCCATCAC													
TrachuBr2_M001_Pseud	TATTACCGGTTGGTATAGTAGTACATATGCATAGAGCTAGAAAAAGCAACCCGTTAGGATACTTAGGAATGGTTTTGCTATGTTTTCTATAGTAGTATGGGTTTTATAGTTTGGCCATCAC													
KU872046.1_Engraulic	CATCAACGGTTGGATTGTTAGACATATTTGTATTGAGTAAGTAAAGCTACGCCTTAGGCTATATAGGAATGGTTTTGCTATGTTTTCTATTGTAGTTTTGGGTTTTATAGTTTGGCTCATCAT													
KU872043.1_Pellonico	TTTTCTGGATTGGTATAGTAGTATATTTGTACAGAGTTGAGTAAAGCTACACCCTTAGGGTATGTTGGTATGGTTTTGCTATGTTTTCTATAGTAGTTTTAGGTTTTATAGTGTAGCCATCAC													
Consensus	tAttacCaGgTtGgTAtAgTAgAcAtAtTgCAtAgAg.T.AgTAAAgctAcCCAtAgG.TA.T.GGaATGGTtTtCGcAtGtTtCtAtAgTAgT.tTgGtTtAtAgTtTgGc.CAtCAt													
	131	140	150	160	170	180	190	200	210	220	230	240	250	260
	-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----+-----													
KF739594.1_Gotocoty1	ATGTTACAGTAGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
KF826085.1_Gotocoty1	ATGTTACAGTAGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
Trachs5M002_Allogast	ATGTTACAGTAGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
Trachs5M001_Allogast	ATGTTACAGTAGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
TrachuBr2_M002_Pseud	ATGTTACAGTTGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
AY009168.1_Pseudaxin	ATGTTACAGTTGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
TrachuBr2_M001_Pseud	ATGTTACAGTTGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
KU872046.1_Engraulic	ATGTTACAGTTGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
KU872043.1_Pellonico	ATGTTACTGTAGGATGGATTTAAGAGTAACACTTTTAAAGCAGTTACTGCAC TAATAGGTATACCACAGGTTTAAAGGTTATAGCATGAGTTCTATGTTAAGTAAACAGTAGTGTTCACCGTA													
Consensus	ATGTTAC.GTaGgTAtGgATtTAAAGAGTAACACTTtTtTAAAGCAGtTACTGCAC.tAATAGGtATACCACAGGtTtAAAGGtTAtAgCAtGAGtTtCtAtGtTtAAGtAAACAGtAGtGtTtACCGtA													
	261	270	280	290	299									
	-----+-----+-----+-----+-----													
KF739594.1_Gotocoty1	AAGATCCTGTGGTTGATGATAGTTTCTTTTATCTTTT													
KF826085.1_Gotocoty1	AAGATCCTGTGGTTGATGATAGTTTCTTTTATATTT													
Trachs5M002_Allogast	AAGAGCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATATTT													
Trachs5M001_Allogast	AAGAGCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATATTT													
TrachuBr2_M002_Pseud	AAGATCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATATTT													
AY009168.1_Pseudaxin	AAGATCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATATTT													
TrachuBr2_M001_Pseud	AAGATCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATATTT													
KU872046.1_Engraulic	GGGATCCTATAGTTGATGATGACTTCTTTTATTTTT													
KU872043.1_Pellonico	GAGACCCTATTGTGTGGTGATTAACCTCTTTTATTTTT													
Consensus	aaGAtCCTAtGtTtGAtGAtTaaCtTctTtTAtAtTtT													

Figure 99: alignement des séquences *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1983 et de quelques Gastrocotylidae.

Tableau 53: séquences utilisées dans l'analyse moléculaire d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1983.

Parasites	Hôtes	Origines	GenBank ID	Sources
<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192391	Présente étude
<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192392	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192393	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192394	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Trachurus trachurus</i>	France	AY009168	(Jovelin & Justine 2001)
<i>Pellonicola elongatus</i> Unnithan, 1967	<i>Ilisha megaloptera</i>	Inde	KU872043	Non publiée
<i>Engraulicola thrissocles</i> (Tripathi, 1959) Lebedev, 1971	<i>Thryssa hamiltonii</i>	Inde	KU872046	Non publiée
<i>Gotocotyla acanthura</i> (Parona & Perugia, 1896) Meserve, 1938	<i>Scomberomorus niphonius</i>	Chine	KF826085	Shi et al. (2014)
<i>Gotocotyla sawara</i> Ishii, 1936	<i>Scomberomorus niphonius</i>	Chine	KF739594	Shi et al. (2014)

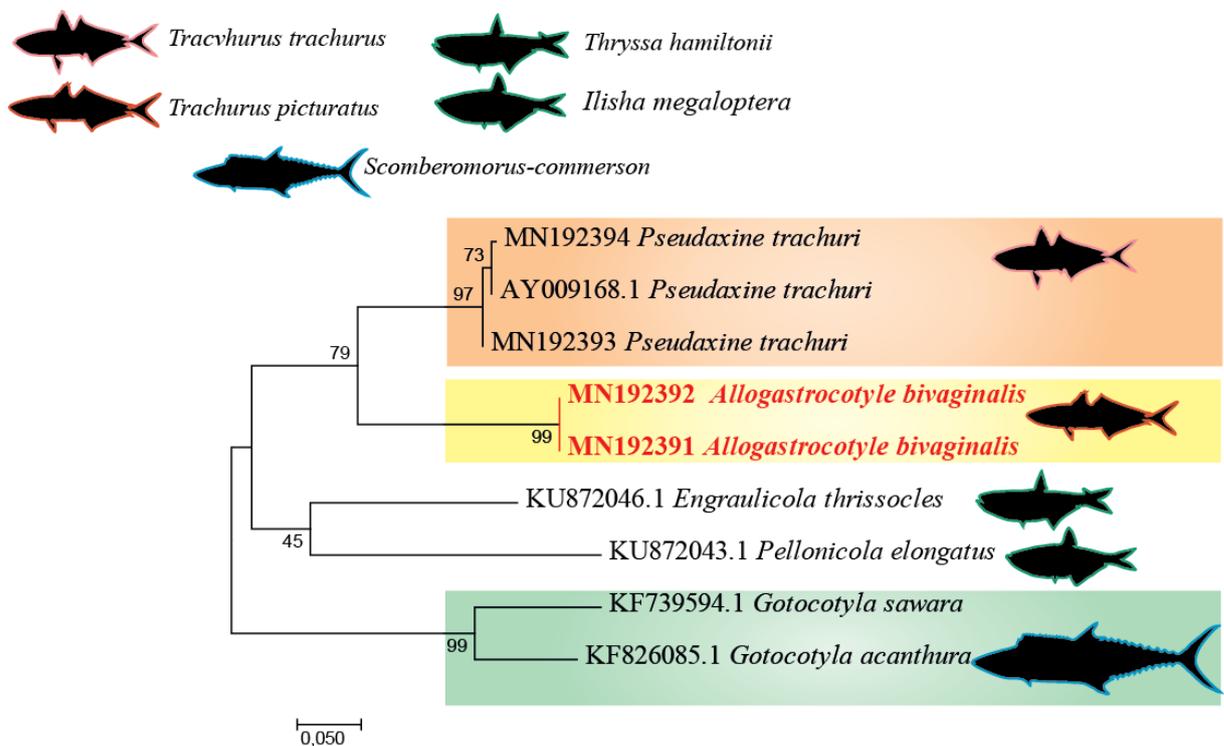
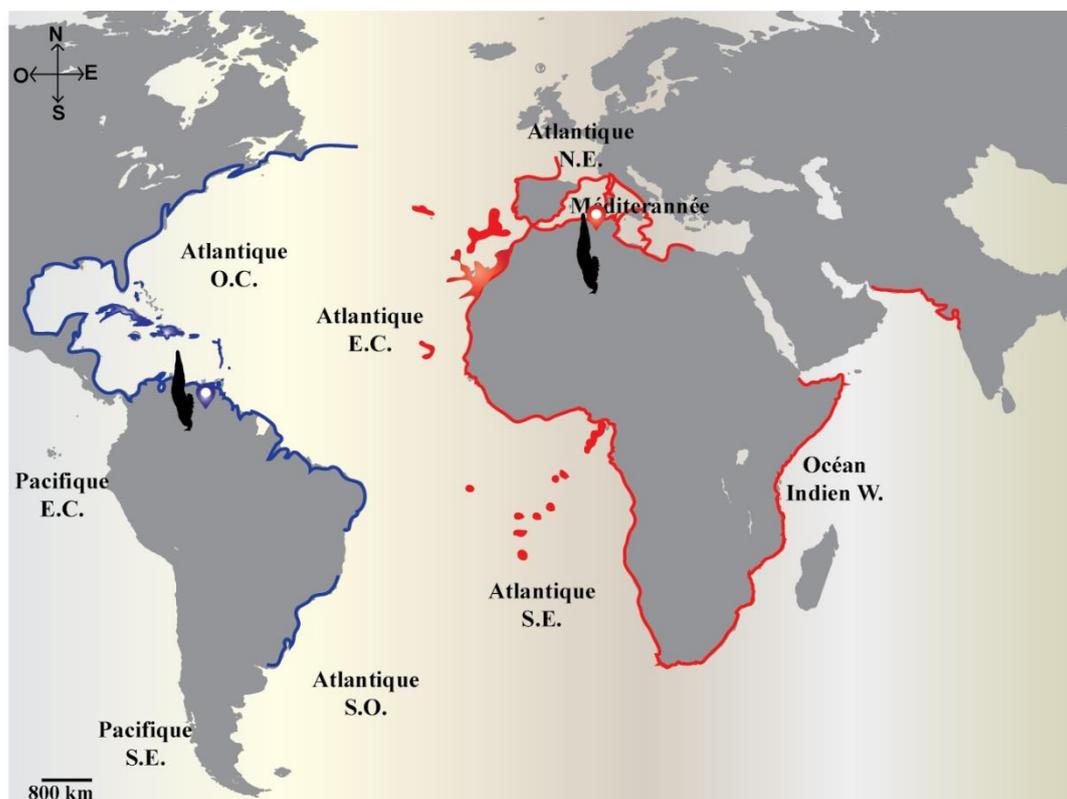


Figure 100: arbre phylogénétique d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1983 au sein des Gastrocotylidae.

L'analyse des distances a mis en évidence que les deux séquences d'*Allogastrocotyle bivaginalis* sont identiques entre elles (0 % de variation interspécifique). Les distances entre les séquences d'*Allogastrocotyle bivaginalis* et *Pseudaxine trachuri* sont de l'ordre de 17 à 18% en « Kimura-2 parameter » (tab. 54) et 15 à 16% en « p-distance » (tab. 54). Ces distances et l'arbre montrent que l'espèce *A. bivaginalis* est un bien distincte de *P. trachuri*.

Répartition géographique d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984

Allogastrocotyle bivaginalis a été décrit pour la première fois chez *Trachurus lathami* au large du Venezuela en Amérique du Sud (Nassir & Fuentes, 1984). Nous avons trouvé des *Allogastrocotyle* pour la première fois chez *T. picturatus*, que nous avons assimilé à *Allogastrocotyle bivaginalis* (voir discussion). Nous signalons ce Monogène pour la première fois en Méditerranée et en Algérie (fig. 101).



- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus lathami*.
-  Mention d'*Allogastrocotyle bivaginalis* chez *Trachurus lathami*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus picturatus*.
-  Mention d'*Allogastrocotyle bivaginalis* chez *Trachurus picturatus*.

Figure 101:répartition géographique d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano (1983) et de ses hôtes.

Tableau 55 : distances génétiques entre *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 et quelques Gastrocotylidae (K-2-P).

		1	2	3	4	5	6	7	8
1	KF739594.1 <i>Gotocotyla sawara</i> ex <i>Scomberomorus niphonius</i>								
2	KF826085.1 <i>Gotocotyla acanthura</i> ex <i>Scomberomorus niphonius</i>	13%							
3	Trachs5MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>Trachurus picturatus</i>	25%	26%						
4	Trachs5MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>Trachurus picturatus</i>	25%	26%	0%					
5	TrachuBr2 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	26%	25%	18%	18%				
6	TrachuBr2 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	26%	24%	17%	17%	1%			
7	AY009168.1 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	26%	25%	18%	18%	0%	1%		
8	KU872046.1 <i>Engraulicola thrissocles</i> ex <i>Thryssa hamiltonii</i>	24%	25%	22%	22%	19%	19%	19%	
9	KU872043.1 <i>Pellonicola elongatus</i> ex <i>Lisha megaloptera</i>	27%	23%	23%	23%	22%	22%	22%	20%

Tableau 54: distances génétiques entre *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 et quelques Gastrocotylidae (p-distances).

		1	2	3	4	5	6	7	8
1	KF739594.1 <i>Gotocotyla sawara</i> ex <i>Scomberomorus niphonius</i>								
2	KF826085.1 <i>Gotocotyla acanthura</i> ex <i>Scomberomorus niphonius</i>	12%							
3	Trachs5MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>Trachurus picturatus</i>	21%	22%						
4	Trachs5MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>Trachurus picturatus</i>	21%	22%	0%					
5	TrachuBr2 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	22%	21%	16%	16%				
6	TrachuBr2 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	22%	21%	15%	15%	1%			
7	AY009168.1 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Trachurus trachurus</i>	22%	21%	16%	16%	0%	1%		
8	KU872046.1 <i>Engraulicola thrissocles</i> ex <i>Thryssa hamiltonii</i>	21%	21%	19%	19%	17%	17%	17%	
9	KU872043.1 <i>Pellonicola elongatus</i> ex <i>Lisha megaloptera</i>	22%	20%	20%	20%	19%	19%	19%	18%

Discussion

Par la disposition des pinces en une rangée unilatérale, la position de la languette haptorale et l'atrium génital armé d'une couronne de crochets, ce Polyopisthocotylea est un *Gastrocotylidae*. La présence de deux vagins ventro-latéraux le rattache au genre *Allogastrocotyle*.

L'espèce type du genre, *Allogastrocotyle bivaginalis* a été décrite par Nasir & Fuentes Zambrano (1983) à partir d'un nombre inconnu de spécimens (Nasir & Fuentes Zambrano, 1983) ; les mensurations n'ont été données que pour 3 individus dont un seul holotype, déposé au Muséum National d'Histoire Naturelle de Washington (National Museum of Natural History, Washington).

Les données morpho-anatomiques et morphométriques des *Allogastrocotyle* que nous avons récoltés chez *Trachurus picturatus* montrent des similitudes et des divergences comparées à celles de la description originale de l'espèce type *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, recueillis chez *Trachurus lathami* au large du Venezuela (océan Atlantique) (**tab. 56**).

Nos spécimens se rapprochent de l'espèce type par la longueur et la largeur du corps ; la longueur du haptateur ; le nombre de testicules, de pinces, de crochets de l'atrium génital, le nombre de crochets et des hamuli de la languette ainsi que par la présence de deux ouvertures vaginales bien visibles (**tab.56**). Ils s'en séparent cependant par la présence au niveau des pinces d'une pièce accessoire en V inversé qui s'articule sur le sclérite médian, pièce non mentionnée ni illustrée chez l'espèce type dans la description originale.

Par ailleurs, trois différences fondamentales notamment les branches intestinales non confluentes, la présence d'un bulbe éjaculateur et d'un pénis manquent dans la diagnose ce qui nous a amené à modifier et amender la diagnose du genre (Bouguerche et *al.*, 2019) (voir diagnose).

La présence de ce parasite chez des hôtes différents et dans des localités très éloignées (Méditerranée vs océan Atlantique) et leurs répartitions géographiques non recouvrantes (**fig. 101**) nous ont incité à poser la question : nos spécimens d'*Allogastrocotyle* récoltés sur *T. picturatus* d'Algérie sont-ils les mêmes que ceux de *A. bivaginalis* décrits chez *T. lathami* au large du Venezuela?

Pour avoir les éléments de réponse, nous avons fait parvenir l'unique lame disponible, celle de l'holotype du Muséum National d'Histoire Naturelle de Washington dont nous donnons une description.

Tableau 56 : comparaison des données morphométriques d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano (1983).

Hôtes	<i>T. picturatus</i>	<i>T. lathami</i>	<i>T. lathami</i>
Localités	Algérie, Méditerranée	Venezuela, O.A	Venezuela, O.A.
Nombre de spécimens étudiés	33	2 specimens mesurés	holotype
Sources	Présente étude	Nasir & Fuentes (Zambrano 1983)	Présente étude
Longueur du corps	2030 (1180–2680, n = 26)	1750-2205	1760
Largeur du corps	480 (310–1930, n = 26)	455-495	420
longueur du hapter	1143 (310–1870, n = 26)	945	945
Longueur des ventouses buccales	29 (20–40, n = 28)	16-26	20
Largeur des ventouses buccales	29 (15–50, n = 28)	18-22	20
Longueur du pharynx	38 (30–50, n = 24)	54	30
Largeur du pharynx	36 (20–52, n = 24)	58	27
Nombre de pinces	32 ± 3 (23–36, n = 29)	32- 33	32
Longueur des pinces	55 ± 7 (37–68, n = 48)	50-56	55
Largeur des pinces	42 ± 6 (31–68, n = 46)	41-44	33
Longueur des crochets	13 (8–56, n = 29)		13
Longueur des hamuli	31 ± 7 (24–66, n = 33)	30-34	33
Longueur de l'atrium génital	38 ± 6 (25–50, n = 30)		37
Largeur de l'atrium génital	39 ± 5 (25–50, n = 30)		30
Nombre de crochets du OCM	12 (11–13, n = 20)	12	12
Longueur des crochets du OCM	21 ± 3 (13–25, n = 41)	17-20	30
Distance a.g-e.a.	206 (125–310, n = 27)	134-216	160
Distance vagin- e.a.	303 (180–480, n = 26)		220
Distance vagin-atrium génital	74 (35–115, n = 24)		25
Longueur des oeufs		80	
Largeur des oeufs		28	

Description de l'holotype d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 (fig. 102)

Hôte : *Trachurus lathami*.

Localité : Venezuela, océan Atlantique.

Les données morphométriques de l'holotype sont indiquées dans le **tableau 57**.

Le corps allongé présente une constriction au niveau de l'extrémité antérieure (**fig. 102 A**). Le hapter unilatéral, asymétrique est long. Il porte des pinces de type *Gastrocotyle*, disposées en une seule rangée. Les pinces sont portées par de courts pédoncules pourvus de fibres musculaires axiales. Le nombre de pince observé est de 31. La présence de la 32ème pince a été déduite de l'observation de son pédoncule coupé et la morphologie et la disposition des sclérites des pinces n'ont pu être étudiées. Le hapter est armé d'une languette haptoriale qui porte une paire de crochets et une paire de hamuli (**fig. 102 B**).

L'appareil digestif comprend deux ventouses sub-sphériques, musculaires et aseptées (**fig. 102 C**). Aux ventouses fait suite le pharynx pyramidal, auquel succède l'œsophage. Ce dernier se scinde en arrière de l'atrium génital, en deux branches intestinales qui s'étendent jusqu'à l'extrémité postérieure du corps. Les branches intestinales, sont en grande partie dissimulées par une pigmentation très dense.

L'appareil génital mâle renferme des testicules post-ovariens. Nous n'avons pas pu les dénombrer, ni observer le canal déférent. L'atrium génital est entouré d'une musculature (**fig. 102 D**). Le stylet est armé d'environ 12 crochets disposés en une couronne et orientés obliquement.

L'ovaire pré-testiculaire est replié. Ses détails n'ont pas été observés. Les vagins s'ouvrent ventro-latéralement, au niveau de la partie antérieure amincie, légèrement en arrière de l'atrium génital (**fig. 102 C**). Les pores vaginaux de forme irrégulière sont inermes. Nous avons observé un seul œuf détérioré dans l'utérus. Ce dernier présente deux filaments.

Il est à noter que l'holotype était en bon état mais semble n'avoir pas été aplati ; de surcroît, la pigmentation excessive au niveau des branches intestinales a masqué la plupart des détails de l'anatomie. De plus, l'orientation latérale des pinces a empêché la description de leur structure

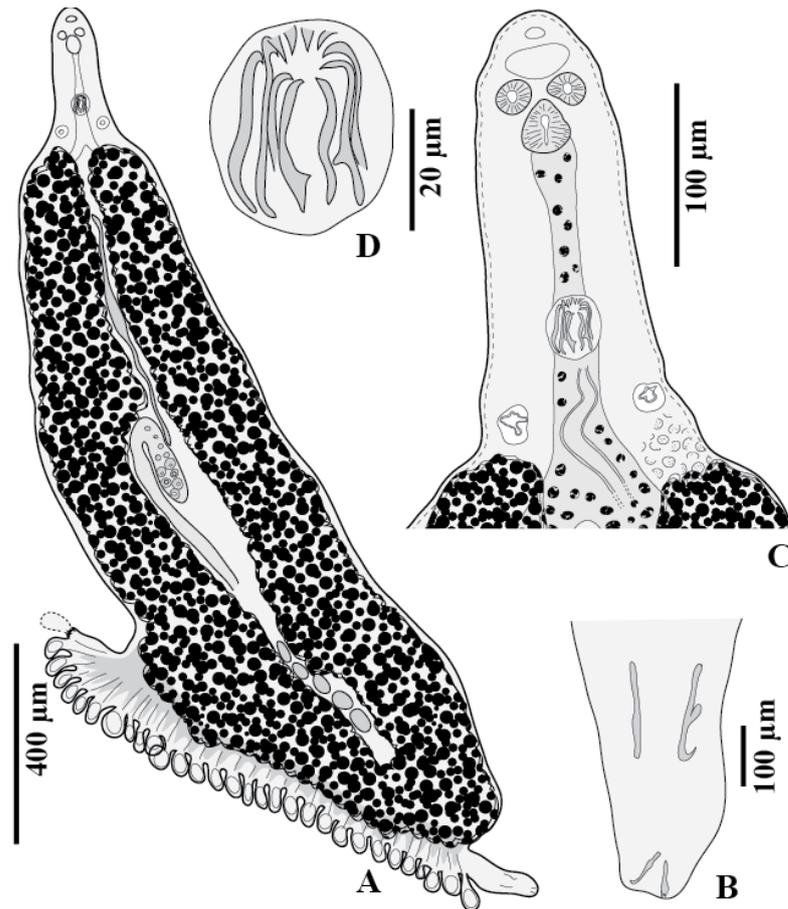


Figure 102 : *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984, holotype.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** languette haptoriale. **C :** partie antérieure. **D :** atrium génital mâle.

Tableau 57 : données morphométriques de l'holotype d'*Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1984 de la présente étude.

Longueur du corps	1760
Largeur du corps	420
longueur du haptéur	945
Longueur des ventouses buccales	20
Largeur des ventouses buccales	20
Longueur du pharynx	30
Largeur du pharynx	27
Nombre de pinces	32
Longueur des pinces	55
Largeur des pinces	33
Longueur des crochets	13
Longueur des hamuli	33
Longueur de l'atrium génital	37
Largeur de l'atrium génital	30
longueur des crochets de l'OCM	30
Distance atrium génital-extrémité antérieure	160
Distance vagin- extrémité antérieure	220

Discussion

Nos spécimens d'*Allogastrocotyle*, récoltés sur *T. picturatus* dans le sud de la Méditerranée appartiennent au genre *Allogastrocotyle*, comme en témoignent les caractéristiques de diagnose notamment la forme du corps et le nombre des ouvertures vaginales, une caractéristique mentionnée dans la description originale et que nous avons pu vérifier sur l'holotype.

Les différences que nous avons observées et notées dans la structure de la pince chez nos spécimens pourraient justifier la description d'une nouvelle espèce ; cependant, l'examen de l'unique lame disponible de cette espèce *A. bivaginalis*, celle de l'holotype n'a pas pu confirmer ces différences. De plus, nous possédons les informations moléculaires pour nos spécimens, mais pas celles d'*A. bivaginalis* du Venezuela qui sont indisponibles. Pour toutes ces raisons nous attribuons provisoirement nos spécimens à *Allogastrocotyle bivaginalis* en attendant de réaliser une étude moléculaire sur du matériel récolté chez l'hôte type *Trachurus lathami* dans la localité type, Venezuela.

Il est à souligner que cette espèce a été seulement mentionnée dans des check-lists (Cohen et al., 2013 ; Eiras et al., 2016; Costa et al., 2017) mais jamais retrouvée ni redécrite.

Au vue de ces données taxinomiques fragmentés et restreintes, nous avons, dans le cadre de ce travail donné une nouvelle description complète et détaillé pour la première fois en apportant de nombreuses précisions morpho-anatomiques en amendant la diagnose du genre (Bouguerche et al. 2019 c).

Par conséquent, *T. picturatus* représenterait un nouvel hôte pour *A. bivaginalis* en Méditerranée et **le second record de cette espèce et du genre dans la littérature.**

A. bivaginalis serait un Monogène transatlantique, présent en Méditerranée et en Atlantique. Un parasitisme similaire a été rapporté en Méditerranée chez les Diplectanidae par Chaabane et al (2016). Ces auteurs ont retrouvé une espèce morphologiquement similaire à *Pseudorhabdosynochus sulamericanus* Santos, Buchmann & Gibson, 2000 chez *Hyporthodus haifensis* (Ben-Tuvia, 1953) (Chaabane et al., 2016). Ce parasite a été auparavant observé chez *H. niveatus* et *H. nigrinus* dans l'Atlantique Est. Les différences morphologiques étaient subtiles et ne permettaient pas d'ériger une nouvelle espèce. Les informations moléculaires étaient disponibles pour les spécimens méditerranéens mais pas pour ceux de l'Atlantique Est (Santos et al. 2000 ; Kritsky et al. 2015 ; Chaabane et al., 2016). Il est fort probable que les travaux ultérieurs basés sur des études morphoanatomiques

et moléculaires associées, de *A. bivaginalis* du Venezuela montreront que l'espèce méditerranéenne est une espèce distincte

3.1.3. Genre *Pseudaxine* Parona & Perugia, 1889

Diagnose amendée dans le cadre de ce travail

Gastrocotylinae. Hapteur unilatéral à l'extrémité postérieure; pinces de type *Gastrocotyle*; languette haptoriale armée d'une ou deux paires de crochets. Œsophage court et simple; branches intestinales avec diverticules, non confluentes postérieurement, s'étendant dans le hapteur. Testicules post-ovariens atteignant le hapteur. **Atrium génital musculaire**, en avant ou en arrière de la bifurcation intestinale; **stylet conique, armé d'une couronne de crochets; bulbe éjaculateur présent**. Ovaire en forme de « U » inversé, avec branches inégales; canal génito-intestinal court, post-ovarien; **vagin médio-dorsal présent ou absent**; vitellogène s'étendant du niveau de l'atrium génital ou de la bifurcation intestinale jusqu'à l'extrémité postérieure des branches intestinales; vitellogènes dessinant un Y dorsal à l'ovaire. Œufs avec filament à chaque pôle. Parasites de Téléostéens marins.

Espèce type : *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889.

Hôte type : *Caranx trachurus* (Linnaeus, 1758), synonyme de *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) (Worms, 2019).

Localité type : Italie, Méditerranée (Parona & Perugia, 1889).

Nous avons récolté l'espèce type *Pseudaxine trachuri* chez son hôte type *T. trachurus* et chez un poisson Sparidae *Boops boops*.

3.1.3.1. *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889

Synonyme : *Axine trachuri* (Parona & Perugia, 1889) Palombi, 1949.

Hôtes : *Trachurus trachurus*, *Boops boops*.

Habitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localités : Zemmouri El Bahri, Bouharoune, Cherchell, Dellys et Cap Djinet.

Description (fig. 103-107 ; pl.10, 11)

Les données morphométriques de 32 spécimens de *Pseudaxine trachuri* sont consignées dans le **tableau 58**.

Le corps allongé s'atténue progressivement dans la région antérieure à partir de l'atrium génital (**fig. 103 A ; pl. 10 A**). Le hapteur oblique et asymétrique, se termine par un

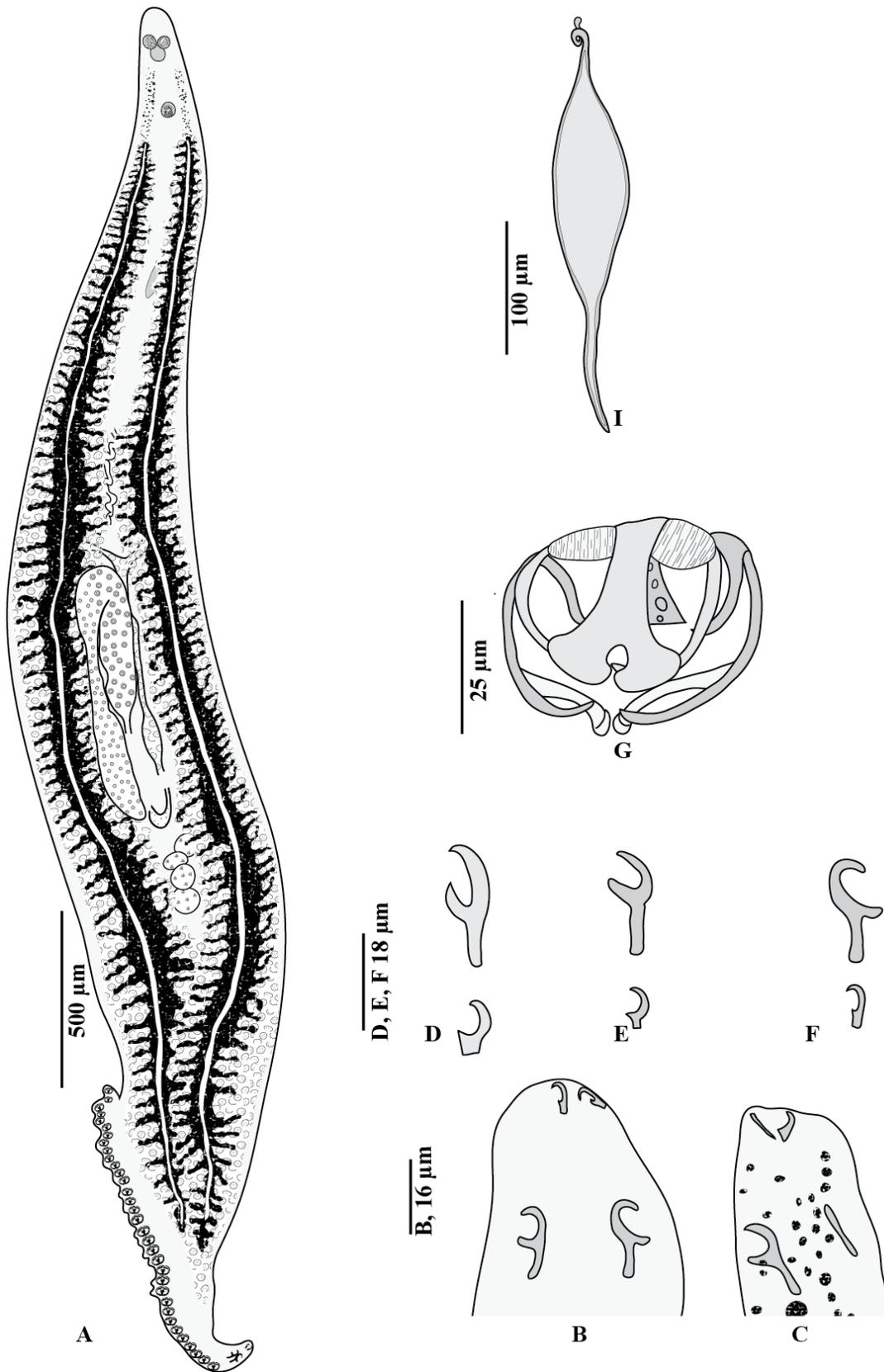


Figure 103: *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889.

A : morphologie générale, vue ventrale. **B, C** : languette haptoriale. **D, E, F** : crochets de la languette haptoriale. **G** : pince *in toto*, vue ventrale. **I** : œuf.

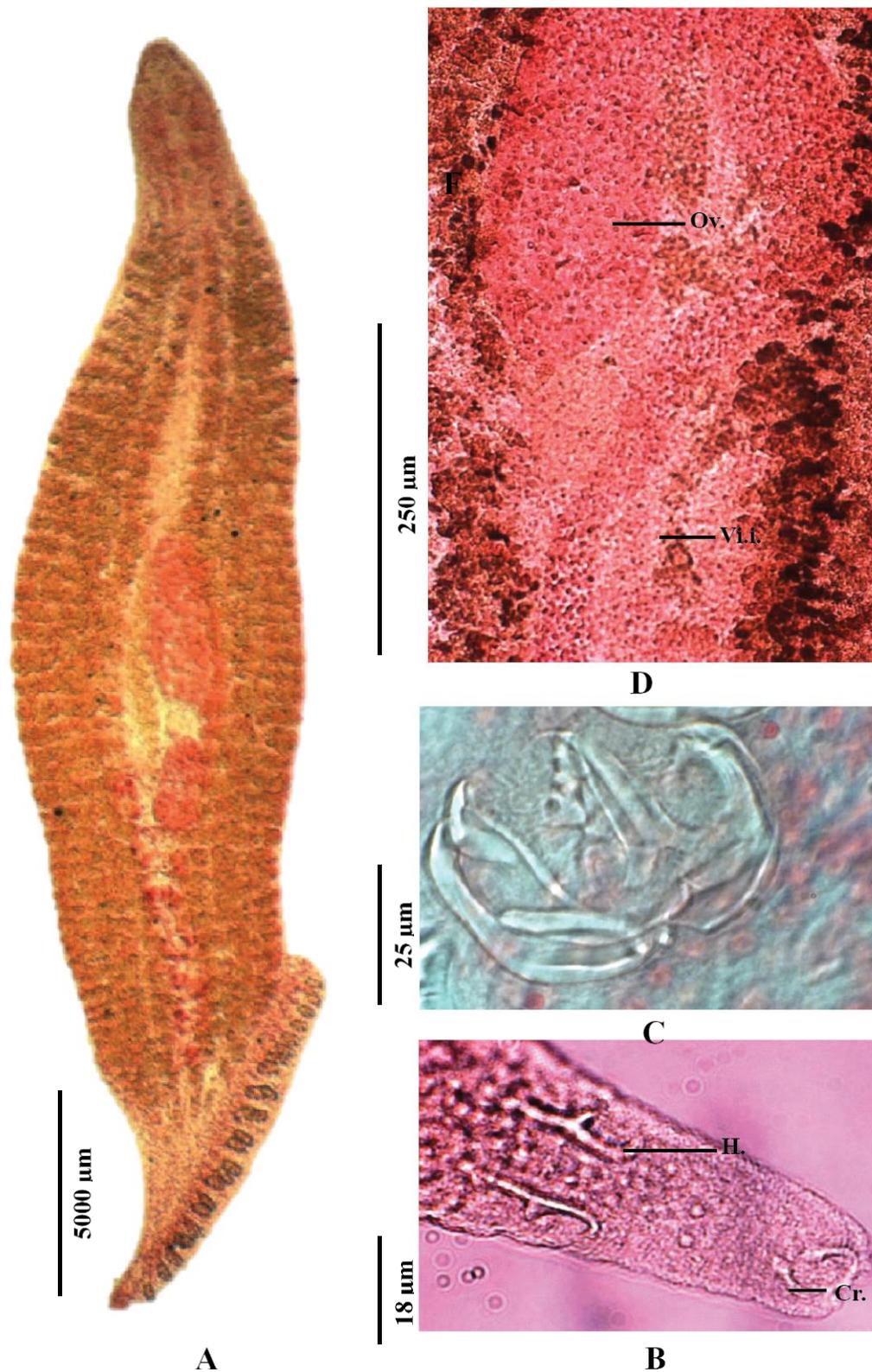


Planche 10 : *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889.

A : morphologie générale, vue ventrale. **B** : languette haptoriale. **C** : pince *in toto*, vue ventrale. **D** : zone ovarienne.

Ov. : ovaire. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **H.** : hamulus. **Cr.** : crochet.

épaississement correspondant à la languette haptoriale (**fig. 103 B-D ; pl. 10 A**). Il porte une seule rangée de pinces (**fig. 103 G ; pl. 10 C**). Chaque pince est composée de deux mâchoires (**fig. 104 A**) : une antérieure et une postérieure qui sont soutenues par des pièces sclérifiées dont la disposition est semblable à celle que nous avons décrite chez *Gastrocotyle trachuri*.

La mâchoire antérieure présente sur la ligne médiane le sclérite **a1** terminé à son extrémité distale en un « Y » à branches courtes et larges. Du côté proximal le sclérite **a1** se poursuit par **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites arqués **b1**. Du côté proximal **b1** se replie et donne une courte lame **b2** qui passe dans la mâchoire postérieure (**fig. 104 B**).

Sur la ligne médiane, la mâchoire postérieure montre un sclérite **a3**, qui correspond à la continuité de **a2**. Le sclérite **a3** est marqué par trois à quatre paires d'ouvertures, disposées en deux rangées symétriques et parallèles. Les sclérites **a3** et **a2** sont plus courts que le sclérite **a1** qu'ils prolongent. L'ensemble de **a1**, **a2** et **a3** dessine un « U » à branches inégales. Du côté distal, une pièce accessoire **a'**, en forme de « V » à branches minces et pointues, s'articule sur **a3**. Il existe dans cette mâchoire, deux sclérites accessoires **d** caractéristiques des pinces du type *Gastrocotyle*. Les bords de la mâchoire postérieure sont renforcés de chaque côté par un sclérite arqué **c**. Du côté proximal les pièces **c** s'articulent sur **b2**. Du côté distal les deux pièces **c** se rapprochent sur la ligne médiane (**fig. 104 C**).

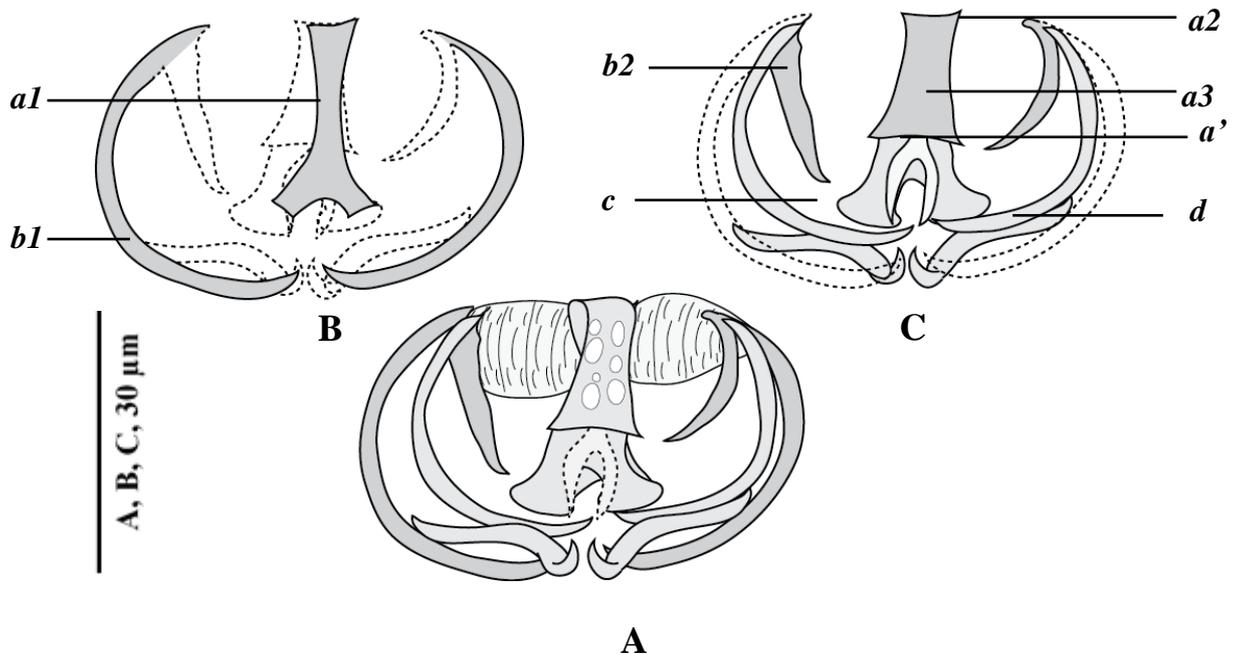


Figure 104 : disposition des sclérites de pince de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1890.

A : pince *in toto*, vue ventrale. **B** : mâchoire antérieure isolée. **C** : mâchoire postérieure isolée.

À l'extrémité antérieure du corps débouchent trois amas glandulaires, un central et deux latéraux plus importants (**fig. 105**). La bouche terminale donne accès à une cavité buccale, au niveau de laquelle s'ouvre de chaque côté une ventouse musculaire sub-sphérique et aseptée. Le pharynx piriforme se continue par un court œsophage faiblement visible, qui se divise en avant de l'atrium génital en deux branches intestinales de taille égale. Celles-ci émettent de chaque côté du corps de nombreux diverticules latéraux. Elles descendent latéralement jusqu'au hapter mais ne sont pas confluentes.

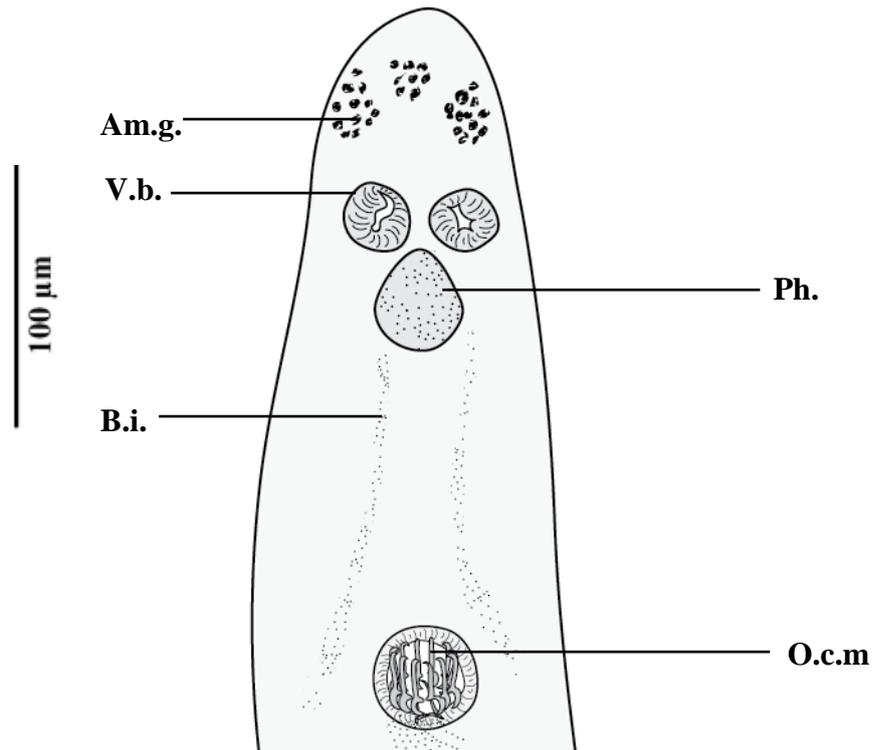


Figure 105 : *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1890, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

Am.g. : amas glandulaires. **V.b.** : ventouse buccales. **B.i.** : branches intestinale. **Ph.** : pharynx. **O.c.m.** : organe copulateur mâle.

Les testicules ovalaires sont peu nombreux et se situent dans l'espace intercœcal post-ovarien, du tiers postérieur du corps. Recouvert par les glandes vitellogènes, les testicules sont difficiles à dénombrer. Le canal déférent s'étend sur la ligne médiane. Il se dilate ensuite en un bulbe éjaculateur.

L'organe copulateur mâle est composé d'un atrium génital et d'un stylet armé de crochets (**fig. 106**). L'atrium génital ventral marqué par une petite ventouse musculaire, se localise au niveau de la constriction antérieure.

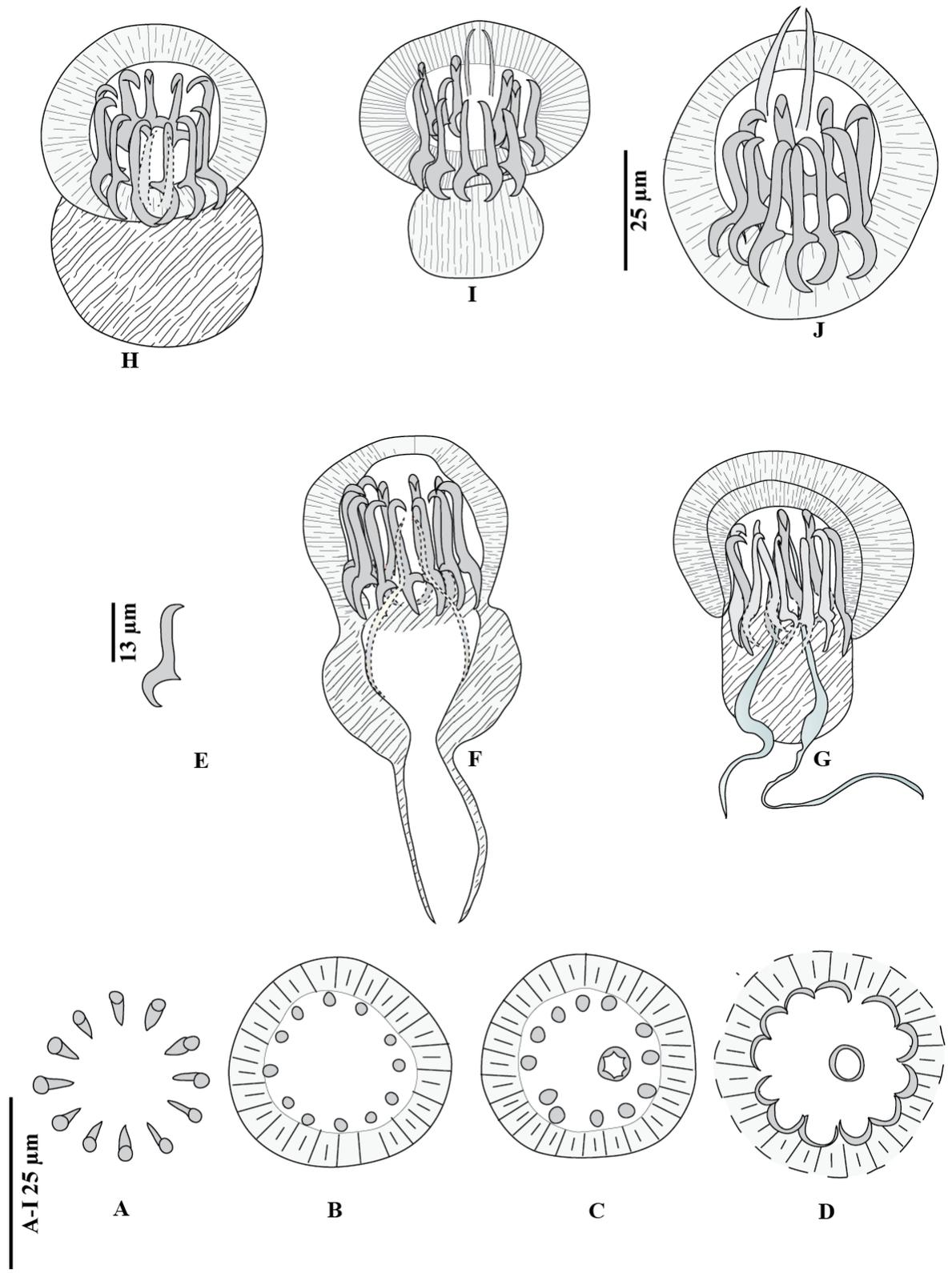


Figure 106: atrium génital de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889.

A-D : coupe transversale. **E** : crochet. **F-G** : coupe longitudinale. **H** : stylet invaginé. **I-J** : stylet évaginé.

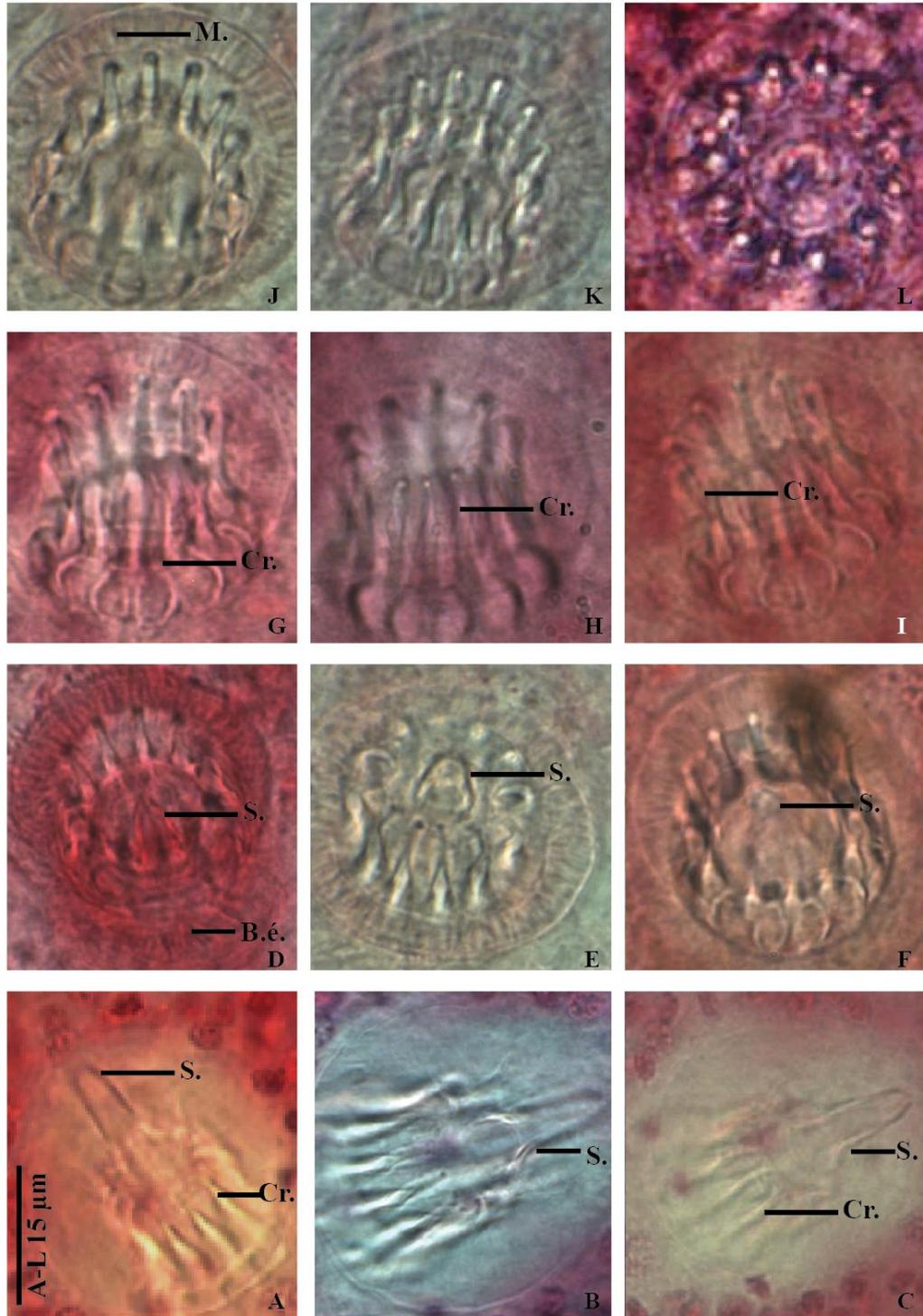


Planche 11 : *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889, organe copulateur mâle.
A-C : stylet évaginé. **D-F** : stylet invaginé. **G-K** : crochets et musculature. **I** : vue polaire.
Cr. : crochet. **S.** : stylet. **B.é.** : bulbe éjaculateur. **M.** : musculature.

Le stylet est mince et conique. En coupe transversale, le stylet apparaît comme un cercle creux (**fig. 106 A-D**). En coupe longitudinale, il est semblable à une structure conique et pointue (**fig. 106 F-G**). Le stylet évaginé (**fig. 106 I-J ; pl. 11 A-C**) ou invaginé (**fig. 106 F-H ; pl. 11 D-F**) est connecté à un bulbe musculaire. Le bulbe communique distalement, avec le canal déférent. Dans les spécimens aplatis, le stylet apparaît parfois comme une paire d'épines minces (**fig. 106 F**).

Le stylet est armé d'une couronne de crochets de type *Gastrocotyle* disposés en un cercle (**fig. 106 E ; pl. 11 G-K**). Dans les vues polaires, l'observation au microscope DIC, dont la profondeur de champ est très faible, permet de distinguer l'extrémité distale (externe) des crochets caractérisés par des pointes dirigées vers le centre ; la partie médiane avec des sections transversales de crochets cylindriques en cercle (**fig. 106 B-C**) et la partie basale qui montre, les lames de crochets formant un cercle continu (**fig. 106 D**). Les racines des crochets s'étendent parfois sur la surface externe de la partie proximale de l'atrium génital musculaire (**fig. 106 I**) ; les lames se trouvent près du stylet, avec des pointes courbées dirigées vers l'intérieur (**fig. 106 F-I**).

Nous considérons que le stylet conique est impliqué dans le transfert du sperme au partenaire sexuel, et nous supposons qu'il est adapté à l'insémination traumatique (voir discussion).

L'ovaire dorsal, allongé en forme de « U » inversé, est situé en avant des testicules sur le côté droit de la ligne médiane dans la moitié du corps. Sa partie distale est dirigée vers l'arrière. Il s'élargit et passe à gauche où il descend pour déboucher dans l'oviducte. L'oviducte, qui prend naissance à mi-hauteur de la branche ascendante de l'ovaire, donne le canal génito-intestinal qui se jette dans la branche digestive gauche. L'oviducte reçoit dorsalement le vitelloducte médian impaire. L'utérus est caractérisé par un amas bien visible de glandes de Mehlis. Il remonte ventralement sur la ligne médiane du corps jusqu'à l'atrium génital (**fig. 107 ; pl. 10 D**).

Les glandes vitellogènes, excessivement développées, occupent de chaque côté tout l'espace laissé libre par les branches intestinales. Les vitelloductes transverses s'unissent ventralement au niveau de l'ovaire, en un long vitelloducte impaire. Le vagin est absent.

L'œuf allongé est muni de deux filaments : un filament antérieur court et un filament postérieur long (**fig. 103I**).

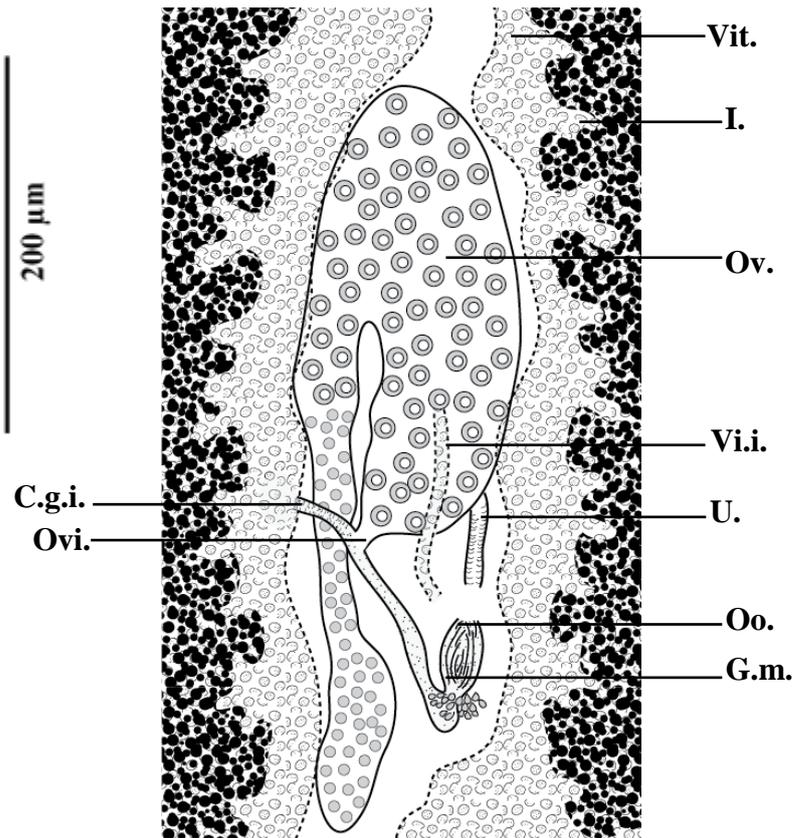


Figure 107: *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

C.g.i. : canal génito-intestinal. **Ovi.** : oviducte. **Vit.** : vitellogène. **I.** : intestin. **Ov.** : ovaire. **Vi.i.** : vitellogène impaire. **U.** : utérus. **Oo.** : ootype. **G.m.** : glandes de Mehlis.

Tableau 58 : données morphométriques de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 du littoral algérien.

Longueur du hapteur	954 (500 - 1400, n = 27)
Longueur totale	2400 ± 482 (1450 - 3300, n = 31)
Largeur totale	647 ± 150 (300 - 900, n = 31)
Nombre de pinces	27 ± 2 (20 - 30, n = 34)
Longueur des pinces	40 (30 - 48, n = 29)
Largeur des pinces	26 (20 - 34, n = 29)
Longueur des crochets	29 (24 - 36, n = 27)
Longueur des hamuli	13 (12 - 14, n = 20)
Longueur des ventouses buccales	39 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Largeur des ventouses buccales	38 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Longueur du pharynx	42 ± 5 (31 - 50, n = 33)
Largeur du pharynx	41 ± 5 (28 - 50, n = 33)
Longueur de l'atrium génital	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Largeur de l'atrium génital	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Nombre de crochets de l'atrium génital	12 (12 - 12, n = 31)
Distance atrium génital-extrémité antérieure	229 ± 48 (130 - 360, n = 33)

Étude moléculaire

L'analyse moléculaire préliminaire du datas et initial comprenait 20 séquences (**tab. 60**), dont 8 nouvelles séquences de *P. trachuri* obtenues dans la présente étude (**tab. 59**).

Tableau 59 : séquences utilisés dans l'analyse moléculaire de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889.

Espèces de parasites	Hôtes	Origine	GenBank	Sources
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192393	Bouguerche et al. (2019)
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192394	Bouguerche et al. (2019)
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	France	AY009168	Jovelin & Justine (2001)
<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192391	Bouguerche et al. (2019)
<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192392	Bouguerche et al. (2019)
<i>Pellonicola elongatus</i>	<i>Ilisha megaloptera</i>	Inde	KU872043	Non publiée
<i>Engraulicola thrissocles</i>	<i>Thryssa hamiltonii</i>	Inde	KU872046	Non publiée
<i>Gotocotyla acanthura</i>	<i>S. niphonius</i>	Chine	KF826085	Shi et al. (2014)
<i>Gotocotyla sawara</i>	<i>S. niphonius</i>	Chine	KF739594	Shi et al. (2014)

Tableau 60: séquences de *COXI* des *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et de ses poissons hôtes obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Espèces de Monogènes	Id de Monogènes
<i>Boops boops</i>	Bobo Br4	<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr4MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br1	<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr1MO01
		<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr1MO02
		<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr1MO03
<i>Boops boops</i>	Bobo Br09	<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr9MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br07	<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr07MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br08	<i>Pseudaxine trachuri</i>	BoboBr08 MO01

Après alignement et découpage, le dataset a une longueur de 391 pb avec 211 sites informatifs (**fig. 109**). Nous avons remarqué que plusieurs séquences avaient des insertions-suppressions apparentes ou des bases ambiguës, et que l'alignement comprenait des « gap ». Les principaux résultats de cette analyse ont révélé que nos nouvelles séquences de *P. trachuri* d'Algérie formaient un robuste clade monophylétique avec la seule séquence de *P. trachuri* disponible dans la banque des gènes (AY009168) et prélevé chez l'hôte type *T. trachurus* de Sète (France) (**fig. 108**).

Par ailleurs, nous avons constaté que la séquence du Monogène AY009167 également de *T. trachurus* de Sète s'est groupée avec *P. trachuri*, bien qu'elle ait été identifiée comme *Gastrocotyle trachuri* et marquée comme telle dans la banque des gènes (GenBank) ; nous interprétons ceci comme une erreur d'identification des auteurs de ce Monogène (Jovelin et Justine, 2001) qui a été confondu avec *Gastrocotyle trachuri* et qui devrait être considérée comme *P. trachuri*.

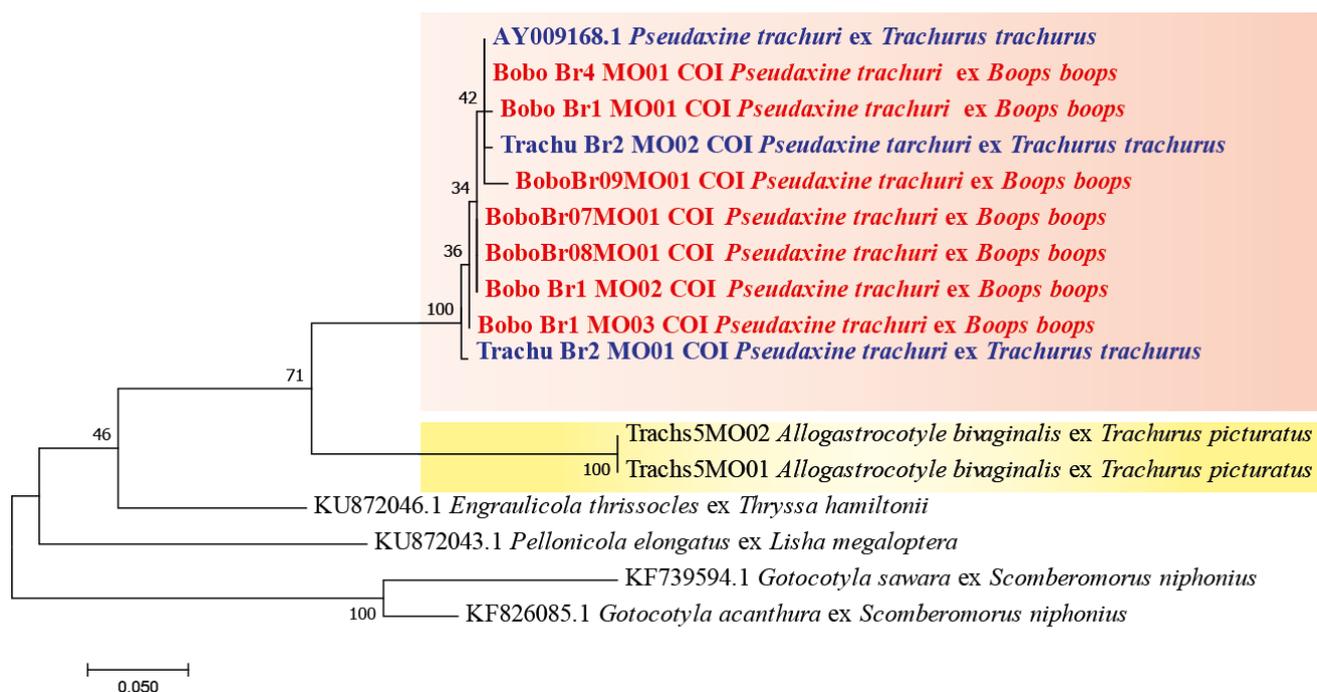


Figure 108 : arbre phylogénétique de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 au sein des Gastrocotylidae (dataset initial).

À partir de l'ensemble de ces données, nous avons sélectionné un dataset restreint ne comprenant que les séquences qui avaient la même longueur que nos séquences et aucune base ambiguë ; seules trois séquences correspondaient à ces critères. Cet ensemble de données restreint ne comprenait que 12 séquences : 9 nouvelles séquences de *P. trachuri*, 2 séquences d'*Allogastrocotyle bivaginalis* et une séquence *Pseudochauhanea macrochis* Li &

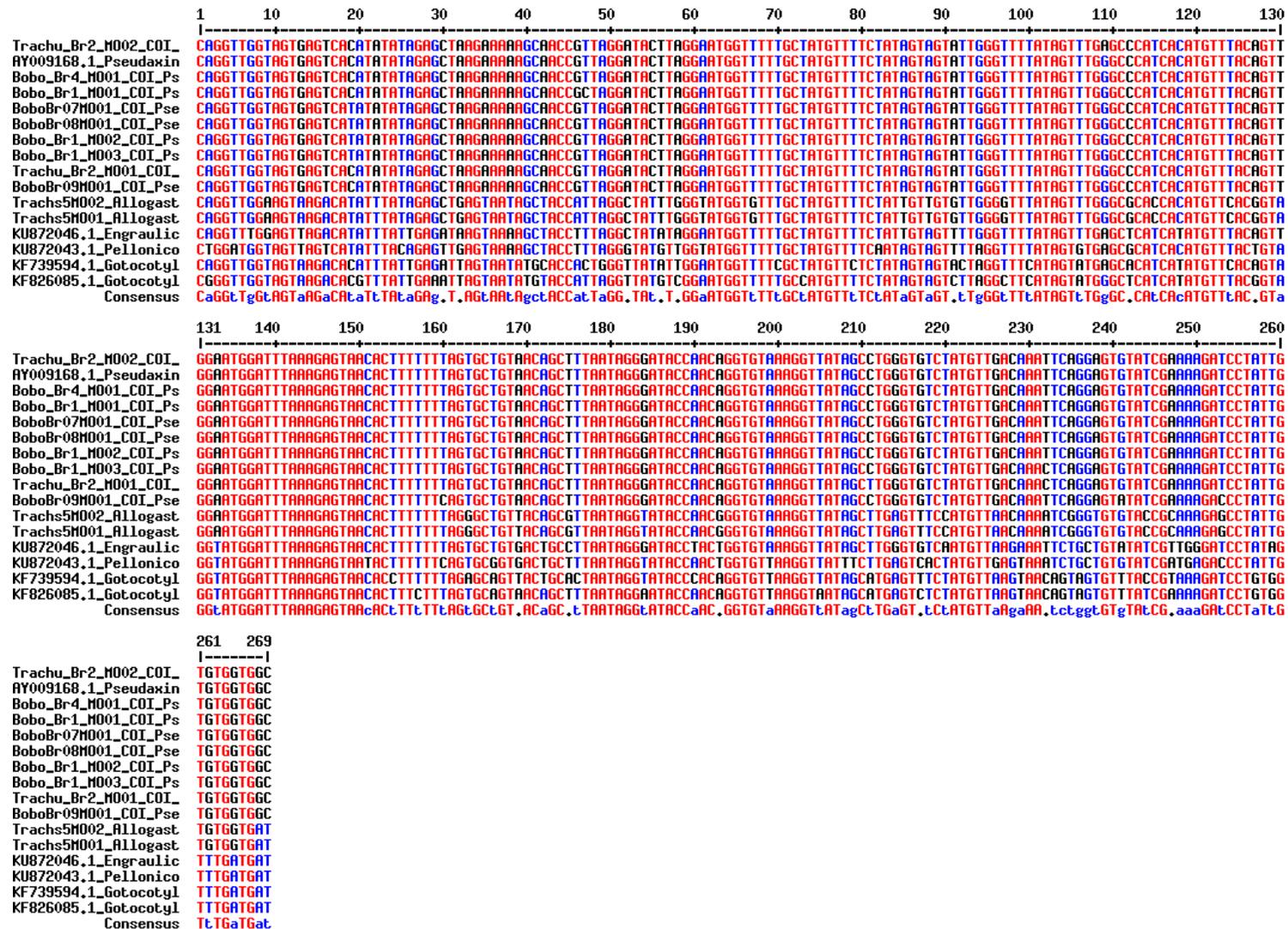


Figure 109: Alignement de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et de quelques Gastrocotylidae (dataset initial).

Zhang, 2001. L'alignement résultant était de 389 pb de longueur avec 389 sites informatifs (**fig. 111**).

Une analyse à l'aide de la méthode ABGD (Automatic Barcode Gap Discovery) (**fig. 112**) a révélé trois groupes bien définis : un comprenant toutes les séquences de *P. trachuri*, un regroupant les deux séquences d'*A. bivaginalis* et le dernier incluant la séquence de *P. macrochis*. Ce constat confirme l'existence d'une seule espèce, *P. trachuri* chez l'hôte type *T. trachurus* et chez *B. boops*.

L'arbre phylogénétique présente un robuste clade monophylétique comprenant toutes les séquences de *P. trachuri* (**fig. 110**). Le clade de *P. trachuri* regroupe des séquences de l'hôte type et celles de l'hôte Sparidae *B. boops* indiquant la présence de *P. trachuri* chez les deux hôtes.

L'analyse des distances a montré également que toutes les séquences de *P. trachuri*, quel que soit l'hôte étaient très similaires, avec une variation inférieure à 2 % (**tab. 61- 62**).

L'ensemble de ces résultats confirme qu'il s'agit d'une unique espèce de parasite hébergée par deux hôtes différents

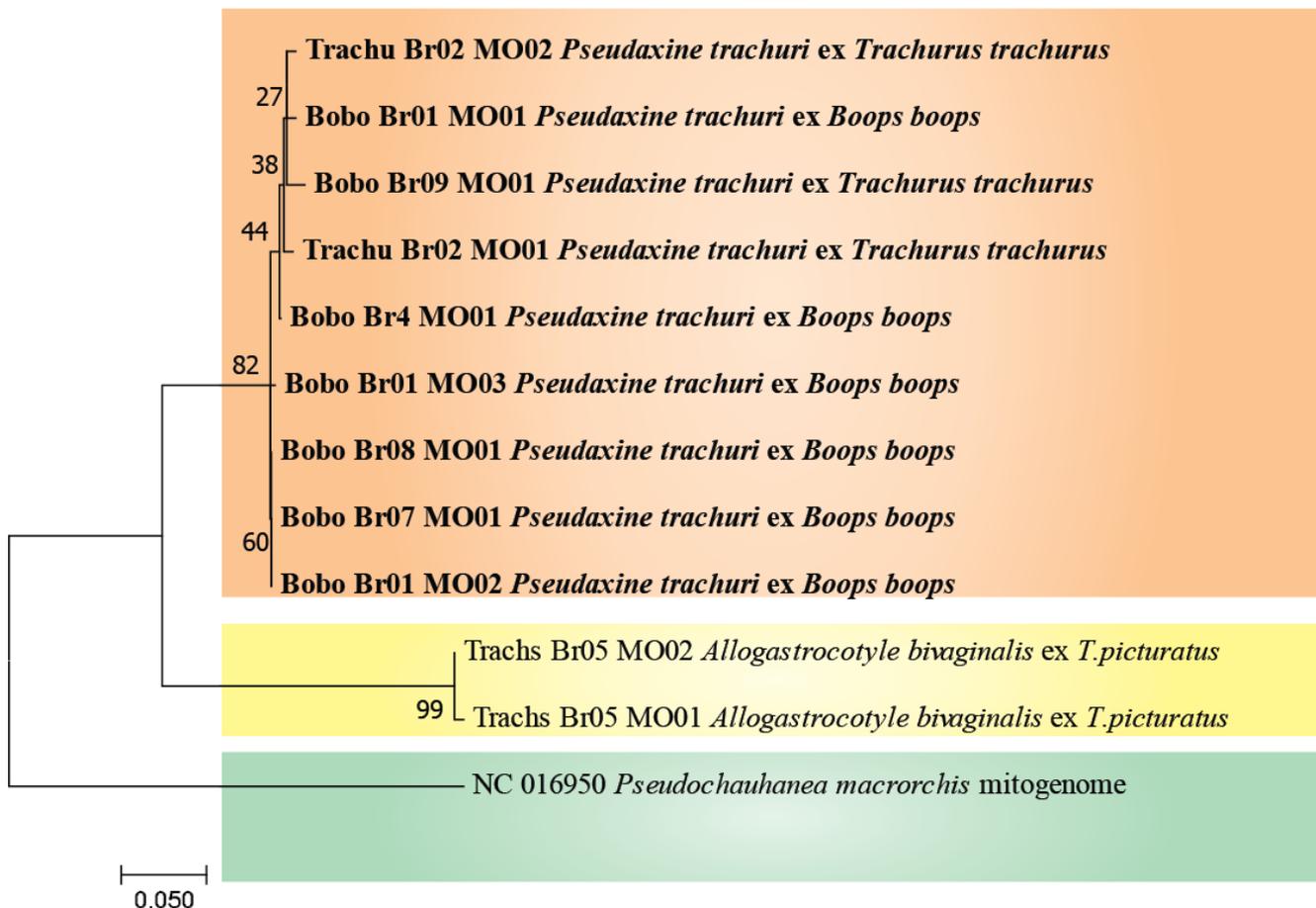


Figure 110: arbre phylogénétique de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 au sein des Gastrocotylidae (dataset restreint).

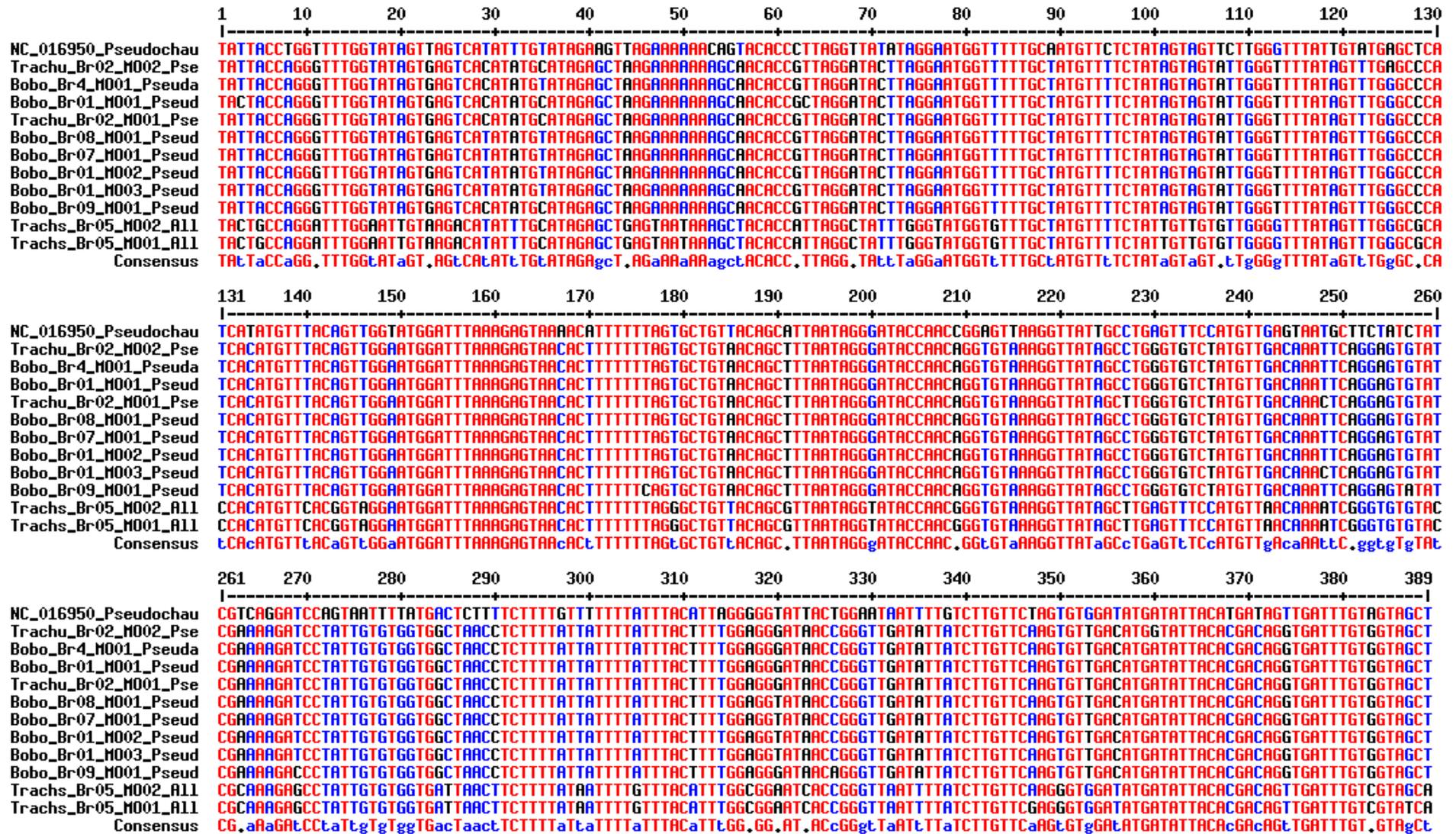


Figure 111: Alignement de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et de quelques Gastrocotylidae (dataset restreint).

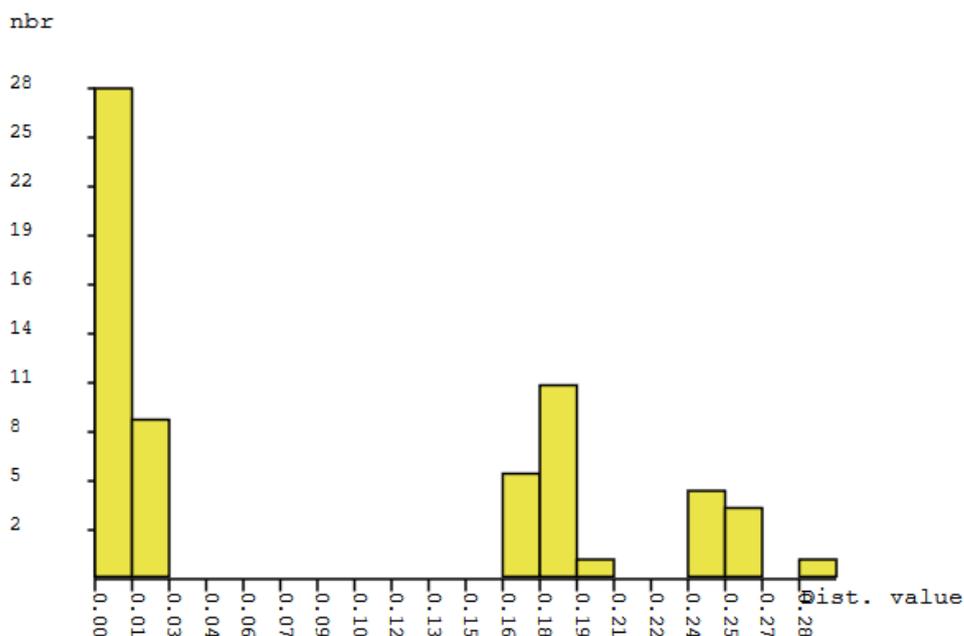


Figure 112 : alignement *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 à l'aide de la méthode AGBD.

Répartition géographique

Pseudaxine trachuri est une espèce cosmopolite, décrite initialement au large de l'Italie (Perugia & Parona, 1889). Actuellement, elle est largement distribuée dans les eaux tropicales et tempérées (**fig. 113**). Elle a été signalée chez de nombreux hôtes, en :

- Atlantique (Sproston , 1946 ; Gaevskaya & Kovaleva (1980 *in* Le Roux, 2013) ; Ângelo, 2011 ; Costa et *al.*, 2012 ;Alves & da Silva Gonçalves, 2012 ; Braicovich et *al.*, 2012 ; Hermida et *al.*, 2016) ;
- au Pacifique (Yamaguti, 1938, 1942 ; Parukin, 1976) ;
- dans l'océan Indien (Lebedev, 1968 ; Parukin, 1976) et en Méditerranée (**tab. 63**).

Sa répartition méditerranéenne est assez étendue; elle a été indiquée en France (Mollaret et *al.*, 2000 ; Jovelin & Justine, 2001), au Monténégro (Radujkovic & Euzet, 1989), en Espagne (Fernandez-Jover et *al.*, 2010), en Turquie (Akmirza, 2013 ; Cinar, 2014 ; Öktener, 2014), au Maroc (Shawket, 2018) et sur les côtes tunisiennes (Feki et *al.*, 2016). Nous la signalons de nouveau en Algérie.

Tableau 61 : distances génétiques entre *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et quelques Gastrocotylidae (méthode K2P).

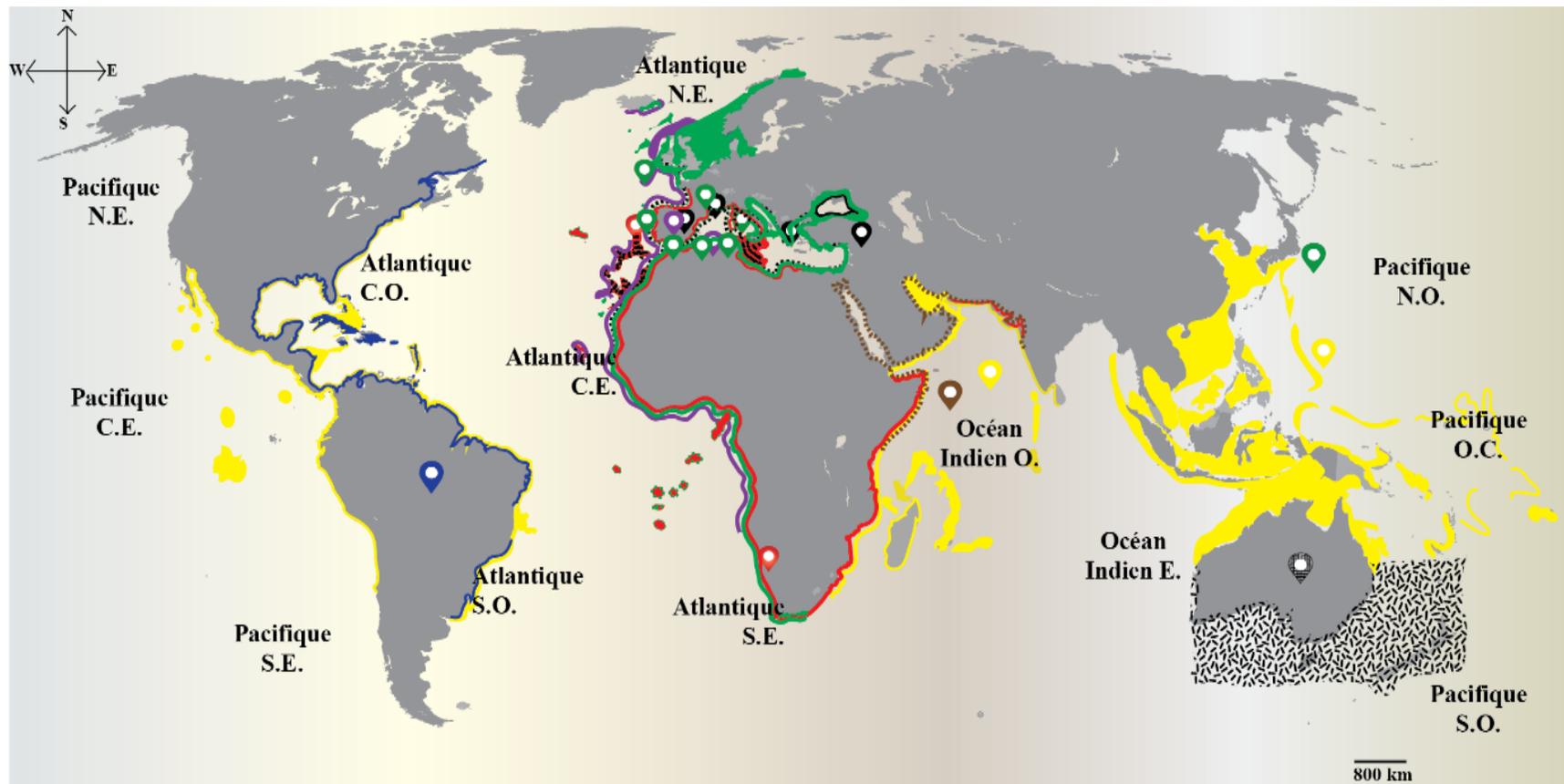
	Séquences	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1	NC016950 <i>Pseudochauhanea Macrorchis</i> mitogenome											
2	TrachuBr02 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>T. trachurus</i>	22%										
3	TrachuBr02 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>T. trachurus</i>	22%	1%									
4	TrachsBr05 MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>T. picturatus</i>	24%	16%	15%								
5	TrachsBr05 MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>T. picturatus</i>	24%	17%	16%	1%							
6	BoboBr09 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	22%	2%	2%	16%	17%						
7	BoboBr08 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	21%	1%	1%	16%	16%	2%					
8	BoboBr07 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	21%	1%	1%	16%	16%	2%	0%				
9	BoboBr4 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	21%	1%	1%	16%	16%	1%	1%	1%			
10	BoboBr01 MO03 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	21%	2%	1%	16%	16%	2%	0%	0%	1%		
11	BoboBr01 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	21%	1%	1%	16%	16%	2%	0%	0%	1%	0%	
12	BoboBr01 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	22%	1%	1%	16%	16%	2%	1%	1%	1%	2%	1%

Tableau 62 : distances génétiques entre *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et quelques Gastrocotylidae (méthode P-distances).

	Séquences	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1	NC016950 <i>Pseudochauhanea Macrorchis</i> mitogenome											
2	TrachuBr02 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>T. trachurus</i>	25%										
3	TrachuBr02 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>T. trachurus</i>	26%	1%									
4	TrachsBr05 MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>T. picturatus</i>	29%	18%	17%								
5	TrachsBr05 MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> ex <i>T. picturatus</i>	30%	19%	18%	1%							
6	BoboBr09 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	26%	2%	2%	19%	19%						
7	BoboBr08 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	24%	1%	1%	18%	18%	2%					
8	BoboBr07 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	24%	1%	1%	18%	18%	2%	0%				
9	BoboBr4 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	25%	1%	1%	18%	19%	1%	1%	1%			
10	BoboBr01 MO03 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	25%	2%	1%	18%	18%	2%	0%	0%	1%		
11	BoboBr01 MO02 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	24%	1%	1%	18%	18%	2%	0%	0%	1%	0%	
12	BoboBr01 MO01 <i>Pseudaxine trachuri</i> ex <i>Boops boops</i>	26%	1%	1%	18%	18%	2%	1%	1%	1%	2%	1%

Tableau 63: hôtes et localités de *Pseudaxine trachuria* Parona & Perugia, 1889.

<i>Trachurus trachurus</i>	
Méditerranée	
Italie	Perugia & Parona (1890)
France	Jovelin & Justine (2001)
Tunisie	Feki et <i>al.</i> (2016)
Algérie	Rezaiguia (2008) ; Ichalal et <i>al.</i> (2017); présente étude
Océan Atlantique	
Plymouth	Sproston (1946)
Portugal	Ângelo (2011)
Maroc	Shawket (2018)
Océan Pacifique	
Japon	Yamaguti (1938); Yamaguti (1942)
<i>Trachurus mediterraneus</i>	
Méditerranée	
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
Espagne	Fernandez-Jover et <i>al.</i> (2010)
Turquie	Akmirza (2013); Cinar (2014); Öktener (2014)
France	Mollaret et <i>al.</i> (2000)
<i>Trachurus picturatus</i>	
Océan Atlantique	
Portugal	Costa et <i>al.</i> (2012); Hermida et <i>al.</i> (2016)
Namibie	Gaevskaya & Kovaleva (1980 <i>in</i> Le Roux, 2013)
<i>Trachurus lathamii</i>	
Océan Atlantique	
	Alves & da Silva Gonçalves (2012); Braicovich et <i>al.</i> (2012)
<i>Trachurus novaezelandiae</i>	
Océan Indien	
Australie	Lebedev (1968)
<i>Carangoides malabaricus</i> ; <i>Trachurus indicus</i> ; <i>Carangoides</i> <i>sp.</i> ; <i>Caranx</i> <i>sp.</i>	
Océan Indien	
Mer d'Arabie, mer Rouge	Parukin (1976)
Océan Pacifique	
Mer de Chine	Parukin (1976)
<i>Boops boops</i>	
Méditerranée	
Espagne	Fernandez-Jover & <i>al.</i> (2010)
Algérie	Benhamou et <i>al.</i> (2017) ; présente étude



- Répartition géographique du poisson hôte *Boops boops*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus mediterraneus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus novaezelandiae*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Carangoides malabaricus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus lathami*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus tarchurus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus picturatus*.
- Répartition géographique du poisson hôte *Trachurus indicus*.
- Mention de *Pseudaxine trachuri*.

Figure 113 : répartition géographique de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia, 1889 et de ses hôtes.

Nb : la couleur du symbole suit la couleur du poisson hôte.

Discussion

La disposition des pinces en une rangée oblique unilatérale, la position de la languette haptoriale et l'atrium génital armé d'une couronne de crochets fait correspondre les Gastrocotylidae récoltés chez *Boops boops* au genre *Pseudaxine*.

Ce genre a été créé par Parona & Perugia (1889) pour accommoder l'espèce *Pseudaxine trachuri* trouvée chez *Trachurus trachurus* (Parona & Perugia, 1889). Plusieurs auteurs ont souligné la nécessité d'une redescription de l'espèce type *P. trachuri* (Lebedev, 1977 ; Unnithan, 1971) et d'une révision de la composition du genre (Lebedev, 1977). En effet, La description originale de Parona & Perugia comprend une courte diagnose, des figures illustrant seulement la forme du corps et une description générale succincte (sans anatomie détaillée). Cette description a été relativement complétée par les données morphométriques de Yamaguti (1938, 1942), Sproston (1946), Parukhin (1976), Lebedev (1986) et Radujkovic & Euzet (1989). Cependant, les illustrations de ces auteurs étaient peu détaillées et parfois reprises de la description originale.

Par ailleurs, il est à noter que l'armature de l'atrium génital armé de deux couronnes de crochets ne figure que dans la description originale de l'espèce type (Perugia & Parona, 1890). Toutefois, la présence d'une seule couronne a été mentionnée dans toutes les redescriptions ultérieures (Yamaguti, 1938, 1942 ; Sproston, 1946 ; Parukhin, 1976 ; Lebedev, 1986 ; Radujkovic & Euzet, 1989). Cette incohérence a été signalée par Sproston qui a qualifié la description originale de "curieuse" et Lebedev (1986) qui a qualifié la description originale de l'organe copulateur mâle de "prétendument incorrecte" et "déraisonnable". D'autres ambiguïtés entourent l'organisation et la nomenclature de cet organe copulateur mâle; en effet certains auteurs mentionnent "un atrium génital armé" (Sproston, 1946 ; Yamaguti, 1938, 1942 ; Radujkovic & Euzet, 1989), d'autres considèrent "un pénis armé" (Lebedev, 1986). Ces ambiguïtés n'ont pas été à ce jour levées et aucune donnée morpho-anatomique précisant l'organisation de l'organe copulateur mâle n'a été publiée au cours des 30 dernières années. De plus, sur la base des données de la spécificité parasitaire stricte des Monogenea, la mention de *Pseudaxine trachuri* chez *Boops boops* a été considérée comme douteuse (Lebedev, 1986).

La récolte de *Pseudaxine trachuri* sur son hôte type *Trachurus trachurus* et sur un Sparidae *Boops boops* au large des côtes algériennes nous a incité à réaliser : une étude morpho-anatomique pour apporter des précisions sur l'organisation de l'atrium génital ; une étude

morphométrique et une étude moléculaire pour confirmer la présence de *Pseudaxine trachuri* sur l'hôte Sparidae *Boops boops*.

La majorité des espèces de *Pseudaxine* ont été signalées sur des hôtes Carangidae, notamment les espèces du genre *Trachurus* Rafinesque, 1810 (**tab. 64**). Néanmoins, une espèce *Pseudaxine indicana*, a été mentionnée sur un Sparidae (Chauhan, 1954). L'espèce type du genre *Pseudaxine trachuri* a été observée chez de nombreux Carangidae notamment ceux du genre *Trachurus* et un Sparidae *Boops boops* (**tab. 63**).

Dans le cadre de ce travail, nous avons récolté *P. trachuri* chez son hôte type *Trachurus trachurus* et également chez *B. boops*. Les données morphoanatomiques et morphométriques des deux populations hôtes se recouvrent (**tab. 65**). Les séquences de *P. trachuri* provenant de *B. boops* diffèrent de celles de l'hôte type par seulement 1-2%, ce qui confirme que le Monogène de *Trachurus trachurus* et celui de *Boops boops* correspondent à la même et unique espèce *P. trachuri*.

Il est à remarquer que malgré un échantillonnage exhaustif et sur un effectif de 2001 individus *Boops boops* nous n'avons récolté que 201 Monogènes *P. trachuri*. La faible prévalence de *P. trachuri* (10%) sur *B. boops* par rapport à celle chez *T. trachurus*(28%) serait une indication d'un changement d'hôtes récent « host-switch » du parasite.

Dans leur description originale, Parona & Perugia (1889) ont indiqué que l'atrium génital de *Pseudaxine trachuri* est armé de deux couronnes de crochets : la première avec 24 petits crochets et la seconde avec des crochets plus grands, à la base du canal déférent (Parona & Perugia, 1889). Yamaguti (1938, 1942) a redécrit l'espèce dans deux de ses travaux à partir de deux spécimens prélevés dans les branchies de l'hôte type au large du Japon. L'auteur a clairement indiqué que l'atrium génital est entouré d'une seule couronne de crochets (Yamaguti 1938, 1942). Toutefois, il n'a pas mis en avant la différence dans l'organisation de l'atrium génital et la présence ou l'absence de vagin. Sproston (1946) a redécrit *P. trachuri* chez son hôte type, à partir d'un spécimen unique recueilli à Plymouth et a souligné la présence de 16 crochets au niveau de l'atrium génital. Cependant, elle a précisé que "ni les spécimens japonais ni ceux de Plymouth provenant de la même espèce hôte ne révèlent une telle organisation » (Sproston, 1946). Lebedev (1986) a également commenté la description originale de l'organe copulateur mâle et a suggéré que la première couronne correspond à la partie apicale des crochets et la seconde serait plutôt une interprétation erronée du pénis (Lebedev, 1986). Étant donné que Parona & Perugia (1889) n'ont pas énuméré le nombre de

Tableau 64 : hôtes et localités des *Pseudaxine* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Axine trachuri</i> * (Parona & Perugia, 1889) Palombi, 1949	<i>Trachurus trachurus</i> (Carangidae)	Italie, mer Méditerranée	Parona & Perugia (1889), Palombi (1949)
<i>Pseudaxine katsuwonis</i> * Ishii, 1936	<i>Allopseudaxine katsuwonis</i> (Ishii, 1936) Yamaguti, 1943	<i>Katsuwonus pelamis</i> (Linnaeus, 1758) (Scombridae)	Japon, océan Pacifique	Ishii (1936) Ishii (1938)
<i>Pseudaxine vagans</i> * Ishii, 1936	<i>Allopseudaxine vagans</i> * (Ishii, 1936) Price, 1962 <i>Allopseudaxinoides vagans</i> (Ishii, 1936) Yamaguti, 1968	<i>Katsuwonus pelamis</i> (<i>Katsuwonus vagans</i>)	Japon, océan Pacifique	Ishii (1936) Ishii (1938)
<i>Pseudaxine mexicana</i> * Meserve, 1938	<i>Mexicotyle mexicana</i> (Meserve, 1938) Lebedev, 1984	<i>Scomberomorus maculatus</i> (Mitchill, 1815) (Scombridae)	Mexique, océan Pacifique	Meserve (1938)
<i>Pseudaxine mexicana</i> *Meserve, 1938	<i>Pseudaxine texana</i> * <i>Mexicotyle texana</i> Lebedev, 1984	<i>Scomberomorus maculatus</i> (Mitchill, 1815) (Scombridae)	Mexique, océan Pacifique	Meserve (1938), Lebedev (1984)
<i>Pseudaxine indicana</i> Chauhan, 1945		<i>Chrysophrys berda</i> (Sparidae)	Inde, océan Indien	Chauhan (1945)
<i>Pseudaxine texana</i> *Koratha, 1955	<i>Pseudaxine mexicana</i> * Koratha, 1955	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Texas, océan Atlantique	Koratha (1955), Hargis (1956)
<i>Pseudaxine bivaginalis</i> Dillon & Hargis, 1965		<i>Trachurus novaezelandiae</i> Richardson, 1843 (Carangidae)	Nouvelle-Zélande, océan Pacifique	Dillon & Hargis (1965)
<i>Pseudaxine decapteri</i> * Yamaguti, 1965	<i>Pseudaxinoides decapteri</i> (Yamaguti, 1965) Lebedev, 1977	<i>Decapterus macarellus</i> (Cuvier, 1833) (Carangidae) (<i>Decapterus pinnulatus</i>)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti (1965), Lebedev (1977)
<i>Pseudaxine triangula</i> * Mamaev, 1967	<i>Churavera triangula</i> (Mamaev, 1967) Lebedev, 1986	<i>Auxis thazard thazard</i> (Lacepède, 1800) (Scombridae)	océan Pacifique	Mamaev (1967 in Mamaev, 1968) Lebedev (1986)
<i>Pseudaxine kurra</i> Unnithan, 1968		<i>Decapterus russelli</i> (Rüppell, 1830) (<i>Caranx kurra</i>)	Inde, océan Indien	Unnithan (1968)

* synonyme junior

Tableau 65 : comparaison des données morphométriques de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia 1889.

Hôtes	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Trachurus. mediterraneus</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Boops boops</i>
Localités	Italy, (M.)	Japan, (O.P.)	Japan, (O.P.)	Plymouth, (O.P.)	Monténégro, (M.)	Algérie, (M.)	Algérie (M.)
Source	(Parona & Perugia 1889)	(Yamaguti 1938)	(Yamaguti 1942)	(Sproston 1946)	(Radujkovic & Euzet 1989)	Présente étude	Présente étude
Longueur du hapter						784 (560 - 1440, n = 12)	954 (500 - 1400, n = 27)
Longueur totale	4000-6000	2700-3100	3000	2300	5000-6000	2836 (2250 - 4100, n = 14)	2400 ± 482 (1450 - 3300, n = 31)
Largeur totale		360-400		530	200-250	583 (310 - 870, n = 14)	647 ± 150 (300 - 900, n = 31)
Nombre de pinces	24-32	20-22	31	27	24-32	25 (17 - 30, n = 15)	27 ± 2 (20 - 30, n = 34)
Longueur des pinces						43 (31 - 50, n = 28)	40 (30 - 48, n = 29)
Largeur des pinces	60			51		30 (20 - 50, n = 28)	26 (20 - 34, n = 29)
Longueur des croches	25	24	33	23	25	27 (21 - 30, n = 13)	29 (24 - 36, n = 27)
Longueur des hamuli	10	12	15	13.5		10 (6 - 12, n = 11)	13 (12 - 14, n = 20)
Longueur des ventouses buccales	40	36-42	39			34 (20 - 50, n = 12)	39 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Largeur des ventouses buccales		33-36	33			34 (20 - 50, n = 12)	38 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Longueur du pharynx		42	45			45 (28 - 60, n = 10)	42 ± 5 (31 - 50, n = 33)
Largeur du pharynx		36	36			44 (28 - 55, n = 10)	41 ± 5 (28 - 50, n = 33)
Longueur de l'atrium génital						39 ± 7 (25 - 48, n = 14)	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Largeur de l'atrium génital						42 ± 4 (35 - 48, n = 14)	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Nb. de crochets de l'atrium	>24	13	14	16	12	12 ± 0 (12 - 12, n = 13)	12 ± 0 (12 - 12, n = 31)
Longueur de crochets de l'atrium		20	20			21 ± 1 (20 - 21, n = 16)	17 (12 - 20, n = 26)
Distance atrium genital-extremité antérieure		300-330	300			238 ± 58 (180 - 370, n = 11)	229 ± 48 (130 - 360, n = 33)

crochets de cette couronne, il est fort probable que Sproston a confondu la longueur avec le nombre des crochets de la seconde couronne.

L'étude détaillée de nos spécimens de *Pseudaxine trachuri* provenant de l'Algérie ainsi que ceux de la collection du feu Professeur Euzet (Sète), a mis en évidence la présence certaine d'une seule couronne de 12 crochets. Notre observation est confortée par de nombreux travaux (**tab. 66**) qui n'ont jamais rapporté l'existence de deux couronnes.

Tableau 66 : organisations de l'atrium génital de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia 1889.

Source	localités	Descriptions de l'atrium génital
Parona & Perugia (1889)	Italie, (M.)	-un cercle de 24 petits crochets, avec une base élargie et une pointe recourbée. -Un second cercle de crochets plus longs, au-dessus du canal déférent.
Yamaguti (1938)	Japan, (O.P.)	Une couronne de 13 crochets, avec une lame longue et des points fortement recourbées; un épaissement à leur bases reliant les crochets.
Yamaguti (1942)	Japan, (O.P.)	Un anneau de 14 crochets
Sproston (1946)	Plymouth, (O.P.)	Un anneau de 16 crochets
Radujkovic & Euzet (1989)	Monténégro, (M.)	Une couronne de 12 épines
Étude présente, collection du feu Pr Euzet, L.	France, (M.)	Une couronne de 12 crochets, un cirre
Étude présente	Algérie, (M.)	Une couronne de 12 crochets, un cirre

Il est à noter aussi que de nombreux auteurs ont considéré que l'atrium génital est armé (Radujkovic & Euzet, 1989 ; Sproston, 1946 ; Yamaguti, 1938 ; Yamaguti, 1942). Cependant, Lebedev (1986) précise que l'atrium génital des Gastrocotylidae est rarement armé. Nos observations rejoignent celles de Lebedev (1986) et nous précisons que chez *Pseudaxine trachuri*, la structure qui est armée est bien le stylet et non pas l'atrium génital (Bouguerche et al., 2019 d).

Par ailleurs, un autre aspect frappant au niveau de cet atrium génital est la présence d'une structure conique, avec deux extrémités pointues. Une structure similaire a été considérée par George (1960) comme un dispositif de rétention vaginale. Cette structure a été brièvement mentionnée par Lebedev (1986) qui l'a nommée un stylet et Llewellyn (1983) qui l'a

assimilée plutôt à un pénis (Llewellyn, 1983). Toutefois, Lebedev a précisé qu'il devrait être nommé un stylet (Lebedev, 1986).

Dans le cadre de cet étude et étant donné l'absence d'ouverture vaginale chez *Pseudaxine trachuri*, nous suivons Lebedev (1986) et nous évoquons que la structure du stylet aurait un rôle dans la fécondation. Elle maintiendrait en place l'organe copulateur mâle inséré dans l'atrium génital du partenaire sexuel lors de l'accouplement. De plus, nous suggérons aussi que le stylet serait impliqué dans une fécondation traumatique. Il permettrait de perforer le tégument du partenaire sexuel et de créer des pseudo-vagins et au fur et à mesure que le sperme migre vers l'ootype ces perforations se cicatrisent. Un processus analogue a été rapporté par de nombreux auteurs ; Boudaya & Neifar (2016) ont souligné chez *Plectanocotyle major* Boudaya et Neifar, 2016 la présence d'un appareil génital inséminateur composé d'un faisceau de longues épines (Boudaya & Neifar, 2016) et Llewellyn (1983) et MacDonald & Caley (1975) qui ont indiqué chez *Gastrocotyle trachuri* (Llewellyn, 1983) et chez *Diclidophora merlangi* (Kuhn, in Nordmann, 1832) la présence d'un pénis assurant des fonctions similaires (Llewellyn, 1983 ; MacDonald & Caley, 1975).

Bien que l'imprégnation hypodermique soit présumée le cas pour les ancêtres de tous les Gastrocotylidae et les autres Polyopisthocotylea (Llewellyn, 1983), elle n'est justifiée que chez les Monogènes sans vagin et son extension aux espèces ayant un vagin serait exorbitante (Justine, 1985).

Il est à noter qu'au sein du genre *Pseudaxine*, la seule espèce possédant un vagin est *Pseudaxine kurra* Unnithan, 1968 (Unnithan, 1968). Toutefois, Lebedev (1968) a considéré que la position du vagin indiquée chez cette espèce est erronée (Lebedev, 1968). Nous soulignons que Lebedev a examiné un seul spécimen qui n'était pas en très bon état et pour lequel le vagin n'a pu être observé. Il serait souhaitable d'entreprendre des investigations afin de vérifier la validité de *Pseudaxine kurra* et la présence et la position du vagin.

Lebedev (1968) a signalé *Pseudaxine trachuri* chez *Trachurus novaezelandiae* (l'hôte type de *Pseudaxine bivaginalis* (Dillon & Hargis 1965) en mentionnant la présence de deux ouvertures vaginales latérales (Lebedev, 1968). Comme les deux vagins n'ont jamais été observés chez les espèces du genre *Pseudaxine*, en l'occurrence *Pseudaxine trachuri* (**tab. 67**), il est fort probable que les Gastrocotylidae récoltés par Lebedev chez *Trachurus novaezelandiae* sont en fait des *Pseudaxine bivaginalis*.

Par ailleurs, la comparaison de *Pseudaxine bivaginalis* avec la seule espèce d'*Allogastrocotyle*, *A. bivaginalis* que nous avons redécrite (Nasir et Fuentes Zambrano, 1983 ; Bouguerche et al., 2019c) et pour laquelle la présence de deux ouvertures vaginales latérales est incontestable **impose le transfert de *Pseudaxine bivaginalis* au genre *Allogastrocotyle*. Étant donnée l'existence d'une autre espèce déjà nommée *Allogastrocotyle bivaginalis*, nous proposons une nouvelle combinaison *Allogastrocotyle dillonhargisi* n. comb. pour éviter l'homonymie.**

Tableau 67 : organisation du vagin des *Pseudaxine* spp.

Espèces	Vagin	Sources
<i>Pseudaxine trachuri</i> Parona & Perugia, 1889	Absent	Parona & Perugia (1889); Yamaguti (1938); Yamaguti (1942); Radujkovic & Euzet (1989);
<i>Pseudaxine bivaginalis</i> Dillon & Hargis, 1965	Deux ouvertures, ventro-latérales, légèrement postérieure à l'atrium génital	Dillon & Hargis (1965)
<i>Pseudaxine bivaginalis</i>	Deux ouvertures, ventro-latérales, à proximité de l'atrium génital	Lebedev (1968)
<i>Pseudaxine bivaginalis</i> (attribué à <i>Pseudaxine trachuri</i> , voir discussion)	Deux ouvertures latérales, derrière l'atrium génital	Lebedev (1968)
<i>Pseudaxine kurra</i> Unnithan, 1968	Une seule ouverture, médio-dorsale,	Unnithan (1968)
<i>Pseudaxine kurra</i> Unnithan, 1968	Absent	Lebedev (1968)

3.1.4. Genre *Pseudaxinoides* Lebedev, 1968

Diagnose d'après Nassir et Fuentes (1983)

Gastrocotylinae. Haptéur unilatéral et oblique; pince de type *Gastrocotyle* ; languette haptoriale armée d'une paire de crochets et d'une paire d'hamuli. Branches intestinales non confluentes postérieurement. Testicules occupant le tiers postérieur du corps ; atrium génital en avant ou en arrière de la bifurcation intestinale. Ouvertures vaginales ventro-latérales multiples. Œufs avec un filament polaire à chaque extrémité.

Espèce type: *Pseudaxinoides australis* Lebedev, 1968.

Hôte type: *Trachurus novaezelandiae* (Richardson, 1843)

Localité type : Australie, océan Pacifique (Lebedev, 1968).

Nous avons prélevé chez *Boops boops*, des spécimens répondant à la diagnose de *Pseudaxinoides*.

3.1.4.1. *Pseudaxinoides* sp.

Hôte : *Boops boops* (Linnaeus, 1758).

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localités : Cherchel, Bouharoun, Alger, Zemmouri El Bahri, Cap Djinet, Dellys.

Description (fig. 114-116 ; pl. 12)

Les données morphométriques de 15 spécimens de *Pseudaxinoides* sp. sont résumées dans le tableau 68.

Le corps allongé est asymétrique (fig. 115 A ; pl. 12 A). Le haptéur postérieur asymétrique est armé d'une seule rangée de pinces (fig. 115D ; pl. 12 E, F) de type *Gastrocotyle* dont la disposition des sclérites est identique à celle décrite précédemment chez *Pseudaxine trachuri* (fig. 114). La languette haptoriale (fig. 115 B ; pl. 12 B) porte une paire de crochets et une paire d'hamuli (fig. 115 C ; pl. 12 C, D).

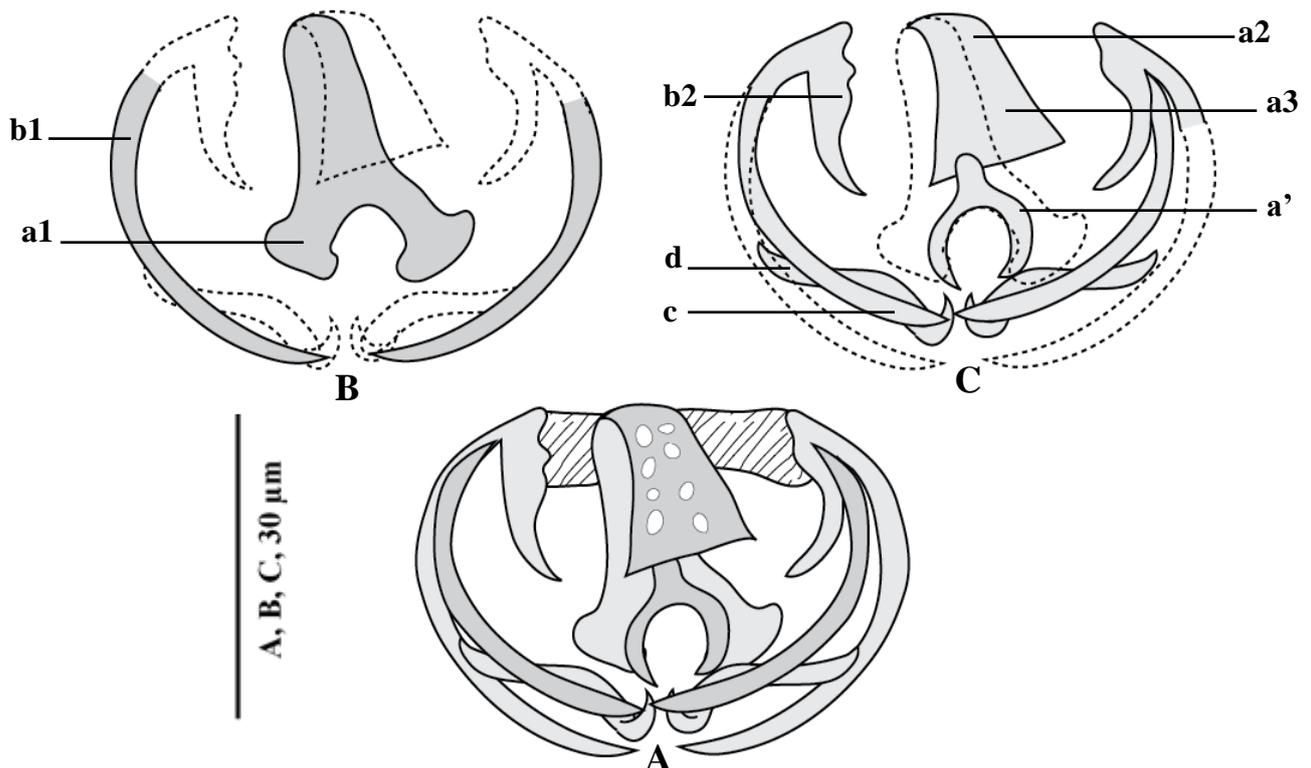


Figure 114 : disposition des sclérites de pince de *Pseudaxinoides* sp.

A : pince, *in toto*, vue dorsale. **B** : mâchoire antérieure. **C** : mâchoire postérieure.

Dans la cavité buccale on observe de chaque côté une ventouse musculaire sphérique aseptée (fig. 116). Entre ces deux ventouses, et sur le plan médian, s'ouvre le pharynx musculéux sphérique. L'œsophage n'a pas été observé. Les deux branches intestinales

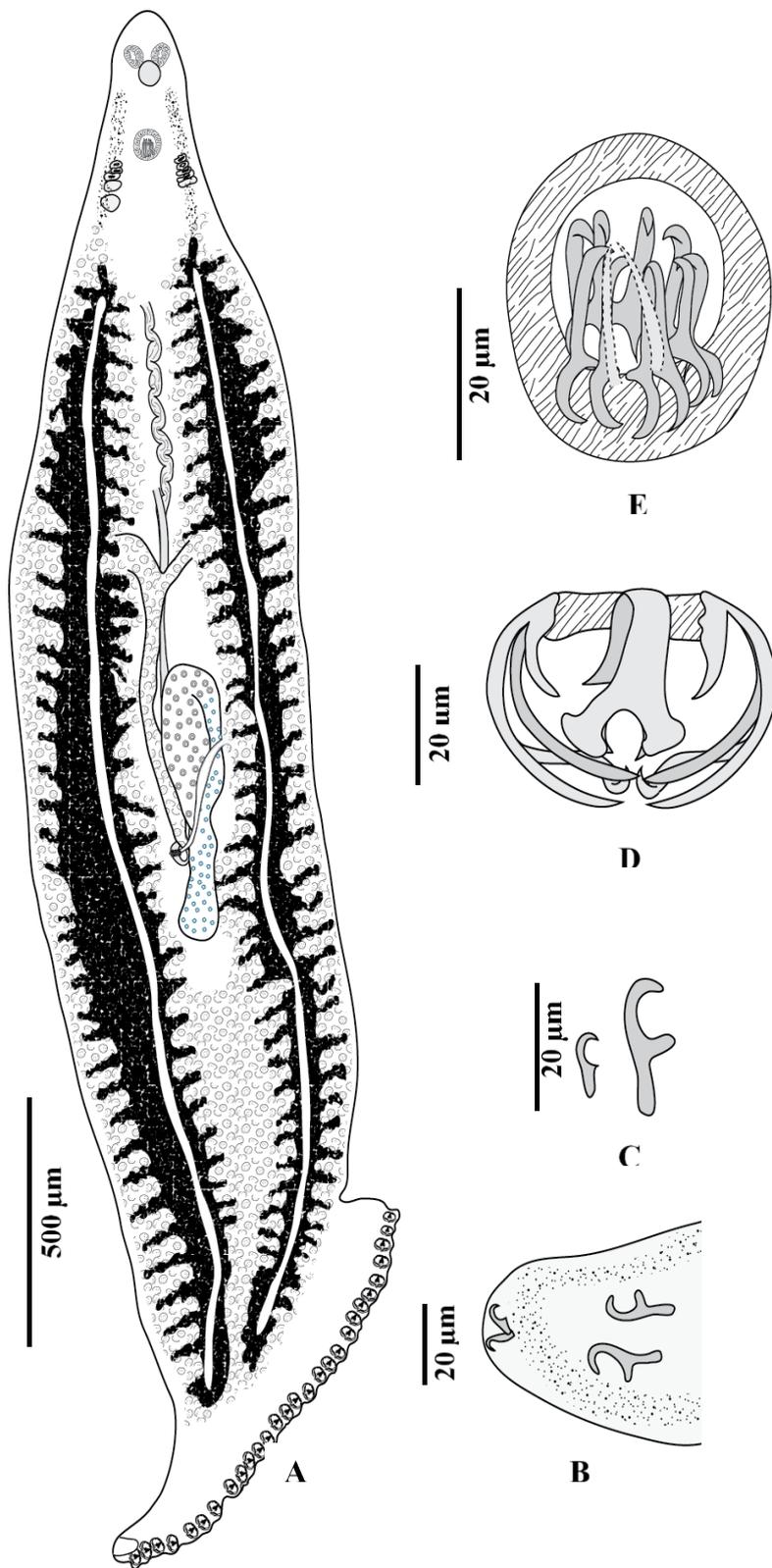


Figure 115 : *Pseudaxinoides* sp.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** languette haptoriale. **C :** crochets de la languette haptoriale. **D :** pince *in toto*, vue ventrale. **E :** organe copulateur mâle.

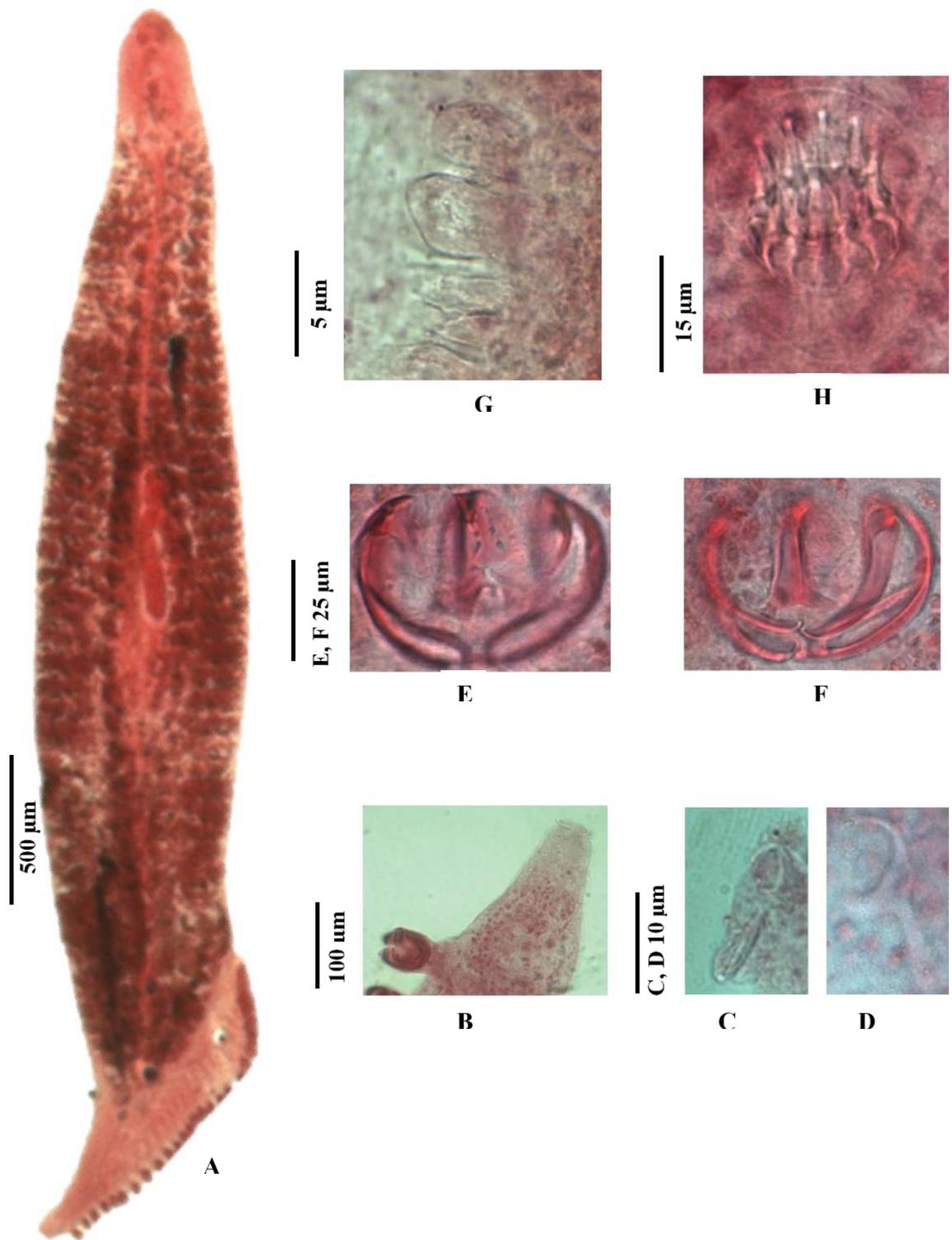


Planche 12: *Pseudaxinooides* sp.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** languette haptoriale. **C :** crochet. **D :** hamulus. **E :** pince, vue postérieure. **F :** pince, vue antérieure. **G :** vagins. **H :** organe copulateur mâle.

latérales émettent de nombreux diverticules. Elles se terminent à des niveaux différents et ne sont pas confluentes postérieurement.

Les testicules sont localisés dans l'espace intercæcal post-ovarien. Ces testicules sont dans la majorité des spécimens étudiés dissimulés par le vitellogène et une dense pigmentation. Le canal déférent, sinueux remonte dorsalement sur la ligne médiane du corps pour aboutir dans le bulbe éjaculateur. L'organisation de l'organe copulateur mâle est analogue à celle décrite chez *Pseudaxine trachuri* (pl. 12 H). Il comprend un bulbe éjaculateur, un atrium génital et un stylet armé de crochets (fig. 115 E). L'atrium génital ventral, marqué par une musculature, se localise au niveau de la constriction antérieure. Le stylet est mince et conique est pourvu d'une couronne de crochets.

L'ovaire pré-testiculaire se situe dans la partie médiane. Il prend naissance à gauche; remonte puis passe à droite où il s'élargit. L'oviducte n'a pas été observé. L'ootype présente à sa base de nombreuses glandes de Mehlis. L'utérus bien visible au-delà de l'ovaire, s'étend ventralement par rapport au canal déférent pour atteindre l'atrium génital. Les vagins pairs, s'ouvrent ventro-latéralement au niveau de l'extrémité antérieure (fig. 116 ; pl. 12 G). Chaque vagin est constitué d'une rangée de nombreux plis longitudinaux. Les conduits émanant de ces plis n'ont pas été observés. Cependant, des cellules en flammes s'observent à proximité des ouvertures vaginales.

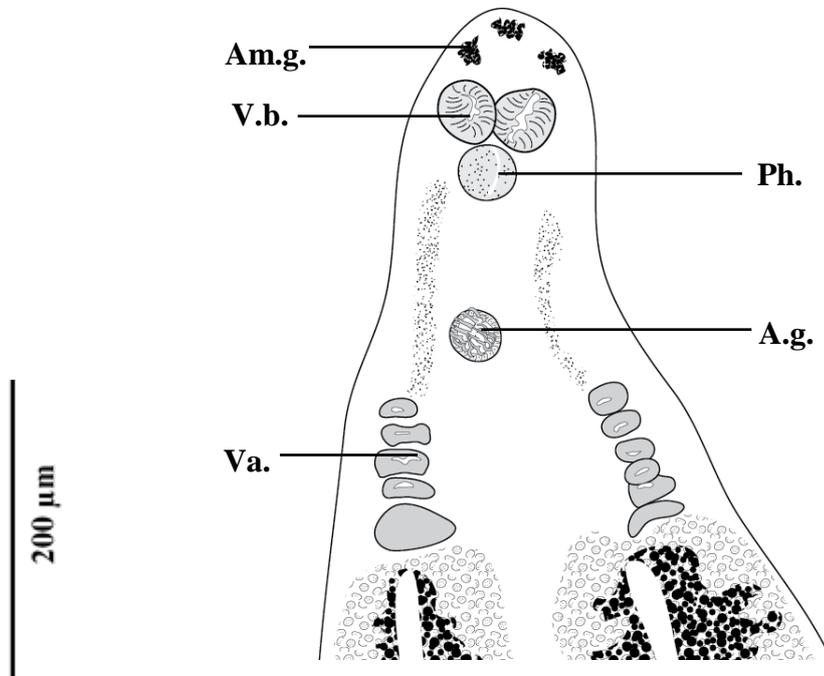


Figure 116 : *Pseudaxinoides sp.*, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

Am.g. : amas glandulaires. **V.b.** : ventouse buccale. **Va.** : vagin. **I.** : intestin. **Ph.** : pharynx.

O.c.m. : organe copulateur mâle.

Tableau 68 : données morphométriques de *Pseudaxinoides* sp. du littoral algérien.

Longueur du haptéur	590 (300 - 1058,14, n = 15)
Longueur du corps	1592 (770 - 2900, n = 15)
Largeur du corps	434 (200 - 733, n = 15)
Nombre de pinces	26 (20 - 30, n = 15)
Longueur des pinces	27 (13 - 45, n = 15)
Largeur des pinces	17 (11 - 38, n = 15)
Longueur des ventouses buccales	34 (18 - 50, n = 15)
Largeur des ventouses buccales	30 (14 - 50, n = 15)
Longueur du pharynx	25 (4 - 55, n = 15)
Largeur du pharynx	28 (18 - 42,4, n = 15)
Longueur de l'atrium	21 (10 - 38, n = 15)
Largeur de l'atrium	19 (9 - 38, n = 15)
Nombre de testicules	11 (10 - 12, n = 15)
Distance ouverture atriale- extrémité antérieure	161 (100 - 261, n = 15)

Étude moléculaire

Quatre séquences de *Pseudaxinoides* sp. (**tab. 69**) ont été alignées avec 6 séquences de *Pseudaxine trachuria* et 2 séquences d'*A. bivaginalis* (**tab. 70 ; fig. 118**). L'arbre du ML et celui du NJ ont donné des topologies similaires et seulement l'arbre issu du NJ est représenté (**fig. 117**). Les Gastrocotylidae ont formé un clade monophylétique bien séparé de l'outgroup. Au sein de ce clade, un robuste clade (soutenu par une valeur de bootstrap de 82%) a inclut toutes les séquences de *Pseudaxine trachuri*. Un second clade avec un bootstrap élevé, est celui regroupant les séquences d'*Allogastrocotyle bivaginalis* (99% NJ). Les clades de *P. trachuri* et d'*Allogastrocotyle bivaginalis* sont des clades frères. Les quatre séquences de *Pseudaxinoides* sp. se sont positionnées au sein du clade de *Pseudaxine trachuri*. Les distances révèlent que les quatre séquences de *Pseudaxinoides* sp. varient entre elles de 0 à 2% (**tab.71 ; 72**).

Les distances entre les séquences de *Pseudaxinoides* sp. et celles de *Pseudaxine trachuri* de l'hôte type sont de 1 à 2%. Il en est de même pour les distances entre *Pseudaxinoides* sp. et *Pseudaxine trachuri* récolté chez *Boops boops* (0-2%).

Tableau 69: séquences de *COXI* de *Pseudaxinoides* sp. et de son poisson hôte obtenues dans la présente étude.

Espèces de poissons	Id de poissons	Espèces de Monogènes	Id de Monogènes
<i>Boops boops</i>	Bobo Br4	<i>Pseudaxinoides</i> sp.	BoboBr4MO01
<i>Boops boops</i>	Bobo Br1	<i>Pseudaxinoides</i> sp.	BoboBr1MO01
		<i>Pseudaxinoides</i> sp.	BoboBr1MO02
		<i>Pseudaxinoides</i> sp.	BoboBr1MO03

Tableau 70 : séquences utilisées dans l'analyse moléculaire de *Pseudaxinoïdes* sp.

Espèces de parasites	Hôtes	Origine	GenBank	Sources
<i>Pseudaxinoïdes</i> sp.	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxinoïdes</i> sp.	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxinoïdes</i> sp.	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxinoïdes</i> sp.	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Boops boops</i>	Algérie	N.p.	Présente étude
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192393	Bouguerche et al. (2019)
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	Algérie	MN192394	Bouguerche et al. (2019)
<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	France	AY009168	Jovelin & Justine (2001)
<i>A. bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192391	Bouguerche et al. (2019)
<i>A. bivaginalis</i>	<i>Trachurus picturatus</i>	Algérie	MN192392	Bouguerche et al. (2019)
<i>P. macrorchis</i>	<i>Sphyaena jello</i>	Chine	NC016950	Zhang et al.(2012)

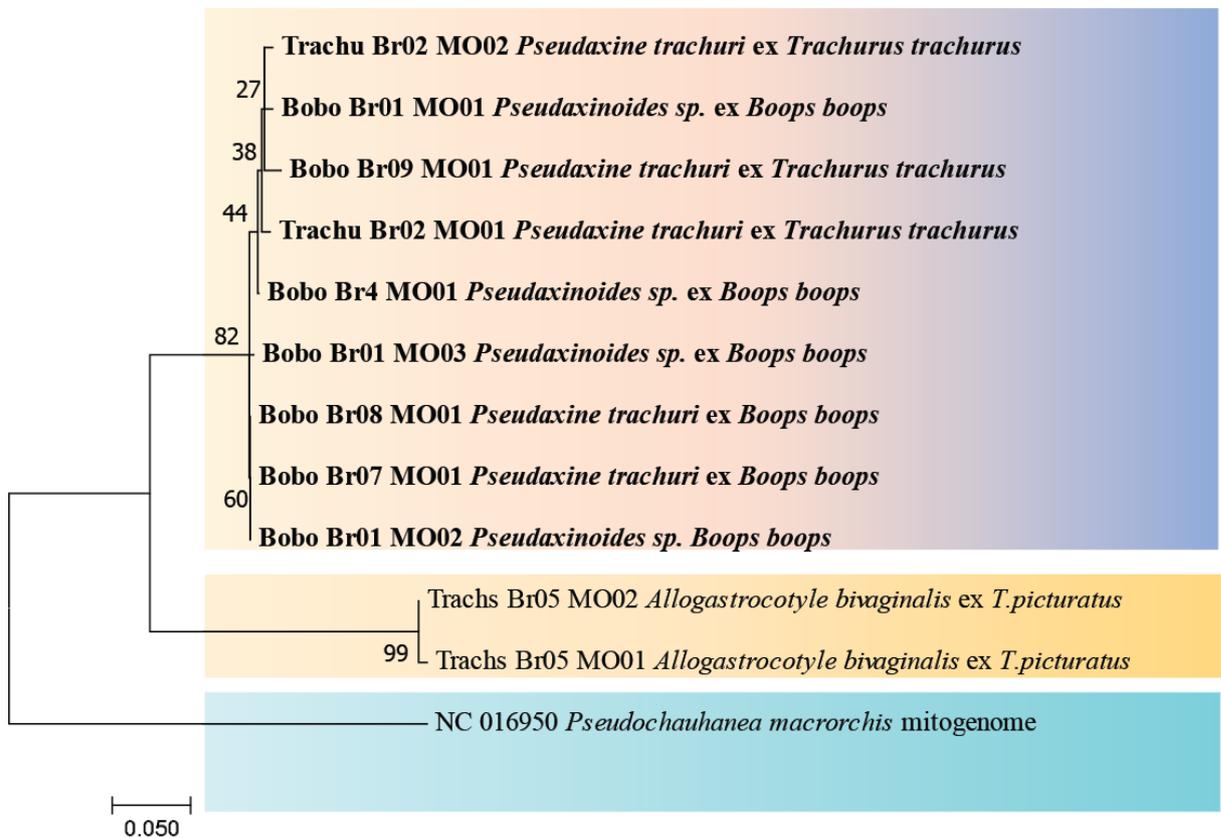


Figure 117 : arbre phylogénétique de *Pseudaxinoïdes* sp. au sein des Gastrocotylidae.

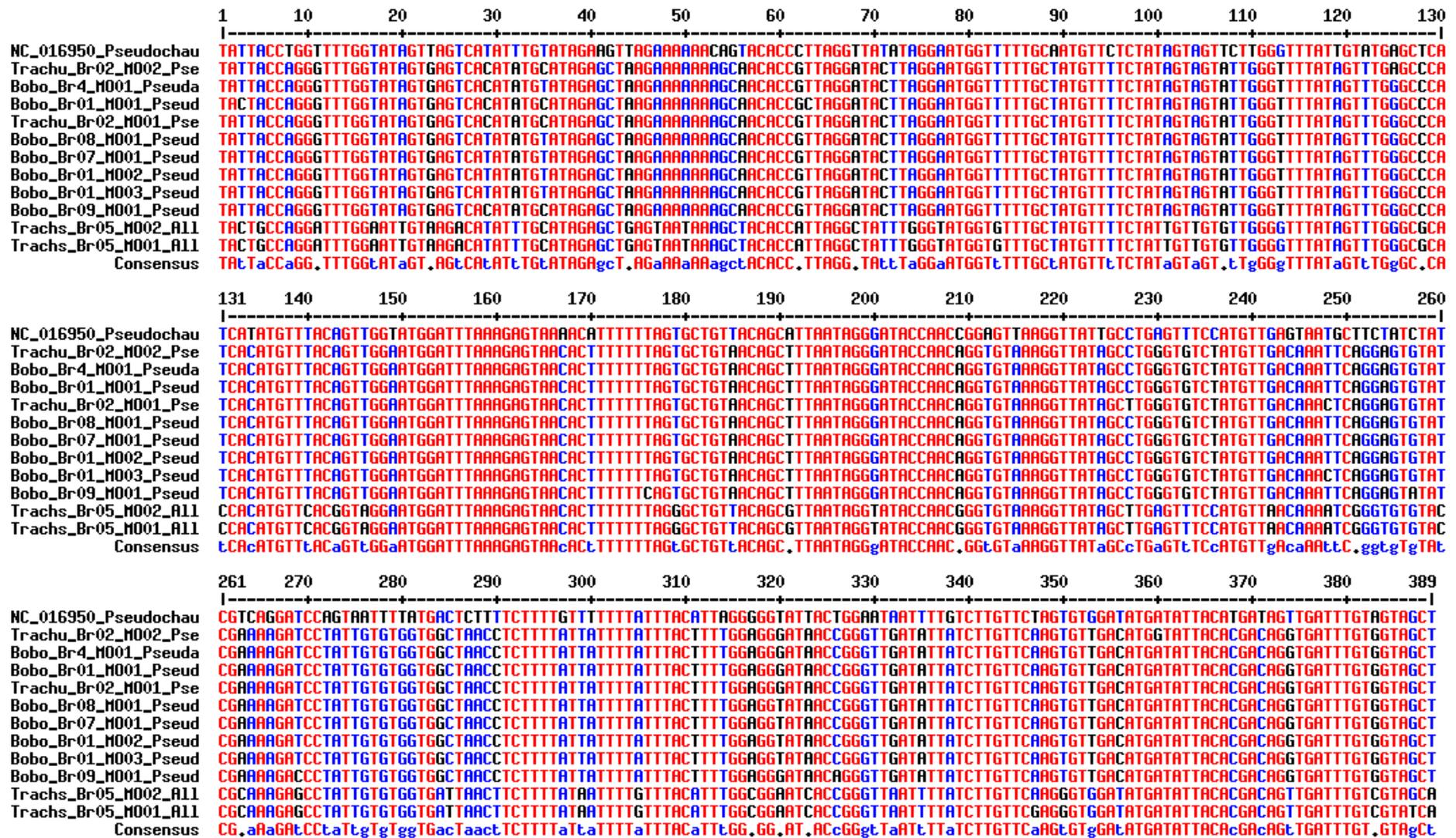


Figure 118 : alignement de *Pseudaxinoides* sp. et de quelques Gastrocotylidae.

Séquences	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1 NC016950 <i>Pseudochauhanea macrorchis</i> mitogenome											
2 TrachuBr02 MO02 <i>Pseudaxine trachuria</i>	22%										
3 TrachuBr02 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i>	22%	1%									
4 TrachsBr05 MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	24%	16%	15%								
5 TrachsBr05 MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>	24%	17%	16%	1%							
6 BoboBr09 MO01 <i>Pseudaxinoides trachuri</i>	22%	2%	2%	16%	17%						
7 BoboBr08 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i>	21%	1%	1%	16%	16%	2%					
8 BoboBr07 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i>	21%	1%	1%	16%	16%	2%	0%				
9 BoboBr4 MO01 <i>Pseudaxinoides</i> sp.	21%	1%	1%	16%	16%	1%	1%	1%			
10 BoboBr01 MO03 <i>Pseudaxinoides</i> sp.	21%	2%	1%	16%	16%	2%	0%	0%	1%		
11 BoboBr01 MO02 <i>Pseudaxinoides</i> sp.	21%	1%	1%	16%	16%	2%	0%	0%	1%	0%	
12 BoboBr01 MO01 <i>Pseudaxinoides</i> sp.	22%	1%	1%	16%	16%	2%	1%	1%	1%	2%	1%

Tableau 71: distances génétiques entre *Pseudaxinoides* sp. et quelques Gastrocotylidae (méthode P-distances).

Tableau 72 : distances génétiques entre *Pseudaxinoides* sp. et quelques Gastrocotylidae (méthode K-2-P).

Séquences	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
1 NC016950 <i>Pseudochauhanea macrorchis</i> mitogenome											
2 TrachuBr02 MO02 <i>Pseudaxine trachuria</i>		25%									
3 TrachuBr02 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i>		26%	1%								
4 TrachsBr05 MO02 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>		29%	18%	17%							
5 TrachsBr05 MO01 <i>Allogastrocotyle bivaginalis</i>		30%	19%	18%	1%						
6 BoboBr09 MO01 <i>Pseudaxinoides trachuri</i>		26%	2%	2%	19%	19%					
7 BoboBr08 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i> Va		24%	1%	1%	18%	18%	2%				
8 BoboBr07 MO01 <i>Pseudaxine trachuria</i>		24%	1%	1%	18%	18%	2%	0%			
9 BoboBr4 MO01 <i>Pseudaxinoides</i> sp.		25%	1%	1%	18%	19%	1%	1%	1%		
10 BoboBr01 MO03 <i>Pseudaxinoides</i> sp.		25%	2%	1%	18%	18%	2%	0%	0%	1%	
11 BoboBr01 MO02 <i>Pseudaxinoides</i> sp.		24%	1%	1%	18%	18%	2%	0%	0%	1%	0%
12 BoboBr01 MO01 <i>Pseudaxinoides</i> sp.		26%	1%	1%	18%	18%	2%	1%	1%	1%	2%

Discussion

Les Gastrocotylidae rencontrés chez *Boops boops* du littoral algérien répondent bien aux critères de diagnose du genre *Pseudaxinoïdes* donnés par Lebedev (1968) et par Nassir & Fuentes (1983), notamment le hapter oblique unilatéral, l'organisation de l'organe copulateur mâle et la présence de deux rangées d'ouvertures vaginales ventro-latérales.

Yamaguti (1968) dans sa description originale de *Pseudaxine decapteri* Yamaguti, 1968 a mentionné une organisation particulière du vagin : ce dernier serait formé de papilles multiples disposées en deux rangées ventro-latérales (Yamaguti, 1968). Il a également indiqué que de tels vagins ont été "omis" par Parona et Perugia (1889) et par de nombreux systématiseurs. L'auteur note que ces structures ne sont visibles que dans les spécimens bien conservés. Lebedev en 1968 a créé le genre *Pseudaxinoïdes* Lebedev, 1968 avec pour espèce type *Pseudaxinoïdes australis* Lebedev, 1968 récoltée chez *Trachurus novaezelandiae* en mer de Chine (océan Pacifique) (Lebedev, 1968). Il regroupe dans ce genre tous les Gastrocotylidae ressemblant à *Pseudaxine* spp. mais s'en distinguant par la présence de multiples papilles vaginales ventro-latérales (Lebedev, 1968).

Le genre *Pseudaxinoïdes* regroupe 7 espèces, toutes hébergées par des hôtes Carangidae (**tab. 73**). À l'exception de *Pseudaxinoïdes cariacensis* Nasir & Fuentes-Zambrano, 1983, toutes les espèces du genre ont été créées ou transférées dans ce genre par Lebedev. Ce genre, serait distinct de *Pseudaxine* par la présence de multiples vagins ventro-latéraux, disposés en deux rangées latérales (Lebedev, 1968 ; Nasir & Fuentes-Zambrano, 1983). En se basant sur ces critères, Lebedev (1977) a analysé les descriptions et les figures de *Pseudaxine decapteri* de Yamaguti (1968) et a transféré cette espèce au genre *Pseudaxinoïdes* (Lebedev, 1977).

Dans le présent travail, nous avons observé plusieurs spécimens pourvus de multiples papilles ventro-latérales répondant à la diagnose de *Pseudaxinoïdes* et dont la morphoanatomie est analogue à celle de *Pseudaxine trachuri*.

À la lumière des précisions apportées par Yamaguti (1968) concernant la visibilité des vagins qui dépend de la préparation du matériel, nous émettons les hypothèses suivantes :

- Les ouvertures ventro-latérales correspondent bien à des vagins, et une espèce non décrite du genre *Pseudaxinoïdes* serait présente sur *Boops boops*.
- les ouvertures ventro-latérales ne sont pas des vagins, et leur observation dépend simplement de la préparation du matériel tel que précisé par Yamaguti (1968).

Tableau 73 : hôtes et localités des *Pseudaxinoïdes* spp.

Espèces	Synonymes	Hôtes	Localité	Source
<i>Pseudaxinoïdes australis</i> * Lebedev, 1968	<i>Pseudaxine australis</i> (Lebedev, 1968) n. comb.	<i>Trachurus novaezelandiae</i> Richardson, 1843	Mer de Chine	Lebedev (1968)
<i>Pseudaxinoïdes decapteri</i> * (Yamaguti, 1968) Lebedev, 1977	<i>Pseudaxine decapteri</i> (Yamaguti, 1968) n. comb.	<i>Decapterus pinnulatus</i> (Eydoux & Souleyet, 1850) <i>Decapterus maruadsi</i> (Temminck & Schlegel, 1843) <i>Caranx mate</i> Cuvier, 1833, synonyme d' <i>Atule mate</i> (Cuvier, 1833) <i>Trachurops crumenophthalmus</i> (Bloch, 1793), synonyme de <i>Selar crumenophthalmus</i>	Hawaï	Yamaguti (1968) ; Lebedev (1977)
<i>Pseudaxinoïdes vietnamensis</i> * Lebedev, Parukhin & Roitman, 1970	<i>Pseudaxine vietnamensis</i> (Lebedev, Parukhin & Roitman, 1970) n. comb.	<i>Selar crumenophthalmus</i> (Bloch, 1793) <i>Seriola dumerili</i> (Risso, 1810) <i>Selaroides leptolepis</i> (Cuvier, 1833) <i>Decapterus</i> sp. <i>Caranx</i> sp.	Australie	Lebedev et al. (1970)
<i>Pseudaxinoïdes bychowskyi</i> * Lebedev, 1977	<i>Pseudaxine bychowskyi</i> (Lebedev, 1977) n. comb.	<i>Alepes djedaba</i> (Forsskål, 1775) <i>Alepes kalla</i> (Cuvier, 1833) synonyme d' <i>Alepes kleinii</i> (Bloch, 1793) <i>Caranx kalla</i> Cuvier, 1833 synonyme d' <i>Alepes djedaba</i>	Mer d'Arabie, île Masira, Mozambique; mer de Chine	Lebedev (1977)
<i>Pseudaxinoïdes caballeri</i> * Lebedev, 1977	<i>Pseudaxine caballeri</i> (Lebedev, 1977) n. comb.	<i>Alepes djedaba</i> <i>Alepes kalla</i> synonyme d' <i>Alepes kleinii</i>	Oman, île Masira, Mozambique; île de Hainan, mer de Chine	Lebedev (1977)
<i>Pseudaxinoïdes cariacensis</i> * Nasir & Fuentes-Zambrano, 1983	<i>Pseudaxine cariacensis</i> (Nasir & Fuentes- Zambrano, 1983) n. comb.	<i>Trachurus lathami</i>	Venezuela	Nasir & Fuentes- Zambrano (1983)
<i>Pseudaxinoïdes pusanowi</i> * Lebedev, 1984	<i>Pseudaxine pusanowi</i> (Lebedev, 1984) n. comb.			Lebedev (1984)

* synonyme junior

Pour vérifier la validité de ces hypothèses, nous avons comparé les données morphométriques et les séquences de *COXI* des spécimens de *Pseudaxinoides* sp. avec multiples vagins et ceux de *Pseudaxine trachuri* sans vagins.

La comparaison des données morphométriques des spécimens de *Pseudaxinoides* sp. et ceux de *Pseudaxine trachuri* n'a pas révélé de différences (**tab.74**). L'arbre phylogénétique indique que les séquences de *Pseudaxinoides* sp. se sont groupées au sein du clade de *Pseudaxine trachuria*. De plus, la distance entre *Pseudaxinoides* sp. et *Pseudaxine trachuri* est de 0 à 2%, taux correspondant à des variations intraspécifiques. Ce résultat nous a amené à considérer les spécimens avec vagins ventro-latéraux (*Pseudaxinoides* sp.) et ceux sans vagins (*Pseudaxine trachuri*) comme congénériques et même conspécifiques. Nous pensons également que les ouvertures vaginales caractéristiques du genre, sont en fait des pores excréteurs. En effet, nous avons souvent remarqué la présence de cellules en flamme à proximité de ces ouvertures, structures qui confortent notre suggestion : les ouvertures vaginales sont en fait des pores excréteurs et ne constituent pas un critère de diagnose et la distinction des genres en se basant sur ce critère n'est pas valide.

Par conséquent, nous considérons que toutes les espèces décrites avec des vagins multiples et assimilées sur une interprétation erronée au genre *Pseudaxinoides* correspondent au genre *Pseudaxine*. **Nous proposons une synonymie entre les deux genres et nous transférons toutes les espèces du genre *Pseudaxinoides* au genre *Pseudaxine*, en créant les combinaisons suivantes : *Pseudaxine australis* (Lebedev, 1968) n. comb ; *Pseudaxine bychowskyi* (Lebedev, 1977) n. comb ; *Pseudaxine caballeroi* (Lebedev, 1977) n. comb ; *Pseudaxine cariaensis* (Nasir & Fuentes-Zambrano, 1983) n. comb ; *Pseudaxine decapteri* Yamaguti, 1968 n. comb ; *Pseudaxine pusanowi* (Lebedev, 1984) n. comb ; *Pseudaxine vietnamensis* (Lebedev, Parukhin & Roitman, 1970) n. comb. (Lebedev, 1968, 1970, 1977 ; Nasir et Fuentes Zambrano, 1983 ; Yamaguti, 1968).**

Par ailleurs, il est à noter que ces ouvertures vaginales multiples ont été utilisées chez les Gastrocotylidae pour séparer deux genres *Allopseudaxine* Yamaguti, 1943 et *Allopseudaxinoides* Yamaguti, 1965 (Yamaguti, 1943, 1965). Il est recommandé de faire une étude moléculaire pour confirmer la validité des deux genres

· **Tableau 74** : comparaison des données morphométriques de *Pseudaxinoides* sp. et de *Pseudaxine trachuri* Parona & Perugia 1889

Espèces	<i>Pseudaxine trachuri</i>				<i>Pseudaxinoides</i> sp.	<i>Pseudaxine trachuri</i>	<i>Pseudaxine trachuri</i>
Source	Parona & Perugia (1889)	Yamaguti (1938) Yamaguti (1942)	Sproston (1946)		Présente étude	Présente étude	Présente étude
Hôtes	<i>Trachurus trachurus</i>				<i>Boops boops</i>	<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Boops boops</i>
Localités	Italie ,M.	Japon, o.P.	Japon, o.P.	Plymouth, o.A.		Algérie, M.	Algérie, M.
Longueur du haptère					590 (300 - 1058,14, n = 15)	784 (560 - 1440, n = 12)	954 (500 - 1400, n = 27)
Longueur totale	4000-6000	2700-3100	3000	2300		2836 (2250 - 4100, n= 14)	2400 ± 482 (1450 - 3300, n = 31)
Largeur totale		360-400		530	434 (200 - 733, n = 15)	583 (310 - 870, n = 1)	647 ± 150 (300 - 900, n = 31)
Nombre de pinces	24-32	20-22	31	27	26 (20 - 30, n = 15)	25 (17 - 30, n = 15)	27 ± 2 (20 - 30, n = 34)
Longueur des pinces					27 (13 - 45, n = 15)	43 (31 - 50, n = 28)	40 (30 - 48, n = 29)
Largeur des pinces	60			51	17 (11 - 38, n = 15)	30 (20 - 50, n = 28)	26 (20 - 34, n = 29)
Longueur des crochets	25	24	33	23		27 (21 - 30, n = 13)	29 (24 - 36, n = 27)
Longueur des hamuli	10	12	15	13.5		10 (6 - 12, n = 11)	13 (12 - 14, n = 20)
Longueur ventouses buccales	40*	36-42	39		34 (18 - 50, n = 15)	34 (20 - 50, n = 12)	39 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Largeur ventouses buccales		33-36	33		30 (14 - 50, n = 15)	34 (20 - 50, n = 12)	38 ± 5 (25 - 48, n = 35)
Longueur du pharynx		42	45		25 (4 - 55, n = 15)	45 (28 - 60, n = 10)	42 ± 5 (31 - 50, n = 33)
Largeur du pharynx		36	36		28 (18 - 42,4, n = 15)	44 (28 - 55, n = 10)	41 ± 5 (28 - 50, n = 33)
Longueur de l'atrium génital					21 (10 - 38, n = 15)	39 ± 7 (25 - 48, n = 14)	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Largeur de l'atrium génital					19 (9 - 38, n = 15)	42 ± 4 (35 - 48, n = 14)	34 ± 4 (28 - 45, n = 34)
Nombre de crochets de l'atrium	>24	13	14	16		12 ± 0 (12 - 12, n = 13)	12 ± 0 (12 - 12, n = 31)
Longueur de crochets de l'atrium		20	20			21 ± 1 (20 - 21, n = 16)	17 (12 - 20, n = 26)
Distance atrium genital-e.a		300-330	300		161 (100 - 261, n = 15)	238 ± 58 (180 - 370, n =11)	229(130 - 360, n = 33)

4. Famille Axinidae Unnithan, 1957

Diagnose d'après Price (1962)

Mazocraeidea. Corps généralement allongé, aplati dorso-ventralement, avec extrémité postérieure plus ou moins tronquée. Ventouses buccales aseptées, souvent pourvues de petites papilles arrondies ou de denticules. Hapteur portant une rangée de pinces de type *Microcotyle* le long de l'extrémité postérieure; pinces disposées en deux rangées; rangées de pinces séparées par une languette minuscule portant des crochets. Atrium génital et/ou cirre armé ou inerme ; testicules folliculaires, post-ovariens. Ovaire en forme de U ou de J, avec branches proximale et distale dirigées antérieurement; vagin simple, ouverture vaginale dorsale, latérale, sub-médiane ou médiane, ouverture vaginale généralement armée d'épines en forme de cornes, ou, rarement d'une rangée incomplète d'épines incurvées; canal génito-intestinal présent ; vitellogène semblable à celui des Microcotylidae.

Une seule sous famille, celle des Axininae Monticelli, 1903 est présente dans nos résultats.

4.1. Sous famille Axininae Monticelli, 1903

Diagnose d'après Price (1962)

Axinidae. Hapteur asymétrique, avec pinces unilatérales ; une ou deux paires de crochets larvaires et pinces rudimentaires présentes dans la partie postérieure de l'axe du corps. Testicules nombreux, post-ovariens ; atrium génital et/ou cirre armé généralement. Ovaire en boucle, avec extrémité distale dirigée vers l'avant ; pore vaginal latéral ou médio-dorsal.

Genre type : *Axine* Abildgaard, 1794

Les Axininae récoltés appartiennent au genre *Axine* Abildgaard, 1794

4.1.1. Genre *Axine* Abildgaard, 1794

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Axininae. Hapteur asymétrique, un côté complètement ou presque inexistant, ou portant une courte rangée de pinces, l'autre côté avec une longue rangée de nombreuses pinces de type *Microcotyle*; sclérites latéraux des pinces articulés ou non, sclérite médian avec ou sans sclérites accessoires; une ou deux paires de crochets portées par une languette haptoriale ovale ; languette avec crochets larvaires parfois incorporés au milieu de la marge haptoriale, et de part et d'autre de celle-ci des pinces naissantes; occasionnellement deux paires de crochets de différents types au niveau de l'extrémité postérieure de l'axe du corps. Branches intestinales ramifiées, atteignant le hapteur. Testicules nombreux, post-

ovariens; atrium génital et /ou cirre recouverts de nombreuses épines légèrement incurvées vers l'extérieur ; épines atriales en deux ou trois groupes uniformes ou de forme différente; pore génital pouvant être entouré de fibres musculaires radiaires ou circulaires. Ovaire en boucle, avec extrémité distale dirigée vers l'avant; réceptacle séminal présent ; canal génito-intestinal antérieur par rapport à l'ovaire ou croisant l'ovaire ; vagin s'ouvrant dans le vitelloducte droit ou gauche à proximité de la bifurcation des deux vitelloductes, ou directement dans cette bifurcation, ou encore rejoignant l'oviducte; ouverture vaginale latérale, généralement armée d'épines; vitellogène s'étendant le long des branches intestinales, débutant au niveau du pore vaginal ou derrière ce dernier; réservoir vitellin en forme d' « Y » en grande partie ou entièrement pré-ovarien. Œufs avec filament à chaque pôle. Parasites de poissons marins Téléostéens.

Espèce type : *Axine belones* Abildgaard, 1794.

Hôte type: *Belone acus* Risso, 1827, synonyme de *B. belone* Lowe, 1839 (Worms, 2019).

Localité type: Danemark, Atlantique Nord (Abildgaard, 1794 in Strelkov, 1953).

Nous avons prélevé une seule espèce déjà connue du genre *Axine* : *Axine belones* Abildgaard, 1794 chez *Belone belone*.

4.1.1.1. *Axine belones* Abildgaard, 1794

Hôte: *Belone belone* Lowe, 1839.

Habitat: Branchies, entre les filaments branchiaux.

Localités: Bouharoune, Zemmouri, Cap Djinet. Algérie.

Description (fig. 119-124 ; pl.13-15)

Les données morphométriques d'*Axine belones* sont consignées dans le **tableau 75**.

Le corps est triangulaire (**fig. 119 A ; pl. 13 A**). Le haptur asymétrique et oblique est armé d'une seule rangée de pinces (**fig. 119 B ; pl. 13 B, C**). Les pinces sont disposées en deux files séparées par les crochets larvaires (**fig. 119 C**). Les pinces sont formées de deux mâchoires, soutenues par des sclérites, avec une disposition de type *Microcotyle* (**fig. 120 A**).

La mâchoire antérieure, présente sur la ligne médiane un sclérite **Ma**, relativement long. Du côté distal, le sclérite **Ma** se termine en V à branches courtes. Du côté proximal, **Ma** se poursuit par **Mp** qui s'élargit et se courbe pour passer dans la mâchoire postérieure. Les bords la mâchoire antérieure sont soutenus par des sclérites périphériques : deux sclérites

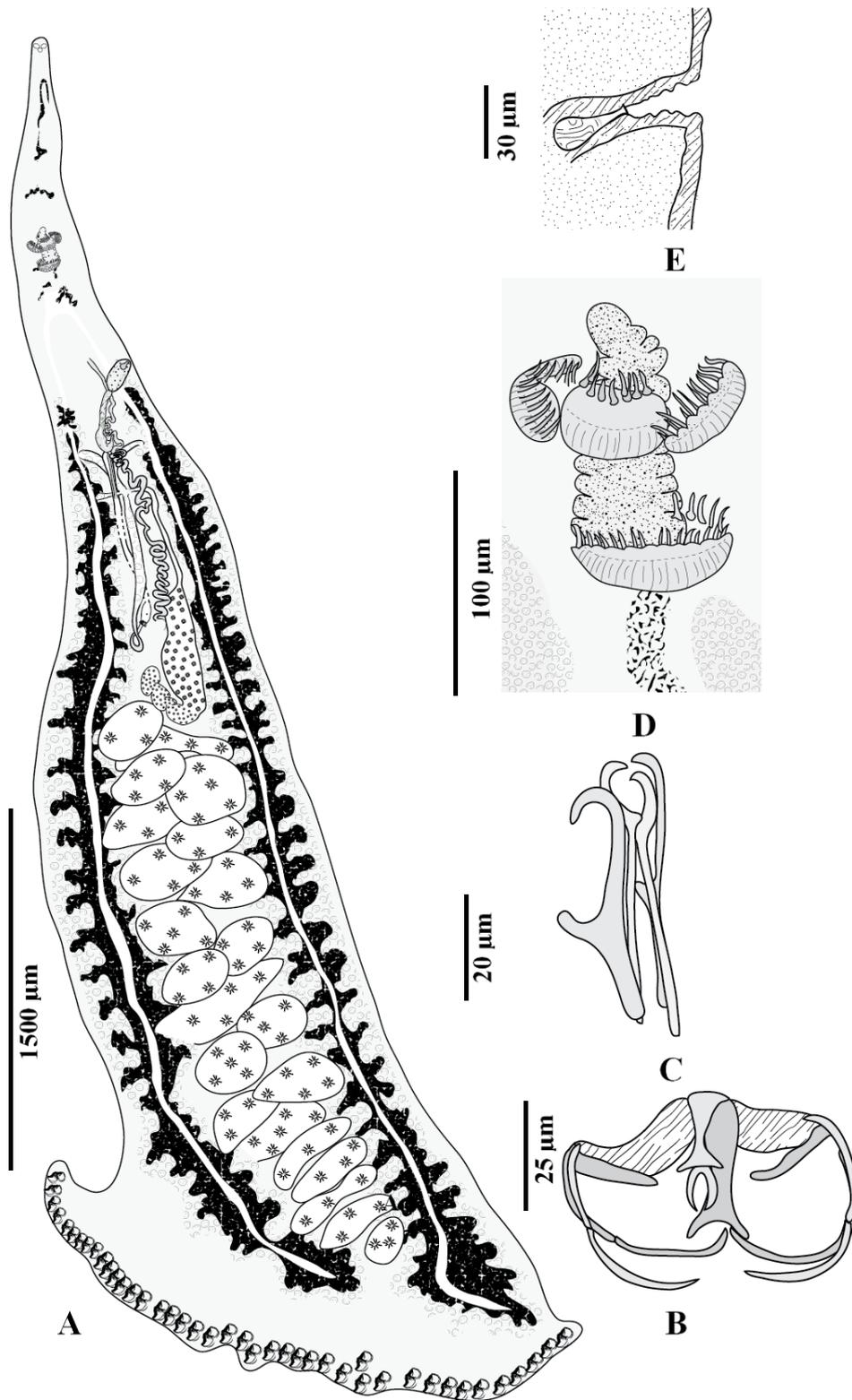


Figure 119 : *Axine belones* Abildgaard, 1794.

- A : morphologie générale (vue ventrale).
- B : pince *in toto* (vue postérieure).
- C : crochets de la languette haptoriale.
- D : organe copulateur mâle.
- E : vagin.

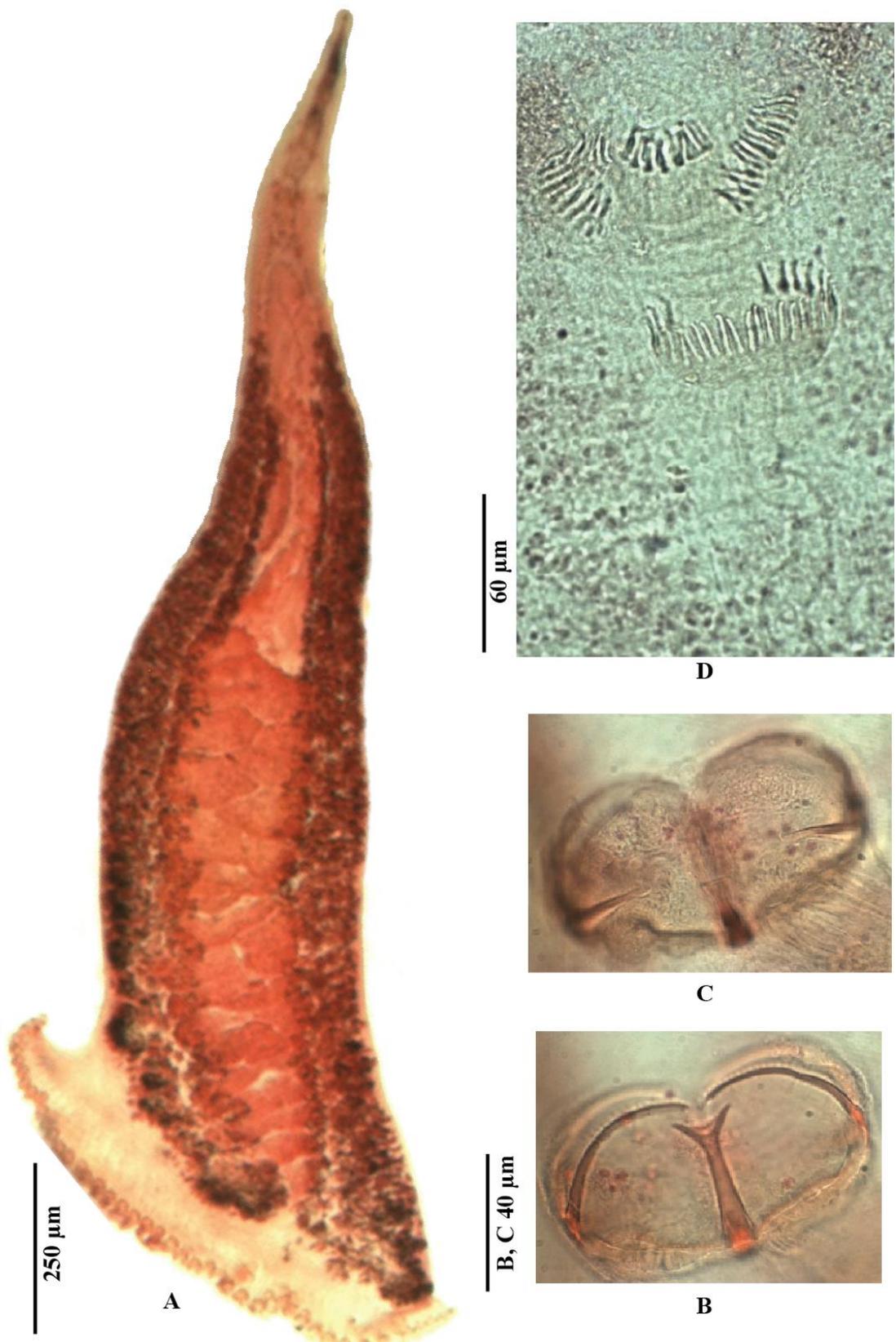


Planche 13: *Axine belones* Abildgaard, 1794.

A : morphologie générale (vue ventrale).

B : pince (vue antérieure).

C : pince (vue postérieure).

D : organe copulateur mâle.

latéraux *AI1* et *AI2* et deux axiaux *As1* et *As2*. Ces sclérites s'agencent comme suit : du côté proximal, *AI2* s'articule sur *AI1* et *As2* s'articule sur *As1* (fig. 120B).

Dans la mâchoire postérieure, le sclérite *Mp* se termine en T au-dessous duquel s'articulent deux pièces sclérifiées *Rs* et *Ri* qui dessinent un U du côté distal. Du côté proximal, les sclérites *AI2* et *As2* se continuent chacun dans la mâchoire postérieure, par un prolongement n'atteignant pas les sclérites *Rs* et *Ri*.

Les bords de la mâchoire postérieure sont soutenus également par des sclérites périphériques : deux sclérites latéraux *PI1* et *PI2* et deux axiaux *Rs1* et *Rs2*. Ces sclérites s'articulent du côté proximal, *PI1* s'articule sur *PI2* et *Rs1* s'articule sur *Rs2*(fig. 120B).

Du côté proximal, un muscle relie *As2* à *Rs1* et *AI2* à *PI1* (fig. 120A).

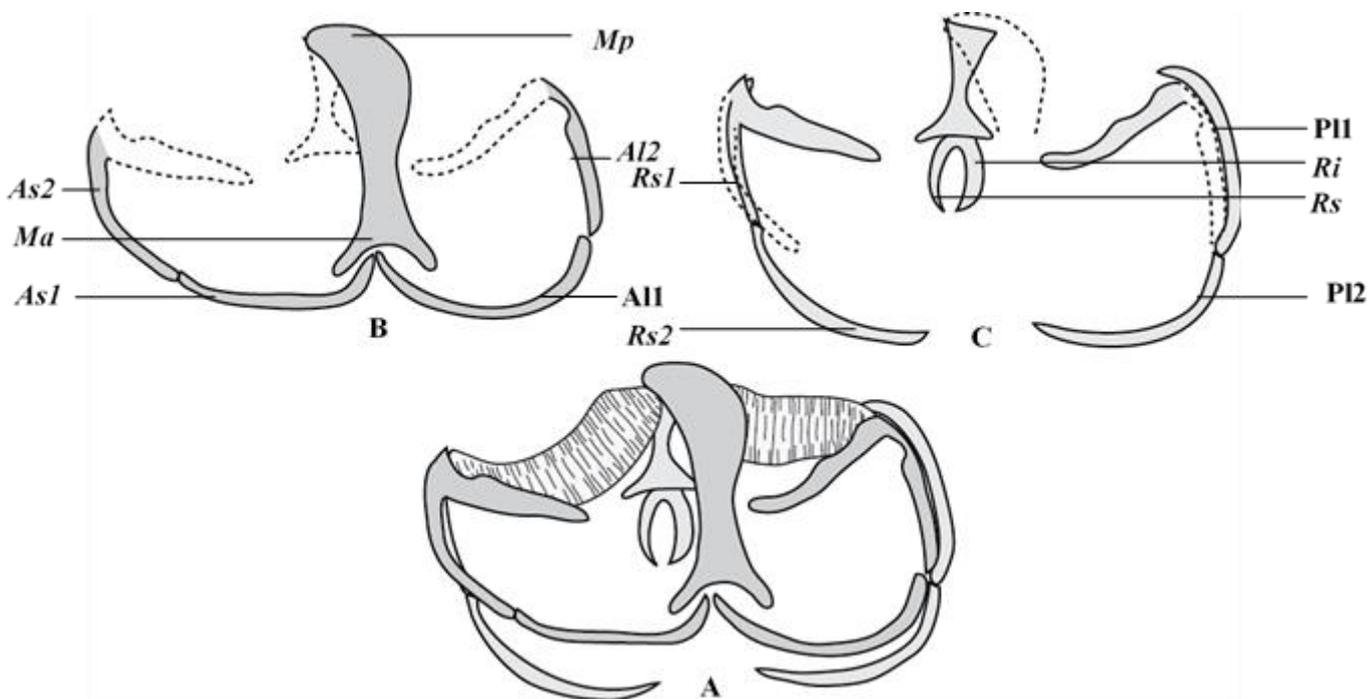


Figure 120 : disposition des sclérites de pince d'*Axine belones* Abildgaard, 1794.

A : pince *in toto*, vue ventrale. **B** : mâchoire antérieure isolée. **C** : mâchoire postérieure isolée.

Une petite languette incorporée au milieu du hapter, porte deux paires de crochets larvaires : une paire postérieure à fléaux et une paire de hamuli.

La bouche est sub-terminale ; elle s'ouvre au-dessus de deux ventouses. Les ventouses musculaires sont subcirculaires et aseptées (fig. 121). Le pharynx ovale et musculaire se continue par un œsophage long, qui se scinde en deux branches intestinales (pl. 15 F) de longueur inégale. La branche intestinale gauche est légèrement plus longue que la branche droite. Ces branches émettent des diverticules latéraux et s'étendent dans le hapter.

Les testicules localisés dans l'espace intercœcal de la moitié postérieure du corps, sont disposés en deux rangées longitudinales puis en une seule rangée. Le canal déférent ventral, s'étend jusqu'à la base de l'organe copulateur mâle (**pl. 13 D ; pl. 15 A, D**). Le cirre musculueux et conique, est armé à sa base d'une rangée d'épines (**fig. 119 D**). Il se termine par une partie postérieure évaginable. L'atrium génital ventral, s'ouvre sur la ligne médio-longitudinale. Sa paroi est pourvue de trois groupes d'épines : un groupe impair situé sur la ligne médiane, formé d'épines disposées en couronne ; deux groupes latéraux, symétriques à l'axe longitudinal du cirre et situés de part et d'autre de la couronne.

Ces groupes d'épines sont soutenus par une base musculaire visible. La position relative de ces groupes peut varier en fonction du degré de contraction du corps (**fig. 122 ; pl. 14**).

L'appareil génital femelle comprend un ovaire pré-testiculaire, allongé, en forme de J (**fig. 123**) qui se localise dans le tiers médian du corps. Il débute à droite de la ligne médiane par une masse volumineuse et descend obliquement, puis remonte à gauche parallèlement à l'axe longitudinal du corps.

De sa partie distale, part un long oviducte qui remonte antérieurement. Ce dernier se dirige ensuite vers la ligne médiane où il reçoit le canal génito-intestinal. Ce dernier se jette dans la branche intestinale droite juste au-dessus. Le réceptacle séminale est peu visible.

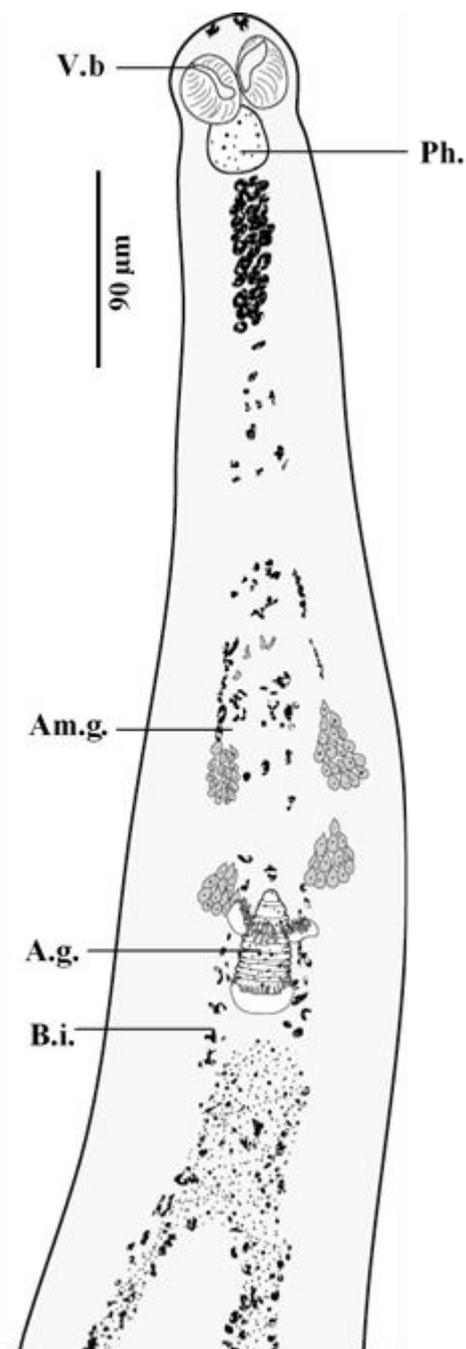
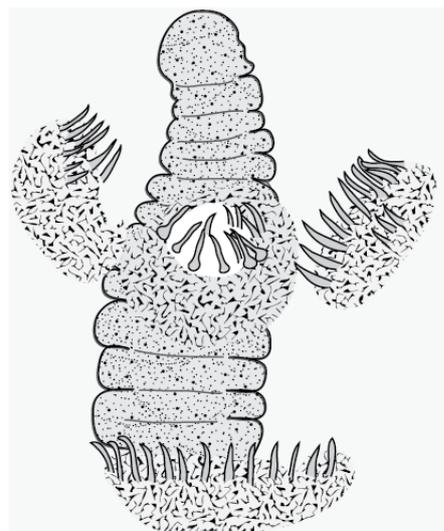
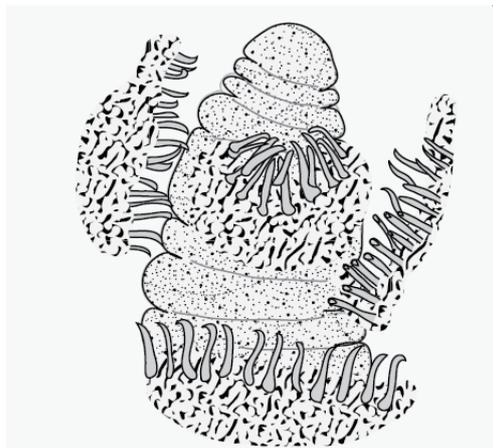
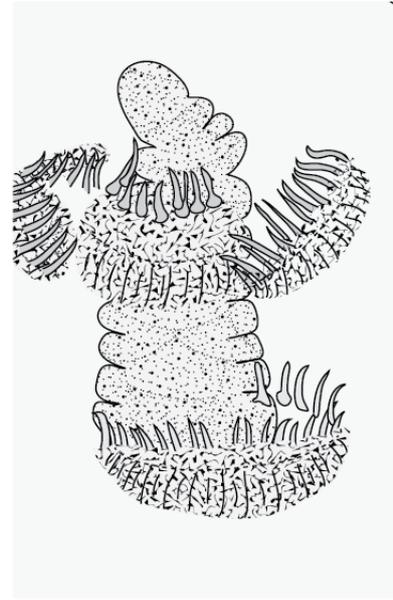
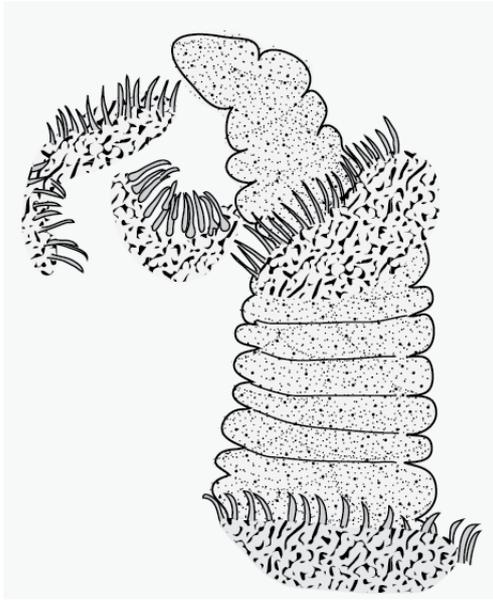


Figure 121 : *Axine belones* Abildgaard, 1794, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

V.b.: ventouses buccales. **Ph.** : pharynx. **A.g.** : atrium génital. **Am.g.** : amas glandulaires. **B.i.:** bifurcation intestinale.



50 μ m

Figure 122 : différentes organisations du complexe copulateur mâle d'*Axine belones*
Abildgaard, 1794.

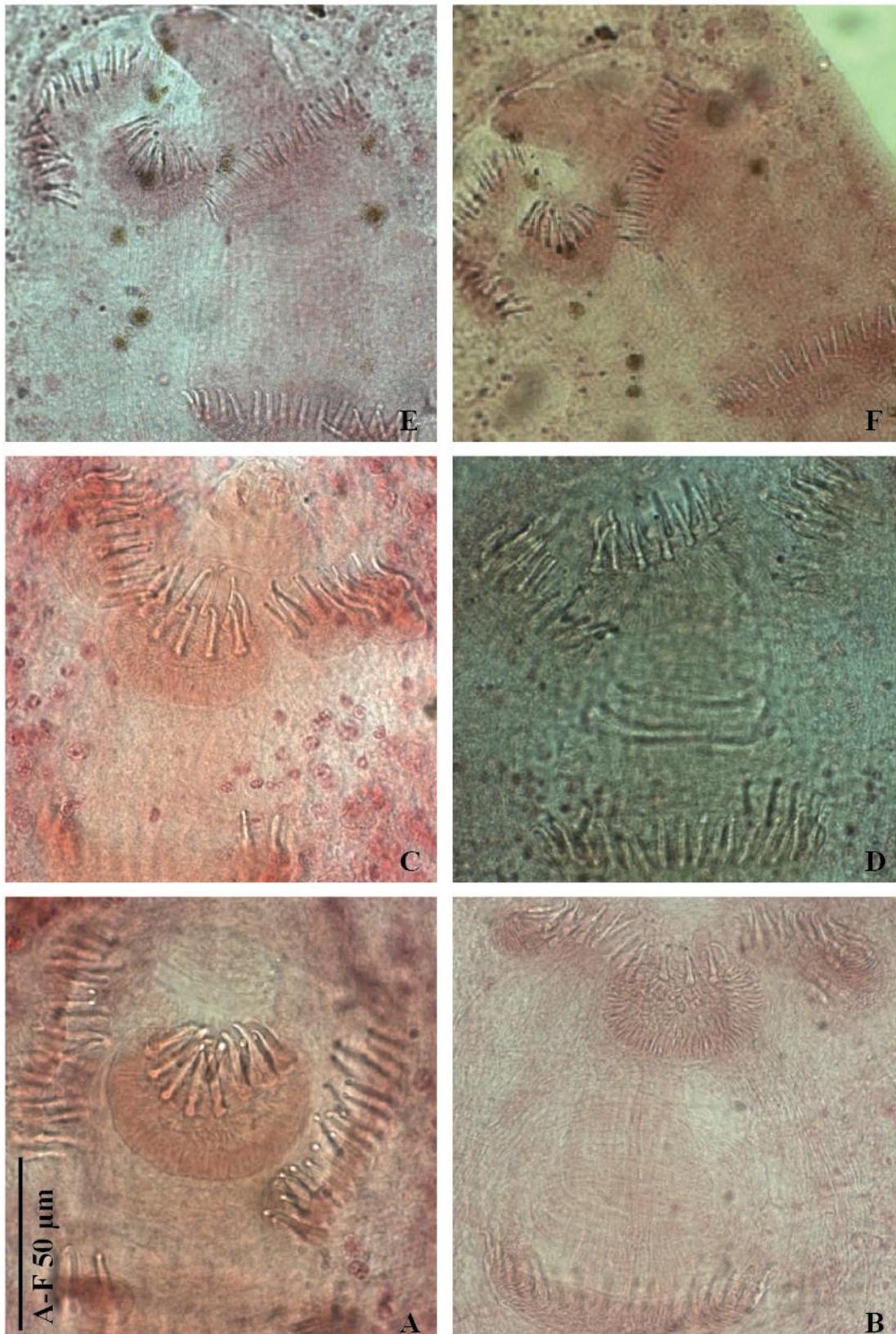


Planche 14 : différentes organisations du complexe copulateur mâle d'*Axine belones*
 Abildgaard, 1794.

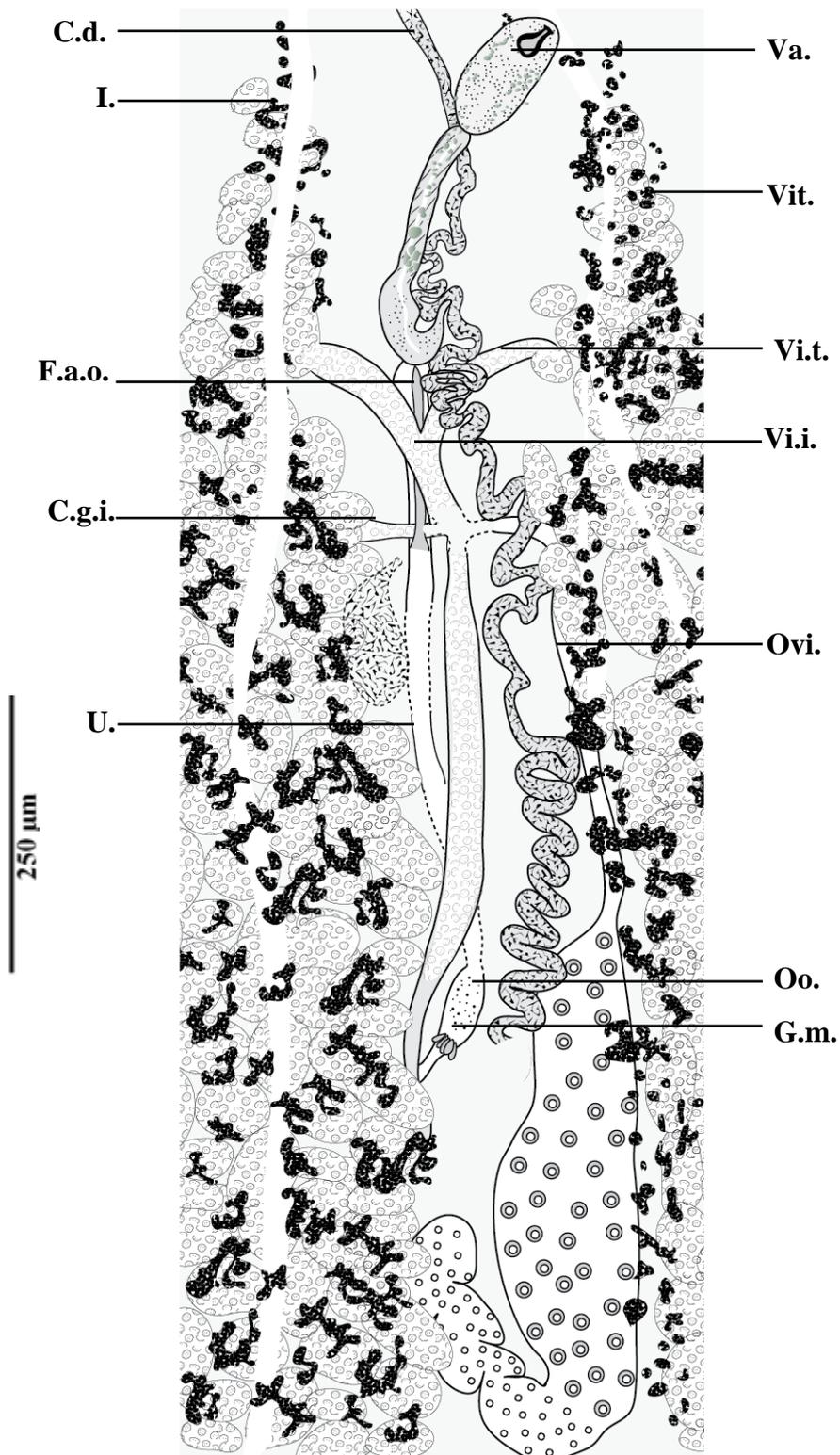


Figure 123 : complexe génital d'*Axine belones* Abildgaard, 1794

Va. : vagin. **Vit.** : vitellogène. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Ovi.** : oviducte. **Oo.** : ootype. **G.m.** : glandes de Mehlis. **C.d.** : canal déférent. **I.** : intestin. **Ca.v.**: canal vaginal. **F.a.o.**: filament antérieur de l'oeuf. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **U.** : utérus.

Le vagin, immédiatement postérieur à la bifurcation intestinale, s'ouvre latéralement sur le côté gauche du corps (**fig. 124**). Il est caractérisé par une sclérisation en col de bouteille (**pl. 15 B. C**). L'ouverture vaginale donne accès à une large cavité vaginale dont la paroi est recouverte de petites épines. Cette cavité se termine par une base musculaire concave munie de nombreuses structures sclérifiées semblables aux épines (**pl. 15 E**).

Les vitellogènes latéraux, entourent les branches intestinales et s'étendent du pore vaginal jusqu'au hapter. Les vitellobes transverses s'unissent légèrement à la base de la partie musculaire du canal vaginal formant le vitellobe impair.

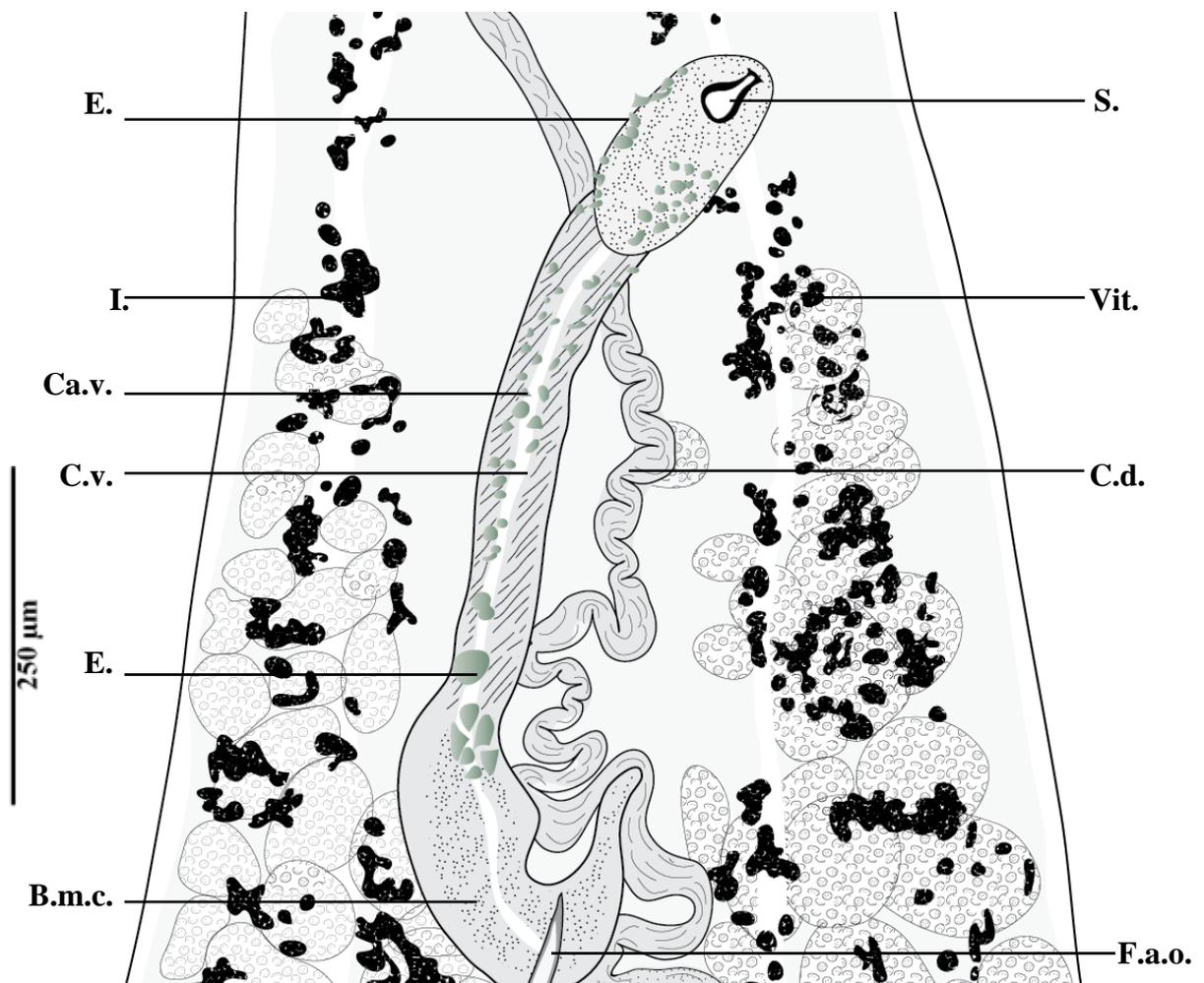


Figure 124: *Axine belones* Abildgaard, 1794, détail de de la zone vaginale.

Va. : vagin. **Vit.** : vitellogène. **C.d.** : Canal déférent. **F.a.o.** : filament antérieur de l'œuf. **E.** : épines. **I.** : Intestin. **Ca.v.** : cavité vaginale. **C.v.** : conduit vaginal. **B.m.c.** : base musculaire concave. **S.** : sclérisation.

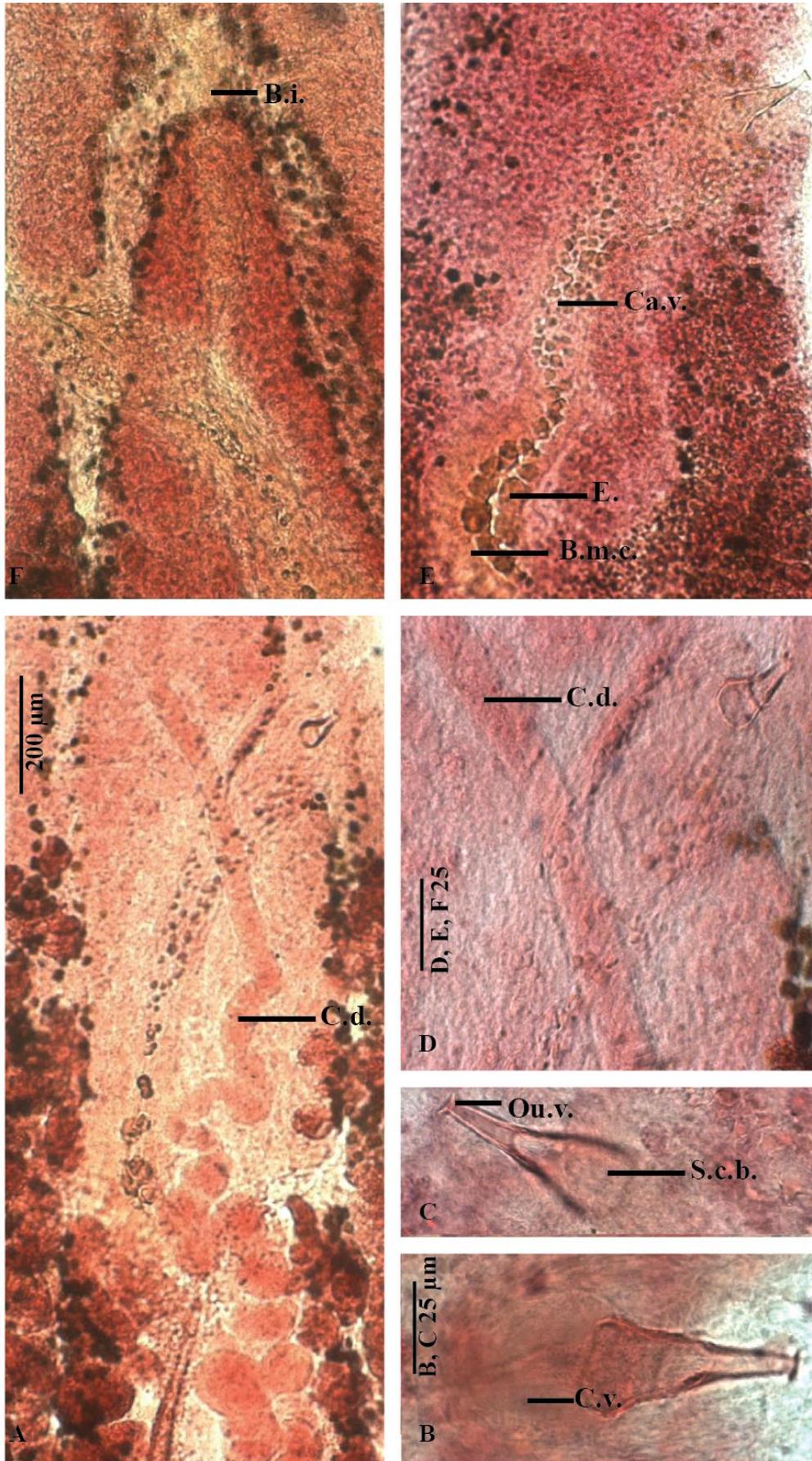


Planche 15: *Axine belones* Abildgaard, 1794, détail de la zone du vagin.

Tableau 75 : données morphométriques d'*Axine belones* Abildgaard, 1794 du littoral algérien.

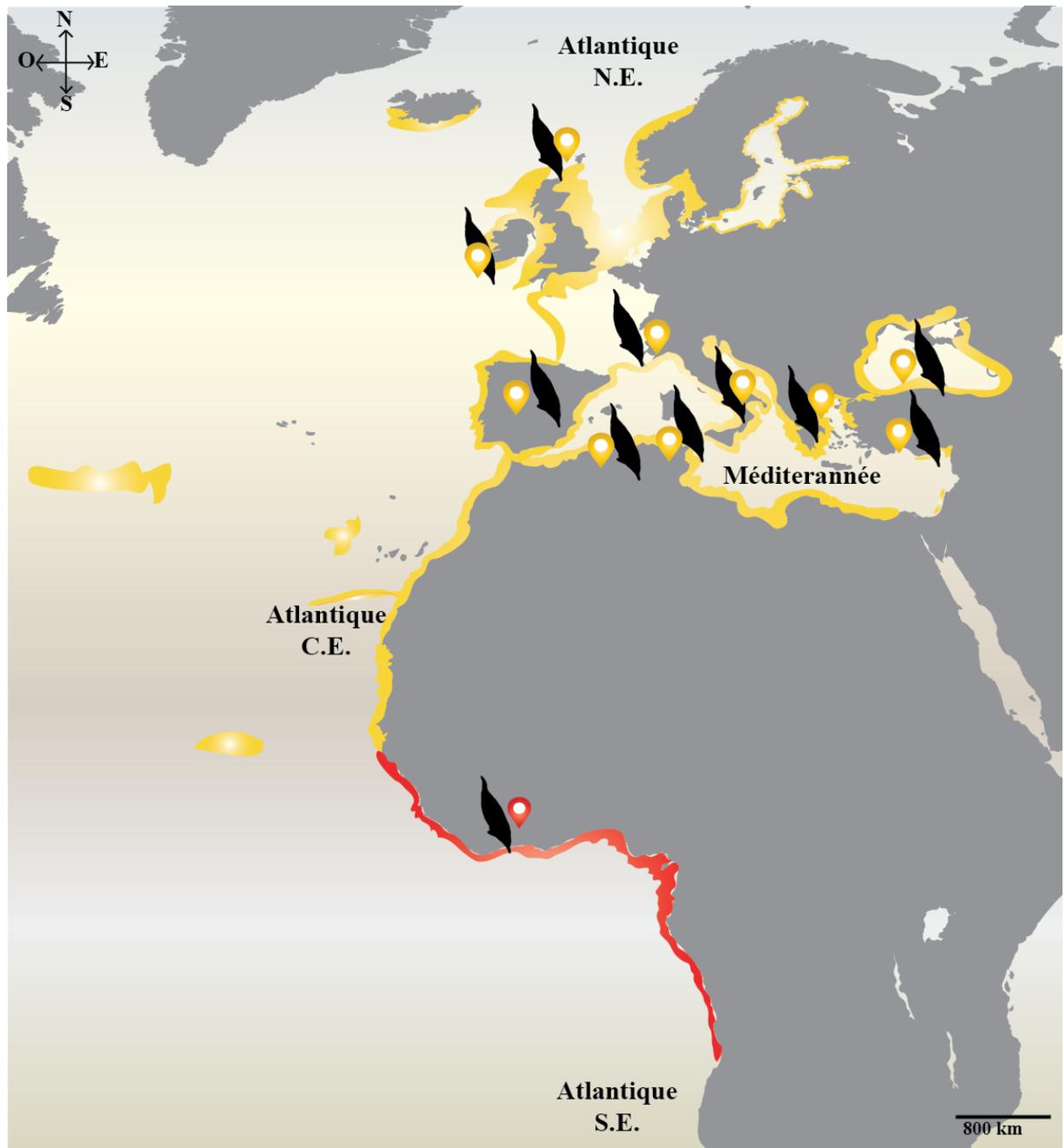
Longueur du hapter	1150-2100 (2050)
Longueur totale	5500-7400 (6300)
Largeur du corps	1445-2240 (1975)
Nombre de pinces	65-80 (77)
Longueur des pinces	75-100 (85)
Largeur des pinces	80-95 (92)
Longueur des uncinuli	36-42 (40)
Longueur des hamuli	18- 20 (20)
Longueur des ventouses buccales	30-45 (44)
Largeur des ventouses buccales	30-38 (35)
Longueur du pharynx	30-45 (42)
Largeur du pharynx	25-32 (30)
Nombre de testicules	32-43 (36)

Répartition géographique d'*Axine belones* Abildgaard, 1794

Axine belones est un Monogène cosmopolite. Il a été signalé dans différentes localités chez *Belone belone* et *B.senegalensis* (Linnaeus, 1958) en mer Noire (Strelkov, 1953), Atlantique (van Beneden (1856 in Radujkovic & Euzet, 1989) et en Méditerranée (**tab. 76** ; **fig. 125**). Sa répartition méditerranéenne est assez étendue ; il a été mentionné sur les côtes de l'Espagne (Lopez-Romàn & Guevara Pozo, 1973), France (Euzet, 1955 ; Euzet & Lopez-Roman, 1973), Italie (Parona, 1902 ; Palombi, 1949 ; Ulmer & James, 1981) Monténégro (Radujkovic & Euzet, 1989), Turquie (Özer & Yurakhno, 2013) ainsi qu'en Tunisie (Euzet & Lopez-Roman, 1973 ; Châari et al., 2015, 2016). Nous le rapportons pour la première fois en Algérie.

Tableau 76 : répartition géographique d'*Axine belones* Abildgaard, 1794.

Hôtes / localités	Sources
<i>Belone belone</i> (hôte-type)	
Méditerranée	
France	Euzet (1955), Euzet & Lopez-Roman (1973)
Italie	Parona (1902), Palombi (1949), Ulmer & James (1981)
Espagne	Lopez-Romàn & Guevara Pozo (1973)
Turquie	Özer & Yurakhno (2013)
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
Tunisie	Euzet & Lopez-Roman (1973), Châari et al. (2015, 2016a)
Algérie	Présente étude
Océan atlantique	
Brest	van Beneden (1856) in (Radujkovic & Euzet 1989)
Plymouth	Scott (1911), Price (1962)
Mer Noire	Strelkov (1953)
<i>Belone senegalensis</i> (Linné, 1958)	
Océan Atlantique	Baer (1972)



-  Répartition géographique du poisson hôte *Belone belone*.
-  Mention d'*Axine belones* chez *Belone belone*.
-  Répartition géographique du poisson hôte *Belone senegalensis*.
-  Mention d'*Axine belones* chez *Belone senegalensis*.

Figure 125 : répartition géographique d'*Axine belones* Abildgaard, 1794 et de ses hôtes.

Discussion

La possession d'un hapter asymétrique pourvu de nombreuses pinces et d'un atrium génital armé de trois groupes d'épines place les spécimens récoltés chez *B. belone* au sein des Axininae. La disposition des épines atriales de la partie distale du groupe médian en une seule rangée, rattache nos spécimens certainement au genre *Axine* (critère exclusif des espèces du genre *Axine*) et à l'espèce *Axine belones*. Par leur caractères morpho-anatomique, nos spécimens de *A. belones* sont semblables à ceux décrits dans différentes régions ; nous ne notons pas de différences morphométriques (**tab. 77**).

En 1903, Monticelli a créé au sein de la famille des Microcotylidae, la sous famille des Axininae Monticelli, 1903 avec comme genre type *Axine* Abildgaard, 1794 pour regrouper les Monogènes possédant un hapter asymétrique latéral dont les crochetons persistent chez l'adulte (Hargis, 1956) ; il y place trois genres: *Axine*, *Pseudaxine* et *Gastrocotyle*. Ce statut systématique, accepté par Price (1945) et Hargis (1956) a été réfuté par de nombreux auteurs qui ont considéré les Axininae et les Microcotylinae comme synonyme (Hargis, 1956).

En, 1957 Unnithan, ignorant probablement le travail de Monticelli (1903), tout comme Hargis (1954), crée la famille des Axinidae et y inclut trois sous-familles: Heteraxininae Unnithan, 1957 ; Monaxininae Unnithan, 1957 et Axininae Unnithan, 1957. Price (1962) reconnaît la validité des Axinidae et propose des clés de diagnoses des sous-familles et des genres de cette famille.

La famille des Axinidae comprend 16 genres, dont les plus représentatifs sont *Axine* et *Axinoides* Yamaguti, 1938. Cette famille a pour genre type *Axine* créé en 1794 par Abildgaard avec comme espèce type *Axine belones* trouvé chez l'hôte *Belone acus* (Strelkov, 1953) synonyme de *Belone belone* (WoRMS, 2019).

Yamaguti (1938), en se basant sur la disposition des pinces, la forme de l'ovaire et la position des vagins, subdivise le genre *Axine* en 3 sous genres : *Heteraxine* Yamaguti, 1938 ; *Axinoides* Yamaguti, 1938 ; et *Axine* Yamaguti, 1938 (Yamaguti, 1938). Toutefois, Price (1945) soulève le rang de ces sous genres aux genres. Strelkov (1953) accepte la révision proposée par Price et apporte des précisions morphoanatomiques chez l'adulte. L'auteur définit l'ootype identifié auparavant comme vésicule séminale.

Actuellement, le genre *Axine* renferme 12 espèces (**tab. 78**) qui, à l'exception d'*Axine triglae* van Beneden & Hess, 1863 décrite sur les branchies du Triglidae *Chelidonichthys lucerna* (Linnaeus, 1758) n'infestent que les poissons de l'ordre des Beloniformes. Parmi ces espèces, *A. bellones* est méditerranéenne.

Tableau 77 : comparaison des données morphométriques d'*Axine belones* Abildgaard, 1794.

localités	France, Tunisie, Espagne, Méditerranée	Monténégro, Méditerranée	Mer Noire	Plymouth, Atlantique	Tunisie, Méditerranée	Algérie, Méditerranée
Sources	Euzet & Lopez-Roman (1973)	(Radujkovic & Euzet (1989)	Strelkov (1953)	Price (1962)	Châari et <i>al.</i> , (2016)	Présente étude
Longueur du corps	5600-9700	4000-9000	4000-6000	4400-8000	3900-7250	5500-7400 (6300)
Longueur du hapter				1700	1150-2000	1150-2100 (2050)
Largeur du corps	1440-2230	1800-2000	1000-1500		400-1050	1445-2240 (1975)
Nombre de pinces	59-77	50-70	28-54	60-65	43-66	65-80 (72)
Longueur des pinces			110-113	95-115	70-110	75-100 (85)
Largeur des pinces			70-80		20-60	80-95 (92)
Longueur des uncinuli				40		36-42 (40)
Longueur des hamuli				50		18- 20 (20)
Longueur des ventouses buccales	47-49	40		57	30-40	30-45 (44)
Largeur des ventouses buccales	30-33	30			20-35	30-38 (35)
Longueur du pharynx	39-42			30		30-45 (42)
Largeur du pharynx	27-30			20		25-32 (30)
Nombre de testicules	40-50	18-20		60	30-41	32-43 (36)
Distance atrium-extrémité antérieure	600-1200					550-1000 (610)

Axine belones a fait l'objet de nombreuses études taxinomiques. Les premières données sur la morphoanatomie de l'adulte sont celles d'Euzet et Lopez-Roman (1973). La dernière redescription de l'espèce est celle de Châari et al.(2016).

Par ailleurs, concernant la spécificité, l'analyse détaillée du **tableau 78** suggère que la spécificité d'*A. belones* serait de type oïoxène, strictement inféodé à *B. belone* et *A. belones* rapporté chez *B. senegalensis* serait probablement une espèce sp.

Cette spécificité oïoxène n'est pas un fait inhabituel au sein des Axinidae. En effet, les différentes sous espèces de *Tylosurus acus*, hébergent chacune son propre Axinidae, dans leur aires de distribution respectives (Châari et al, 2010):

- *Nudaciraxine imperium* Châari, Derbel & Neifar, 2010 parasite la sous-espèce Méditerranéenne *T. a. imperialis* (Rafinesque, 1810).

-*Neoaxine constricta* (Yamaguti, 1938) Price, 1946 a été mentionné au Pacifique chez la sous espèce *T. a. melanotus* (Bleeker, 1850).

-*N. gracilis* (Linton, 1940) Price, 1962 est inféodé à la sous-espèce atlantique *T. a. acus* (Lacepède, 1803)(Châari et al, 2010).

Cependant, il serait intéressant d'investiguer la quatrième sous espèce *T. a. rafale* Collette & Parin, 1970 ; elle hébergerait son propre Axinidae.

D'autre part, il semble que *A. belones* cité chez *Exocoetus volitans* Linnaeus, 1758 dans l'océan Indien par Baer (1972) serait *Axine ibañezi* Manuel Tantaleán, 1975 déjà décrite chez cet hôte et à laquelle a été assimilée *A. belones* de façon erronée.

Tableau 78 : hôtes et localités des *Axine* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794		<i>Belone belone</i> (Linnaeus, 1760) ; (Belonidae)	Danemark, océan Atlantique	Abildgaard (1794 <i>in</i> Strelkov, 1953)
<i>A. cypseluri</i> *(Meserve, 1938) Sproston, 1946	<i>Cestracolpa</i> <i>cypseluri</i> Meserve, 1938	<i>Cypselurus callopterus</i> (Günther, 1866) ; (Exocoetidae)	Îles Galápagos, Pacifique	Meserve (1938)
<i>A. yamagutii</i> *(Meserve, 1938) Sproston, 1946	<i>Cestracolpa</i> <i>yamagutii</i> Meserve, 1938	Un poisson volant non identifié	Mexique, océan Pacifique	
<i>A. tripathii</i> *Price, 1962	<i>Axine hemirhamphae</i> Tripathi, 1959	<i>Rhynchorhamphus georgii</i> (Valenciennes, 1847) ; (Hemiramphidae)	Bengal, océan indien	Price (1962)
<i>A. hyporhamphi</i> Price, 1962		<i>Hyporhamphus</i> sp. ;(Hemiramphidae)	Massachusetts, océan Atlantique	Price (1962)
<i>A. bulbosa</i> Yamaguti, 1968		<i>Platybelone platyura</i> (Bennett, 1832) ; (Belonidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti(1968)
<i>A. depauperati</i> Yamaguti, 1968		<i>Hemiramphus depauperatus</i> Lay & Bennett, 1839; (Hemiramphidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti(1968)
<i>A. diploporus</i> Yamaguti, 1968		<i>Ablennes hians</i> (Valenciennes, 1846) ; (Belonidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti(1968)
<i>A. spilonopteri</i> Yamaguti, 1968		<i>Cheilopogon spilonopterus</i> (Bleeker, 1865) ; (Exocoetidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti(1968)
<i>A. parini</i> Gichenok, 1974		<i>Euleptorhamphus viridis</i> (van Hasselt, 1823) ; (Hemiramphidae)	Océan Indien, océan Pacifique	Gichenok (1974)
<i>A. ibanezi</i> Tantalean, 1975		<i>Exocoetus volitans</i> Linnaeus, 1758 ; (Exocoetidae)	Pérou, océan Pacifique	Tantalean (1975)
<i>A. triglae</i> Van Beneden & Hess, 1863		<i>Chelidonichthys lucerna</i> (Linnaeus, 1758) ; (Triglidae)	Brest, océan Atlantique	van Beneden & Hess (1863)

* synonyme junior

5. Famille Heteraxinidae

Diagnose d'après Mamaev (1990)

Mazocraeidea. Hapteur asymétrique ; languette haptoriale avec crochets. Ventouses buccales généralement aseptées ; branches intestinales non confluentes, avec diverticules latéraux. Testicules nombreux, post-ovariens ; appareil copulateur complexe. Ovaire généralement en forme de ? ; vagin dorsal présent ou absent, à ouverture simple ou double; réceptacle séminal présent, rarement absent. Parasites de Carangidae principalement.

5.1. Sous famille Heteraxininae Unnithan, 1957

Diagnose d'après Price (1962)

Heteraxinidae. Hapteur asymétrique ; pinces plus nombreuses et plus grandes sur le long côté du hapteur ; languette haptoriale absente. Atrium génital et/ou cirre armé (s) ou inerme (s). Vagin présent ou absent.

Genre type : *Heteraxine* Yamaguti, 1938.

5.1.1. Genre *Zeuxapta* Unnithan, 1957

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Heteraxininae. Corps rétréci latéralement entre le pore génital et le pore vaginal. Hapteur asymétrique ; pinces de type *Microcotyle*, disposées en deux rangées de longueurs inégales mais de structure similaire. Extrémité antérieure tronquée, ventouses orales larges éloignées l'une de l'autre ; œsophage court ; branches intestinales ramifiées, s'étendant dans le hapteur, non confluentes postérieurement. Testicules nombreux, dans la moitié postérieure du corps ; canal déférent fortement sinueux ; canal éjaculateur enfermé dans un bulbe éjaculateur pourvu de fibres musculaires et s'ouvrant directement dans l'atrium génital ; atrium génital inerme. Ovaire en boucle, post-équatorial et pré-testiculaire ; canal génito-intestinal court, s'ouvrant dans la branche intestinale droite. Conduits vaginaux doubles issus des vitelloductes transverses. Vitellogène s'étendant le long des branches intestinales; vitelloductes impairs très longs. Œufs elliptiques, avec un long filament polaire. Parasites de poissons marins Téléostéens.

Espèce type : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938)

Hôte type : *Seriola dumerili* Tendeiro, 1960.

Localité type : îles Galápagos, océan Pacifique (Meserve, 1938).

5.1.1.1. *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938)

Synonymes : *Axine seriolae* Meserve, 1938 ; *Microcotyle seriolae* Yamaguti, 1940 ; *Heteraxine meservei* Sproston, 1946 ; *Zeuxapta zyxivaginata* Unnithan, 1957 ; *Zeuxapta japonica* Yamaguti, 1963.

Hôte : *Seriola dumerili* Tendeiro, 1960.

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Alger, Algérie.

Description (fig. 126-129 ; pl. 16, 17)

Les données morphométriques de 12 spécimens de *Zeuxapta seriolae* ont indiquées dans le **tableau 79**.

Le corps est très allongé (**fig. 127 A ; pl. 16 A**). Le hapter triangulaire et foliacé est asymétrique. Il porte deux rangés de pinces asymétriques de type *Microcotyle* (**fig. 127B ; pl. 16 B, C**), formée de deux mâchoires une antérieure et une postérieure (**fig. 126 A**).

La mâchoire antérieure présente un sclérite médian *a* qui se prolonge du côté distal en un Y à branche longues et pointues. Du côté proximal, *a* se replie et passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites *b*. du côté proximal, *b* se replie en donnant de courts prolongements sclérifiés. Le sclérite *b* gauche est plus long que le sclérite *b* droit d'où une légère asymétrie de la pince (**fig. 126 B**).

Dans la mâchoire postérieure, un court sclérite *f* s'articule ventralement sur *a*. Les lèvres de la mâchoire postérieure sont soutenues par deux sclérites *c* (**fig. 126 C**).

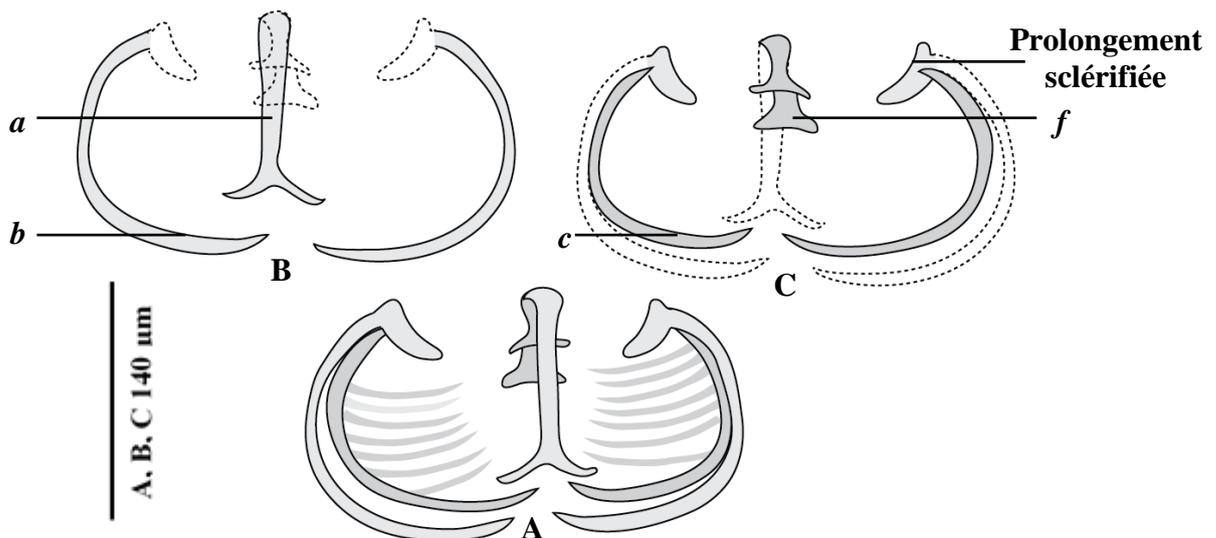


Figure 126 : disposition des sclérites de pince de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

A : pince *in toto* (vue ventrale). **B :** mâchoire antérieure isolée. **C :** mâchoire postérieure isolée

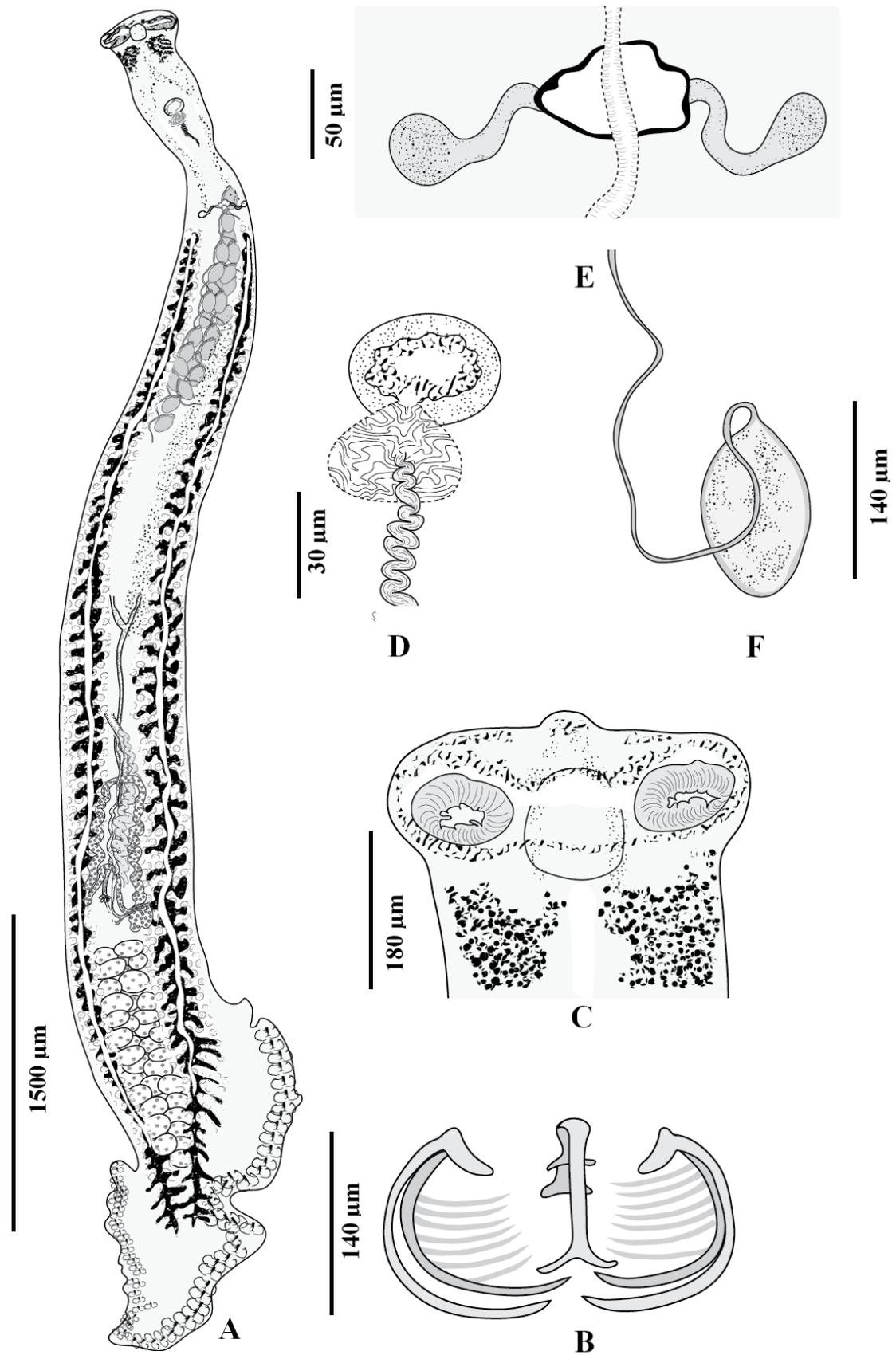


Figure 127 : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

A : morphologie générale, vue ventrale. **B** : pince *in toto*, vue ventrale. **C** : détail de l'extrémité antérieure. **D** : organe copulateur mâle. **E** : vagins. **F** : œuf.

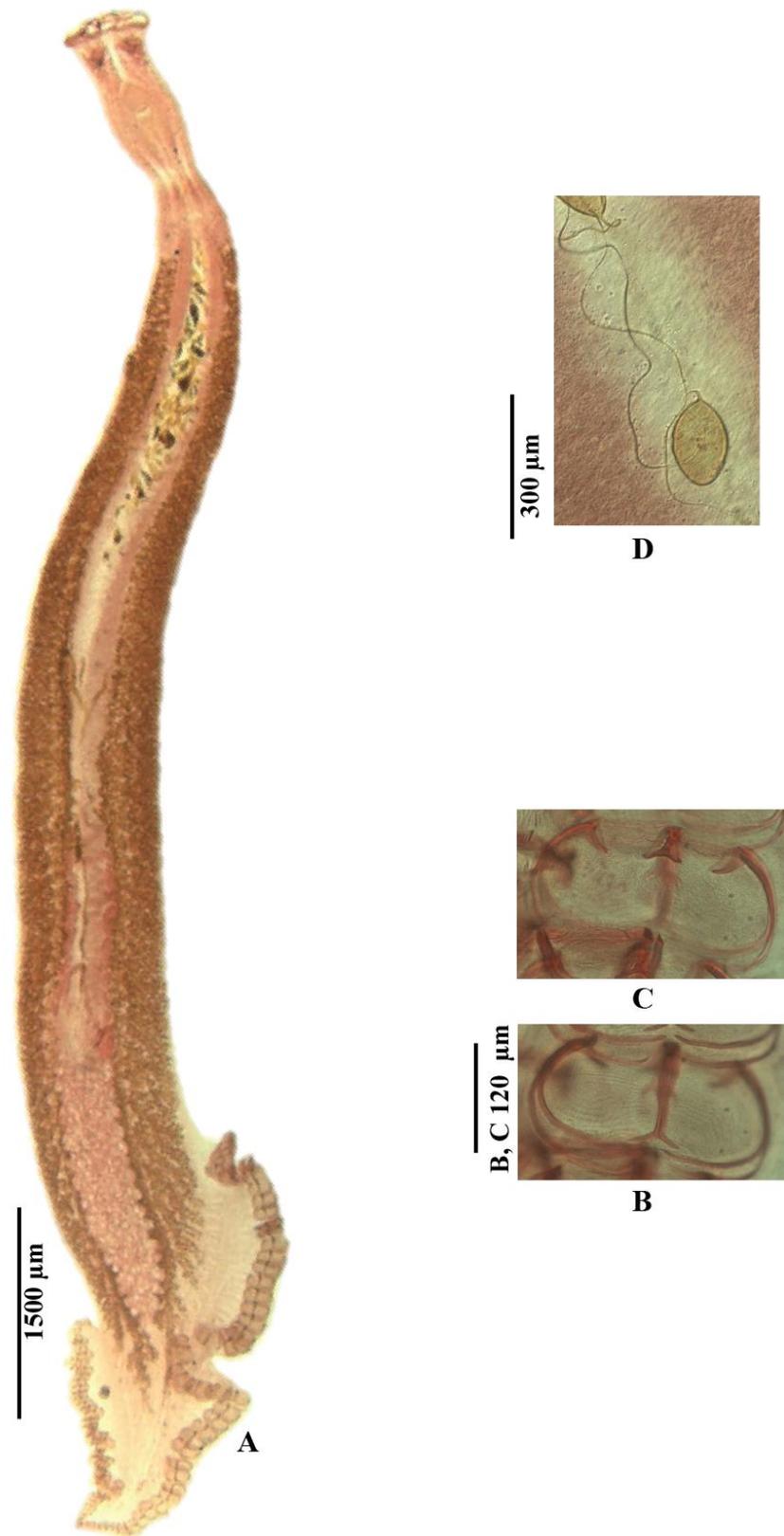


Planche 16 : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

A : morphologie générale, vue ventrale.

B : pince, vue ventrale.

C : pince, vue dorsale.

D : œuf.

L'appareil digestif débute par la bouche ventrale (**fig. 127C**). De chaque côté de la cavité buccale s'ouvre une ventouse ovale allongée (**fig. 128C**). Aux ventouses fait suite un pharynx sub-sphérique qui se poursuit par un œsophage assez long, entouré d'amas glandulaires latéraux. L'œsophage se scinde en avant de l'atrium génital en deux branches intestinales qui pénètrent le haptère.

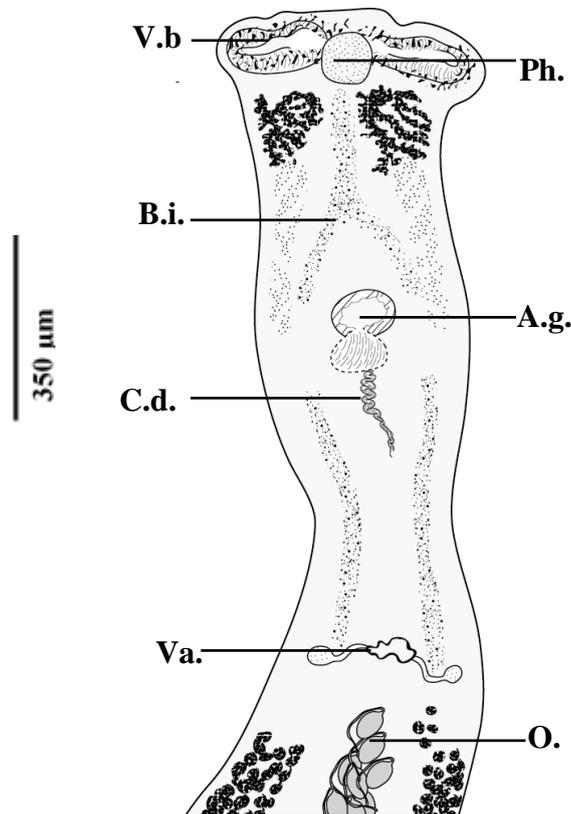


Figure 128 : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938), détail de la partie antérieure (vue ventrale)

V.b. : ventouses buccales. **B.i.** : bifurcation intestinale. **C.d.** : canal déférent. **Va.** : vagin.
Ph. : pharynx. **A.g.** : atrium génital. **O.** : œuf.

Les testicules très nombreux, se situent dans l'espace intercœcal. Des testicules part un canal déférent sinueux, qui se prolonge jusqu'à l'organe copulateur mâle où il se renfle en un bulbe éjaculateur (**fig. 127 D ; pl. 17 B**). L'atrium génital ventral, musculé et inerme (**pl. 17 D**) est pourvu d'un fin septum longitudinal qui le subdivise en deux logettes (**pl. 17 C**)

L'ovaire volumineux, occupe le tiers médian du corps (**fig. 129 ; pl. 17 A**). L'oviducte qui s'en détache reçoit le vitelloducte impair et le canal génito-intestinal. Ce dernier se jette dans la branche intestinale gauche. L'ootype marqué par les glandes de Mehlis se continue par l'utérus qui s'étend dorsalement sur la ligne médiane. Le vitellogène entoure les branches intestinales. Les vitelloductes transverses se réunissent sur la ligne médiane en un vitelloducte impair très long. Les vagins pairs s'ouvrent dorsalement, au niveau de la

restriction antérieure du corps (**fig. 127E; pl. 17 E**). Les œufs sub-sphériques sont munis chacun d'un long filament polaire (**fig. 127F ; pl. 16 D**).

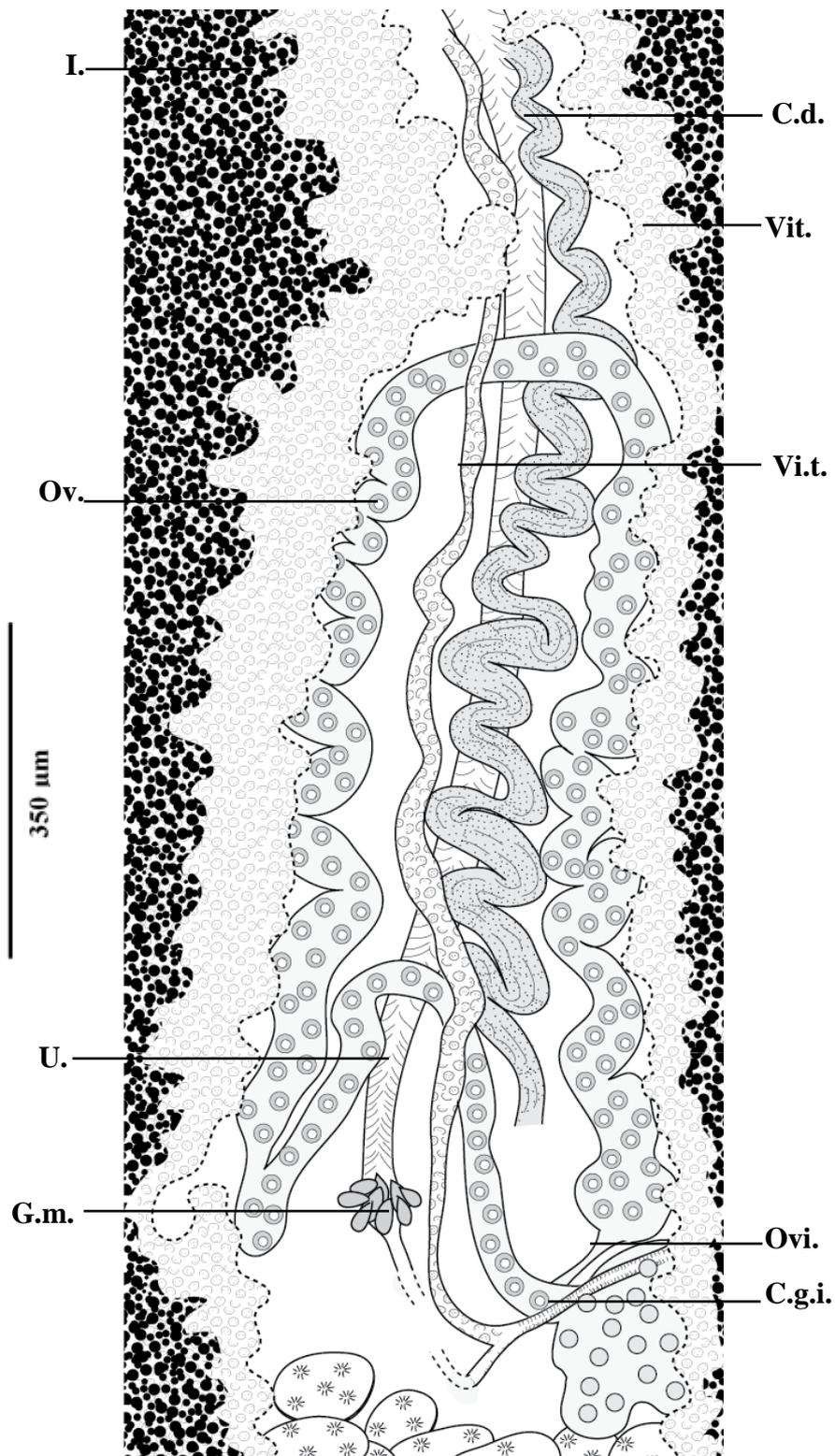


Figure 129 : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938), détail de la zone ovarienne (vue ventrale)

I. : intestin. **Ov.** : ovaire. **U.** : utérus. **G.m.** : glandes de Mehlis. **C.d.** : canal déférent. **Vit.** : vitello-gène. **Vi.i.** : vitello-ducte impair. **Ovi.** : oviducte. **C.g.i.** : canal génito-intestinal.

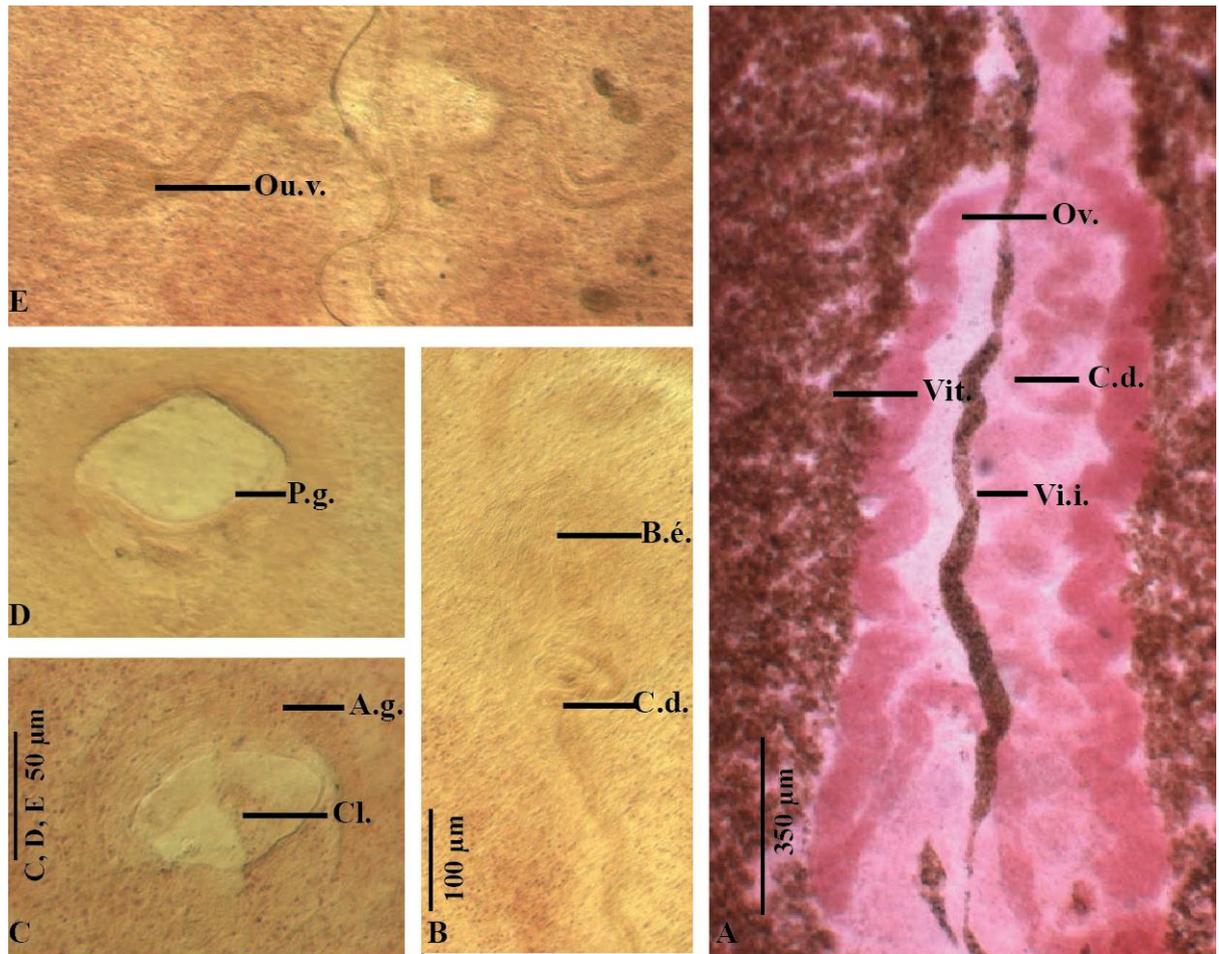


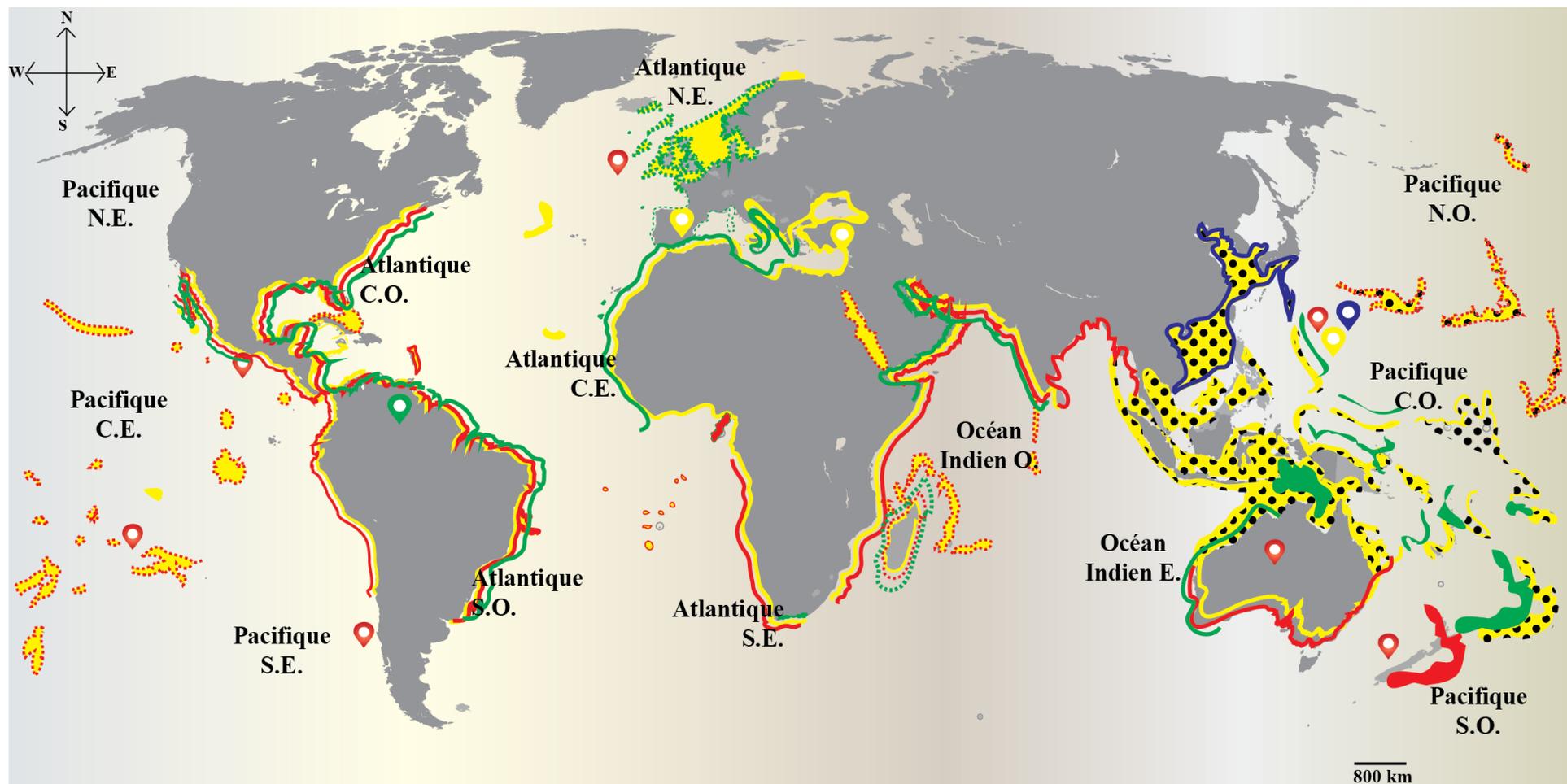
Planche 17 : *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

A : détail de la zone ovarienne. **B :** organe copulateur mâle. **C, D :** pore génital. **E :** vagin.

Ou.v. : ouverture vaginale. **P.g. :** pore génital. **A.g. :** atrium génital. **Cl. :** cloison. **Ov. :** ovaire. **Vit. :** vitellogène. **Vi.i. :** vitelloducte impair. **C.d. :** canal déférent.

Tableau 79: données morphométriques de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) du littoral algérien.

Longueur du corps	13000-20100
Longueur du haptur	
Longueur totale	
Largeur du corps	1720-19500
Nombre de pinces du côté court	24-26
Longueur des de pinces du côté court	
Largeur de pinces du côté court	498-587
Longueur des ventouses buccales	216-249
Largeur des ventouses buccales	149-174
Longueur du pharynx	99
Largeur du pharynx	66-75
Distance atrium génital-extrémité antérieure	
Nombre de testicules	
Longueur de l'œuf	149-166
Largeur de l'œuf	249



●●●● ■ Répartition géographique du poisson hôte *Seriola lalandi*.

■ Répartition géographique du poisson hôte *Seriola dumerili*.

●●●● ■ Répartition géographique du poisson hôte *Caranx hippos*.

■ Répartition géographique du poisson hôte *Seriola quinqueradiata*.

📍 Mention de *Zeuxapta seriolae*.

Figure 130 : répartition géographique de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) et de ses hôtes

Répartition géographiques de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938)

Le Monogène *Zeuxapta seriolae* semble être un Polyopisthocotylea cosmopolite (**tab. 80 ; fig. 130**). Il a été signalé au Pacifique (Ishii & Sawada, 1938 ; Meserve, 1938 ; ; Mooney et al., 2004 ; Mansell et al., 2005 ; Hutson et al., 2007 ; Williams et al., 2007 ; Stuart & Drawbridge, 2012 ; Sepulveda & Gonzalez, 2015 ; Nitta et al., 2015 ;), en Atlantique (Rohde, 1998 ; Boada et al., 2012) et en Méditerranée (Montero et al., 2004 ; Öktener et al., 2009 ; Repulles-Albelda et al., 2013).

Tableau 80 : répartition géographiques de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

Hôtes/ localités	Sources
<i>Seriola quinqueradiata</i>	
Temminck & Schlegel, 1845	
(hôte-type)	
Océan Pacifique	
Japon	Ishii & Sawada (1938)
<i>Seriola lalandi</i> Valenciennes, 1833	
(synonyme de <i>S. dorsalis</i> (Gill, 1863))	
Océan Pacifique	
iles Galápagos	Meserve (1938)
Chili	Sepulveda & Gonzalez (2015)
Nouvelle Zélande	Sharp et al. (2003, 2004); Leef et al. (2009)
Australie	Mooney et al. (2004) ; Mansell et al. (2005); Hutson et al. (2007) ; Williams et al. (2007)
Japon	Nitta et al. (2015)
Californie	Stuart & Drawbridge (2012)
<i>Seriola lalandi</i>	
synonyme de <i>S. grandis</i> Castelnau, 1872	
Océan Atlantique	
Mer du Nord	Rohde (1998)
<i>Seriola dumerili</i> Castelnau, 1872	
Méditerranée	
Espagne	Montero et al. (2004) ; (Repulles-Albelda et al. (2013)
Turquie	Öktener et al. (2009)
Algérie	Présente étude
Océan Pacifique	
Île Santa Catalina, San Diego	Stuart & Drawbridje (2013)
Taiïwan	Lu et al. (2012)
Japon	Anshary & Ogawa (2001)
<i>Caranx hippos</i> (Linnaeus, 1776)	
Océan Atlantique	
Venezuela	Boada et al. (2012)

Discussion

Par la possession d'un hapter asymétrique, l'organisation de l'atrium génital et du vagin, nos spécimens récoltés sur *Seriola dumerili* se placent au sein des Heteraxinidae et se rattachent au genre *Zeuxapta*. Par leur caractères morpho-anatomiques, nos spécimens de *Z. seriolae* sont semblables à ceux décrits dans différentes régions ; nous ne notons pas de différences morphométriques (**tab. 82**).

En 1938, Meserve décrit *Axine seriolae* sur *Seriola dorsalis* (Gill, 1863) synonyme de *Seriola lalandi* Valenciennes, 1833. En 1946, Sproston considère ce nom comme homonyme de *A. seriola* Ishii, 1936, et renomme cette espèce *Heteraxine meservei* (Meserve, 1938) Sproston, 1946. En 1957, Unnithan accepte l'homonymie proposée par Sproston et transfère cette espèce dans un nouveau genre qu'il créa, le genre *Zeuxapta*. Il propose de nommer *A. seriolae* *Zeuxapta Zyxivaginata* (Meserve, 1938) Unnithan, 1957. Toutefois, Price (1962) rejette l'homonymie de Sproston. L'auteur réfute également l'homonymie suggérée par Unnithan, et souligne que le nom correct de l'espèce est *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

Actuellement, le genre *Zeuxapta* comprend 2 espèces valides (**tab. 81**): *Z. seriolae* et *Z. taylori* Payne, 1990. La première est inféodée au Carangidae du genre *Seriola* Cuvier, 1816, la seconde parasite un Scombridae *Thunnus albacares* (Bonnaterre, 1788). Seule *Z. seriolae* serait méditerranéenne.

Tableau 81: hôtes et localités des *Zeuxapta* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938) Price, 1962	<i>Zeuxapta japonica</i> * <i>Zeuxapta zyxivaginata</i> *	<i>Seriola lalandi</i> Valenciennes, 1833 (Carangidae) (<i>S. dorsalis</i>)	Îles Galápagos, océan Pacifique	Meserve (1938) ; Price (1962)
<i>Zeuxapta zyxivaginata</i> Unnithan, 1957 *	<i>Zeuxapta seriolae</i>			
<i>Zeuxapta kahala</i> (Yamaguti, 1968) Ogawa & Egusa, 1980	<i>Aspinatriurn kahala</i> * (Yamaguti, 1968)	<i>Seriola dumerili</i> (Risso, 1810) (Carangidae)	Hawaii, océan Pacifique	Yamaguti (1968) ; Ogawa & Egusa (1980)
<i>Zeuxapta taylori</i> Payne, 1990		<i>Thunnus albacares</i> (Bonnaterre, 1788) (Scombridae)	Californie, océan Pacifique	Payne (1990)

Tableau 82 : comparaison des données morphométriques de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938).

Hôtes	<i>Seriola quinquerradiata</i>	<i>Seriola dorsalis</i>	<i>Axine seriolae</i>	<i>Seriola grandis</i>	<i>Seriola dumereli</i>
Localités	Japon, océan pacifique	Iles Galápagos, l'océan Pacifique	Holotype	Australie, Océan pacifique	Algérie, Méditerranée
Source	Ishii & sawada (1938)	Meserve (1938)	Rhode (1978)	Rhode (1978)	Présente étude
Longueur du corps	15000-20000	5110-7540			13000-20100
Largeur du corps	2000	1082-1300	920	7500-1270	1045-1225
Longueur totale			4900	3200-7500	4235-6800
Nombre de pinces du côté court	23-28	27-29	32	26-48	28-42
Nombre de pinces du côté long	9-10	38-40	40	31-55	30-54
Pinces du côté court					
Pinces du côté long	498-587		108	102-130*	100-128
Longueur des de pinces du côté long					
Largeur de pinces du côté long			165	156-195	150-185
Longueur des ventouses buccales	216-249	76-92	75-76	54-90	52-98
Largeur des ventouses buccales	149-174	120-168	112-120	54-152	50-148
Longueur du pharynx	99		39	39-47	38-46
Largeur du pharynx	66-75		40	36-43	35-40
Distance atrium génital-extrémité antérieure			610	430-750	425-658
Nombre de testicules		93-105	120-140	95-125**	90-130
Longueur de l'œuf	149-166	96-136			85-125
Largeur de l'œuf	249	56-68			50-75

5.2. Sous famille Cemocotylinae Price, 1962

Diagnose d'après Mamaev (1990)

Heteraxinidae. Hapteur bilatéral ; pinces généralement asymétriques de taille et de structure différentes; crochets généralement présents. Ventouses buccales aseptées. Atrium génital avec deux poches musculaires latérales armées de crochets ou d'épines ou avec un bulbe atrial musculaire ressemblant à une ventouse. Parasites de Carangidae.

Genre type: *Cemocotyle* Sproston, 1946.

Nous avons trouvé des Cemocotylinae du genre *Cemocotyle* sur les branchies de *Trachurus trachurus* du littoral algérien.

5.2.1. Genre *Cemocotyle* Sproston, 1946.

Diagnose d'après Yamaguti (1963)

Cemocotylinae. Hapteur asymétrique; pinces de type "muzzle"; languette haptorale présente, avec deux paires de crochets. Cirre inerme à la base de l'atrium génital ; atrium génital armé d'épines s'ouvrant en arrière de la bifurcation intestinale. Ovaire incurvé, en forme de ? ; canal génito-intestinal présent. Réceptacle séminal présent ; vagin inerme dorsal et postérieur à l'atrium génital ; conduit vaginal s'ouvrant dans le vitelloducte droit ; vitellogène se terminant à l'extrémité postérieure de la zone testiculaire. Œufs avec filament à chaque pôle. Parasites de Carangidae.

Espèce type: *Cemocotyle carangis* (MacCallum, 1913) Sproston, 1946

Hôte type: *Caranx crysos* (Mitchill, 1815).

Localité type: Massachusetts (MacCallum, 1913).

Nous avons prélevé *Cemocotyle trachuri* sur les branchies de *Trachurus trachurus*.

5.2.1.1. *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965

Hôte : *Trachurus trachurus*.

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Bouharoune, Cap Djinet, Dellys, Zemmouri, Algérie.

Description (fig. 131-133 ; pl. 18, 19)

Les données morphométriques de 15 *Cemocotyle trachuri* sont présentées dans le **tableau 83**.

Le corps trapu, s'élargit postérieurement pour fusionner avec le hapteur (**fig. 131 A ; pl. 18 A**). Le hapteur asymétrique et triangulaire porte de nombreuses pinces (**fig. 131 C ; pl. 18 C**) réparties en

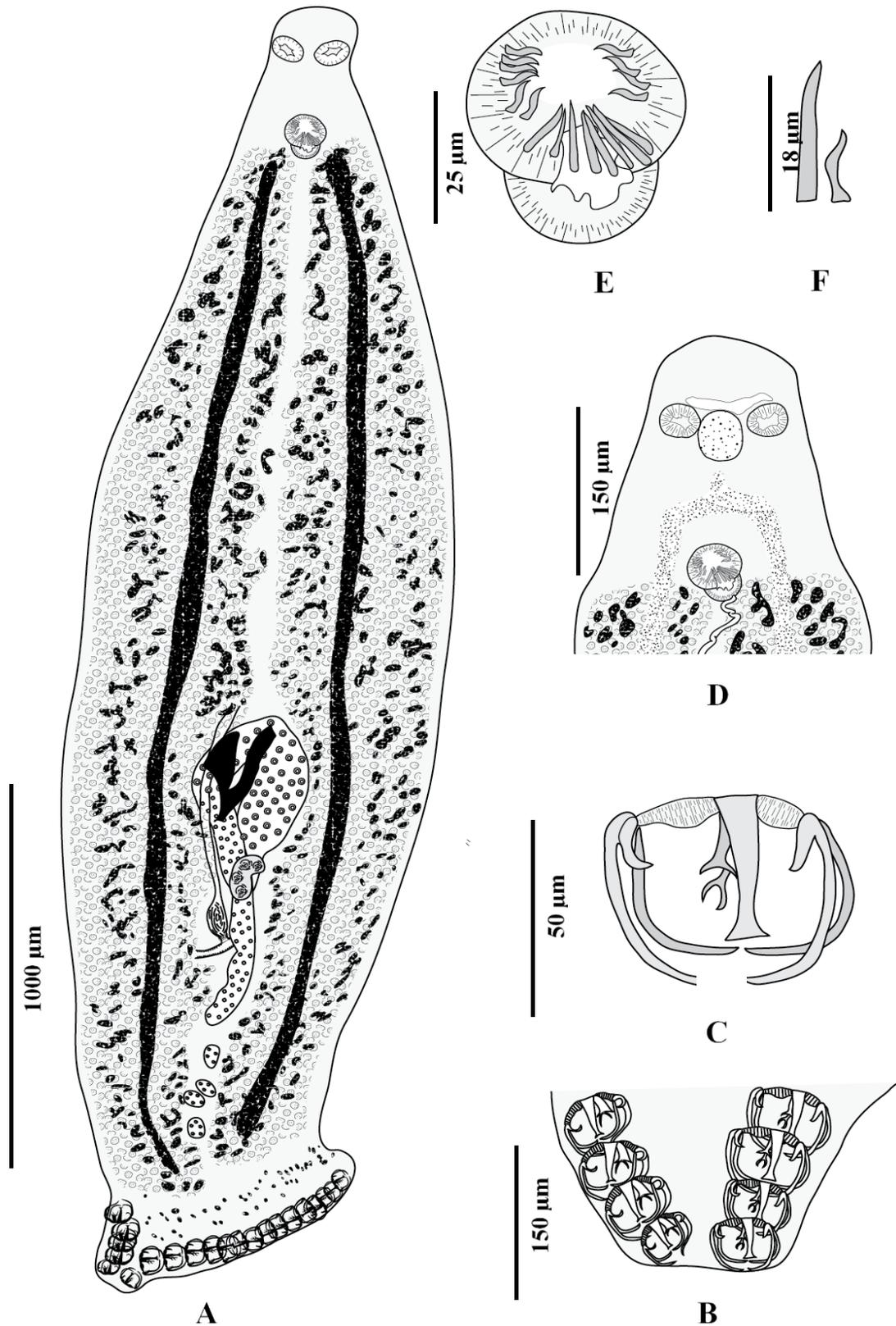
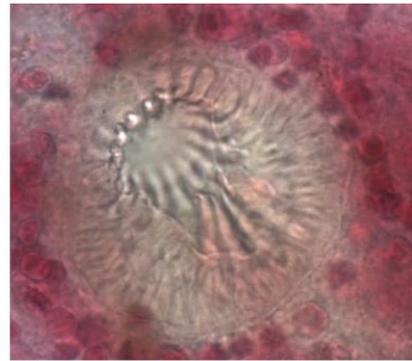


Figure 131 : *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B** : languette haptoriale. **C** : pince *in toto* (vue ventrale). **D** : détail de la partie antérieure. **E** : atrium génital. **F** : crochets de l'atrium génital.



A



D



C



B

Planche 18 : *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** languette haptoriale. **C :** pinça, vue dorsale. **D :** atrium génital.

2 rangées latérales inégales (**fig. 131B**; **pl. 18 B**). Les pinces sont de type « *muzzle* » (**fig. 132 A**). Chacune est constituée de deux mâchoires : une antérieure et une postérieure.

La mâchoire antérieure présente sur la ligne médiane un sclérite *a* légèrement élargi dans sa partie proximale et terminé du côté distal en Y à branches très courtes à peine visibles. Du côté proximal, *a* se courbe et passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites en lame *b*. Le sclérite *b* droit est plus long que le sclérite *b* gauche, d'où une légère asymétrie de la pince. Du côté proximal, les sclérite *b* donnent des prolongements sclérifiés dans la mâchoire postérieure (**fig. 132 B**).

Dans la mâchoire postérieure, sur le plan médian, la suite de *a* se termine en un T peu prononcé. À la base de *a*, s'articule une pièce *f*. Les bords la mâchoire postérieure sont soutenus par deux sclérites en lame *c*. La mâchoire postérieure montre la même asymétrie que la mâchoire antérieure, asymétrie marquée par le sclérite *c* droit qui est plus long que le sclérite *c* gauche (**fig. 132 C**).

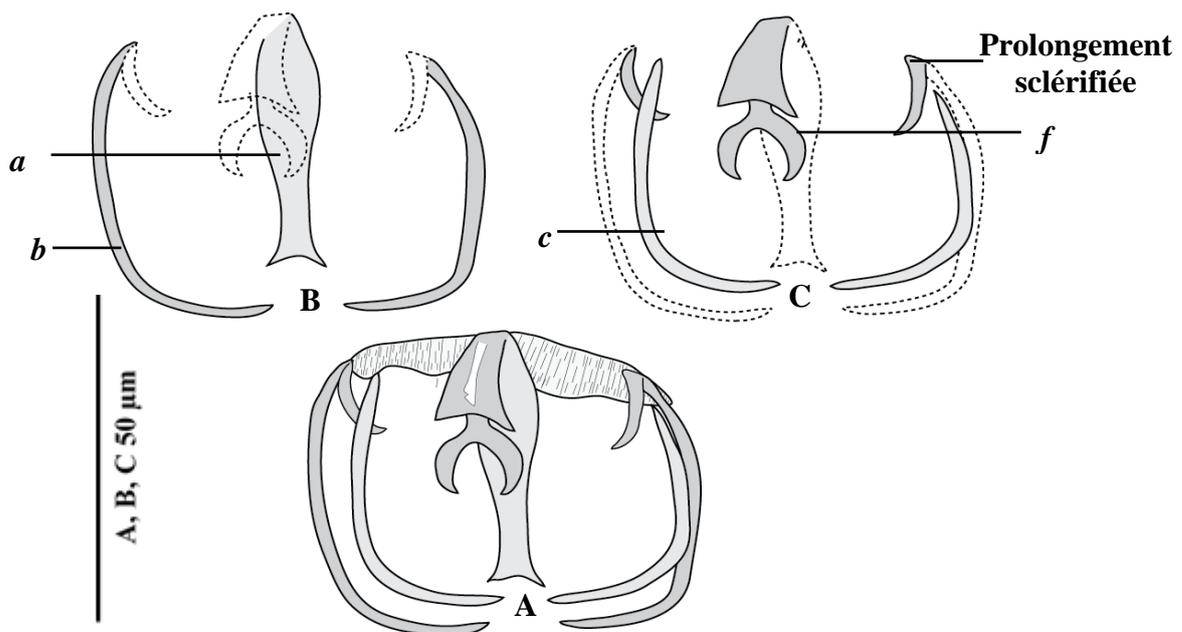


Figure 132 : disposition des sclérites de pince de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965.

A : pince *in toto*, vue dorsale. **B** : mâchoire antérieure isolée. **C** : mâchoire postérieure isolée.

Dans la partie antérieure du corps, s'ouvre ventralement deux ventouses buccales ovales, à bords lisses, largement séparées l'une de l'autre (**fig. 131 D**). Elles sont suivies par le pharynx musculaire et sub-sphérique. L'œsophage assez court se subdivise immédiatement en avant de l'atrium génital et donne deux branches intestinales qui descendent jusqu'à

l'extrémité postérieure du corps. Ces branches ne sont pas confluentes et ne pénètrent pas dans le haptère. La branche gauche s'étend légèrement plus loin que la branche droite.

Les testicules folliculaires intercœaux et post-ovariens sont peu nombreux. Obscurés par le vitellogène, ils sont très difficiles à observer et à dénombrer. Le canal déférent se jette dans le bulbe éjaculateur (**fig. 132 D**). L'atrium génital est armé de nombreux crochets, de taille et de forme différente disposés dans la partie antérolatérale de l'atrium (**fig. 132 E, F ; pl. 18 D**).

L'ovaire allongé est pré-testiculaire, prend naissance dans la moitié du tiers postérieur du corps (**fig. 133 ; pl. 19**). Il s'étend vers l'avant, forme une anse puis descend pour déboucher dans l'oviducte. L'oviducte passe dorsalement au réceptacle séminal pour rejoindre le canal génito-intestinal qui se jette dans la branche intestinale droite. L'utérus qui devient droit au-delà de l'ovaire se prolonge jusqu'à l'atrium génital. Le réceptacle séminal est visible au niveau de la partie postérieure de la terminaison mature de l'ovaire. Les glandes vitellogènes excessivement développées, forment de chaque côté du corps une bande épaisse, qui s'étend du niveau postérieur de l'atrium génital jusqu'au haptère qu'elles pénètrent. Ventralement sur la ligne médiane, les vitellogènes fusionnent pour former le vitellogène impair. L'ensemble des vitellogènes dessinent un Y.

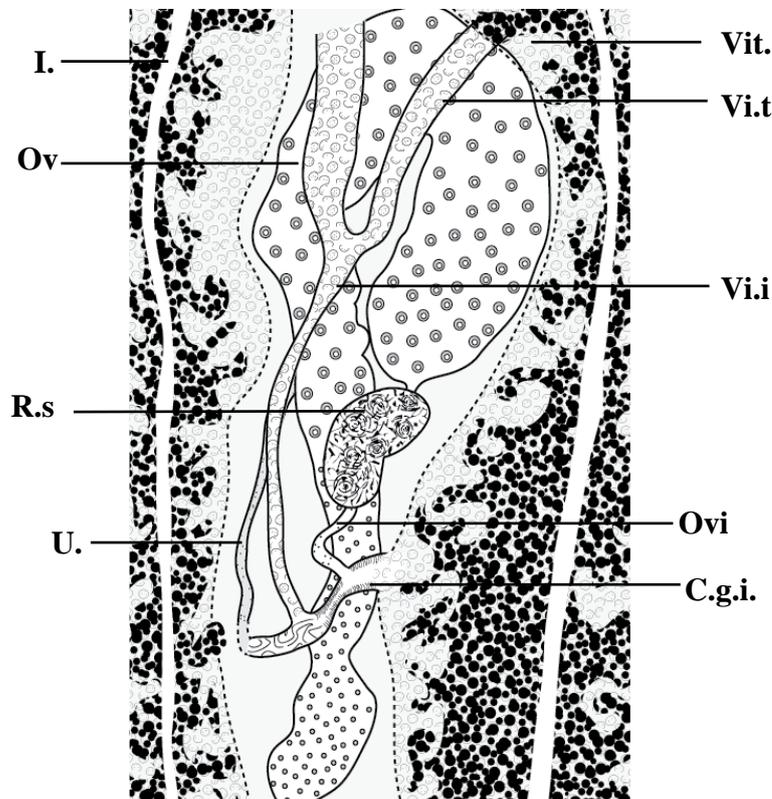


Figure 133 : *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965, détail de la zone ovarienne.

I. : intestin. **Ov.** : Ovaire. **R.s.** : receptacle séminale **U.** : utérus. **Vit.** : vitellogène. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Ovi.** : oviducte. **C.g.i.** : canal génito-intestinal.

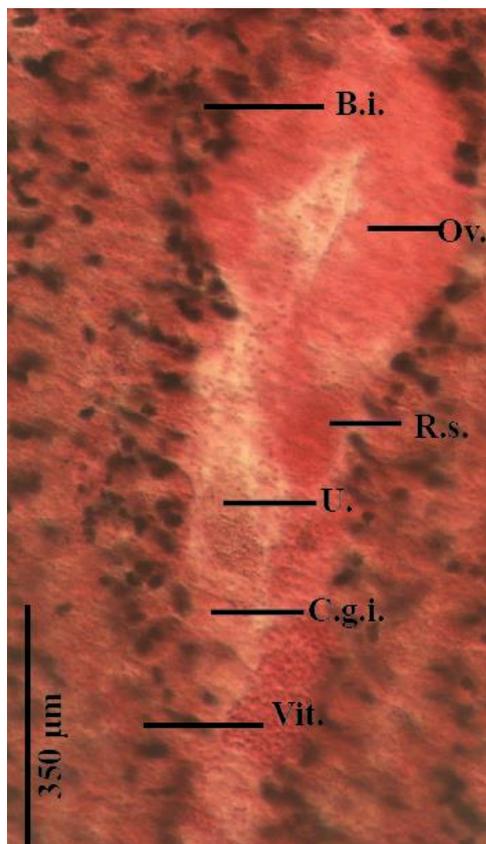


Planche 19: *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965, détail de la zone ovarienne.

B.i. : branche intestinale. **Ov.** : Ovaire. **R.s.** : réceptacle séminale **U.** : utérus. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **Vit.** : vitellogène.

Tableau 83: données morphométriques de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965 du littoral algérien.

Longueur du corps	2300-3410
Longueur du haptère	680-710
Largeur du corps	380-610
Nombre de pinces	25-34
Longueur des pinces	58-65
Largeur des pinces	42-48
Longueur des ventouses buccales	30-40
Largeur des ventouses buccales	35-40
Longueur du pharynx	40-45
Largeur du pharynx	35-45
Longueur de l'atrium génital	36-48
Largeur de l'atrium génital	45-60
Distance atrium génital –extrémité antérieure	130-195 (185)

Répartition géographique de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965

Le Monogène *C. trachuri* semble être cosmopolite (**tab. 84 ; fig. 134**); il a été signalé chez de nombreux Carangidae du genre *Trachurus* au Pacifique (Dillon & Hargis, 1965 ; Oliva, 1999), en Atlantique (MacKenzie et al., 2004; MacKenzie et al., 2008 ; Costa et al., 2011 ; Piasecki, 1982 ; Le Roux, 2013) et en Méditerranée (Mollaret et al., 2000 ; Feki et al., 2016 ; Ichalal et al., 2017) . Nous l'avons retrouvé en Algérie.

Tableau 84 : distribution géographique de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965.

Hôte et localité	Source
<i>Trachurus novaezelandiae</i> (hôte type)	
Océan Pacifique	
Australie	Dillon & Hargis (1965)
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	
Océan Atlantique	
Atlantique Nord-Est et Centre-Est	MacKenzie et al.(2004); MacKenzie et al.(2008)
Méditerranée	
Tunisie	Feki et al. (2016) ;
Algérie	Ichalal et al. (2017) ; présente étude
<i>Trachurus mediterraneus</i> (Steindachner, 1868)	
Méditerranée	
France	Mollaret et al.(2000)
<i>Trachurus picturatus</i> (Bowdich, 1825)	
Océan Atlantique	
Portugal	Costa et al.(2011)
<i>Trachurus murphyi</i> Mann, 1954	
Océan Pacifique	
Chili, Pérou	Oliva (1999)
<i>Trachurus capensis</i> Castelnaud, 1861	
Océan Atlantique	
Namibie	Piasecki (1982) ; Le Roux (2013)

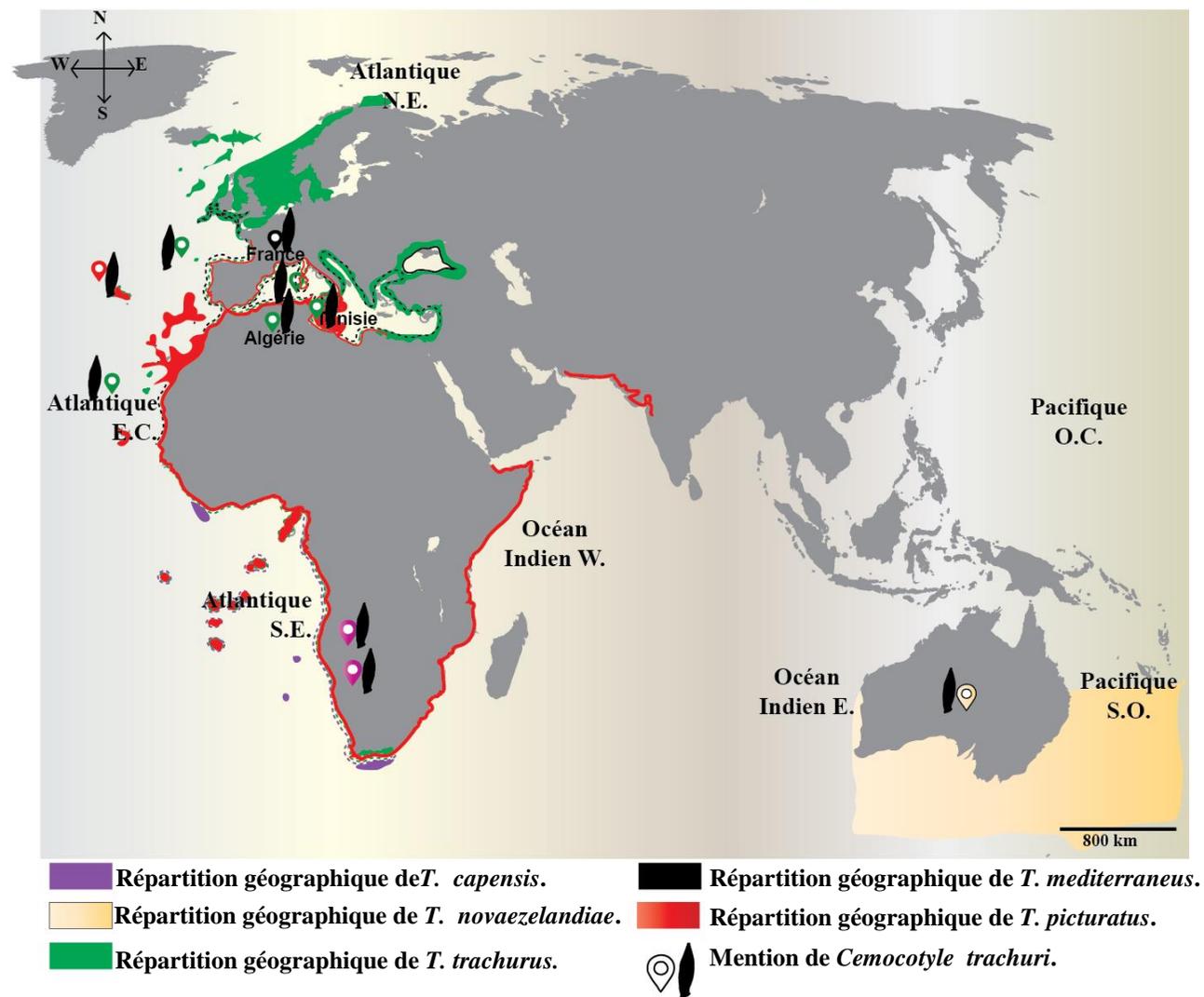


Figure 134 : distribution géographique de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965 et de ses hôtes.

Nb : la couleur du symbole 📍 suit la couleur du poisson hôte.

Discussion

Les spécimens de *Cemocotyle* que nous avons récolté chez *Trachurus trachurus* montrent une morphoanatomie (voir suite) et une morphométrie semblables à celles de *C. trachuri* de *Trachurus novaezelandiae* et nous les assimilons à cette espèce (**tab. 85**).

Tableau 85 : comparaison des données morphométriques de *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965.

Hôtes	<i>T.novae-zelandiae</i>	<i>T.trachurus</i>	<i>T.trachurus</i>
Localités	Nouvelle Zélande, océan Pacifique	Namibie, océan Atlantique	Algérie, Méditerranée
Sources	Dillon & Hargis (1965)	Piasecki (1982)	Présente étude
Longueur du corps	2680-3580 (3280)		2300-3410 (3105)
Longueur du haptère	700-790 (740)		680-710 (135)
Longueur totale			
Largeur du corps	400-650 (520)		380-610 (587)
Nombre de pinces	28-32 (30)	30	25-34 (32)
Longueur des pinces		32-77	58-65 (64)
Largeur des pinces		33-78	42-48 (46)
Longueur des hamuli	29-40 (35)	45	
Longueur des crochets postérieurs	22-28 (25)		
Longueur des crochets postéro-latéraux			
Longueur des ventouses buccales	34-41 (37)		30-40 (38)
Largeur des ventouses buccales	37-39 (38)		35-40 (38)
Longueur du pharynx	41-48 (44)		40-45 (43)
Largeur du pharynx	39-47 (42)		35-45 (40)
Longueur de l'atrium génital	39-57 (48)	33*	36-48(46)
Largeur de l'atrium génital	44-62 (51)		45-60 (58)
Nombre de testicules	11-17		12-15 (13)
Longueur des œufs	177-217 (199)	260	
Largeur des œufs	72-116 (89)		

En 1962, Price créa la famille des Heteraxinidae pour les Monogènes dont le haptère est triangulaire et dont les deux côtés du triangle sont inégaux. L'auteur désigne le genre *Heteraxine* Yamaguti, 1938 comme genre type. Dans ce travail, Price créa également la sous famille des Cemocotylineae dans laquelle il place le genre *Cemocotyle* (Price, 1962). Yamaguti (1963) soulève le rang de la sous famille des Cemocotylineae en famille des

Cemocotyliidae (Price, 1962) Yamaguti, 1963. Cependant, Mamaev (1990) réfute cette proposition et adopte le statut taxinomique proposé par Price (1962). Mamaev (1990), dans une dernière révision de la famille des Heteraxinidae liste 5 sous familles. Une seule sous famille, celle des Cemocotyliinae est présente dans nos résultats. Actuellement, la sous famille des Cemocotyliinae comprend 4 genres : *Cemocotylella* Price, 1962 ; *Cemocotylelloides* Ramalingam, 1969 et *Kannaphallus* Unnithan, 1957 et le genre *Cemocotyle* présent dans nos récoltes.

Le genre *Cemocotyle* comprend 4 espèces valides dont l'espèce type *Cemocotyle carangis* (MacCallum, 1913) décrite par MacCallum, 1913 sur *Caranx chrysos* (Mitchill, 1815) comme *Microcotyle carangis* MacCallum, 1913 (MacCallum, 1913) (**tab. 86**). Sur la base de la présence de pinces modifiées sur un seul côté du haptur, Sproston (1946) a créé le genre *Cemocotyle* pour accommoder *Microcotyle carangis*.

Tableau 86 : hôtes et localités des *Cemocotyle* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Cemocotyle carangis</i> (MacCallum, 1913) Sproston, 1946	<i>Microcotyle carangis</i> MacCallum, 1913	<i>Caranx chrysos</i> (Mitchill, 1815) (Carangidae)	Massachusetts, océan Atlantique	MacCallum (1913) Sproston (1946)
<i>Cemocotyle sagae</i> * Manter & Prince, 1953	<i>Cemocotylella sagae</i> Price, 1962	Carangidae	Fidji, Pacifique Sud	Manter & Prince (1953) Price (1962)
<i>Cemocotyle borinquensis</i> Price, 1962		<i>Caranx caballus</i> Günther, 1868 (<i>Paratractus caballus</i>) (Carangidae)	Porto Rico, océan Atlantique	Price (1962)
<i>Cemocotyle noveboracensis</i> Price, 1962	<i>Axine carangis</i> * MacCallum, 1919 <i>Axine Heteraxine carangis</i> * (MacCallum, 1919) Yamaguti, 1938 <i>Heteraxine carangis</i> * (MacCallum, 1919) Yamaguti, 1938.	<i>Caranx hippos</i> (Linnaeus, 1766) <i>Caranx ruber</i> (Bloch, 1793) (Carangidae)	New York, océan Atlantique	Price (1962)
<i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965		<i>Trachurus novaezelandiae</i> (Carangidae)	Nouvelle-Zélande, océan Pacifique	Dillon & Hargis (1965)

Dans la diagnose du genre, Sproston (1946) précise la présence d'une languette. L'auteur note également que le haptur ne renferme pas de vitellogène ni de diverticules intestinaux.

Cependant, l'illustration de la morphologie générale de MacCallum que Sproston a reproduite montre bien la présence de branches intestinales, du vitellogène ainsi que des testicules qui pénètrent le haptéur.

En 1962, Price décrit *Cemocotyle borinquensis* Price, 1962 sur *Paratractus caballus* (Risso, 1980) aux États-Unis d'Amérique et précise la présence d'une languette. En réexaminant les spécimens de *Cemocotyle carangis* de la collection de MacCallum, Price propose *Cemocotyle noveboracensis* (MacCallum, 1919) Price, 1962 pour regrouper les parasites récoltés sur *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) et *Caranx ruber* (Bloch, 1793) (Price, 1962). L'auteur considère aussi que la présence de *C. carangis* chez *Trachinotus carolinus* est inhabituelle et serait due à un parasitisme accidentel (Price, 1962). Cependant nous soulignons qu'un *Cemocotyle* sp. a déjà été rapporté chez *Trachinotus goodei* Jordan & Evermann, 1896, un autre Carangidae du même genre (Luque & Cezar, 2004).

Par ailleurs, la présence d'une languette haptoriale chez les *Cemocotyle* a été indiquée chez trois espèces : *C. carangis*, *C. borinquensis* (Price, 1962) (Kritsky et al., 2011) et *C. noveboracensis* (Price, 1962). Cependant, Kritsky et al., (2011), en examinant les spécimens types et 52 autres *Cemocotyle noveboracensis* en provenance des États-Unis précisent l'absence de cette languette. De même, ces auteurs en réexaminant les spécimens de *Cemocotyle carangis* de *Caranx hippos* de Porto Rico de la collection du Muséum confirment encore une fois qu'aucun parasite ne possède une languette et attribuent ces individus à l'espèce *C. noveboracensis* (Kritsky et al., 2011). Toutefois, ces auteurs soulignent que *C. noveboracensis* se distingue de toutes les espèces congénériques par l'absence de la languette haptoriale et par l'organisation de l'organe copulateur mâle. Une étude moléculaire future apportera certainement des précisions quant à l'appartenance de cette espèce au genre *Cemocotyle*.

La seconde espèce décrite dans ce genre *C. saqae* Manter et Prince, 1953, sur les branchies des Carangidae de l'île de Fidji au Pacifique (Manter & Prince, 1953) a été transférée au genre *Cemocotylella* Price, 1962 (Price, 1962). La dernière espèce est *Cemocotyle trachuri* Dillon & Hargis, 1965 découverte chez *Trachurus novaezelandiae* Richardson, 1843 en Nouvelle-Zélande (Dillon & Hargis, 1965) et que nous avons retrouvés dans le cadre de ce travail chez un nouvel hôte *Trachurus trachurus*.

Par ailleurs, il est à noter que nos spécimens se distinguent des individus de *C. trachuri* récoltés chez *T. novaezelandiae* par l'absence d'une languette haptoriale. De plus les hôtes

sont différents (*Trachurus trachurus*, *T. novaezelandiae*) et les localités sont très éloignées (Méditerranée vs océan Pacifique) (**fig. 134**). Cette situation est similaire à celle que nous avons rencontrée chez *A. bivaginalis* et nous estimons qu'une ré-examen de l'espèce type et qu'une étude moléculaire des deux populations sont indispensables afin de lever définitivement cette ambiguïté taxinomique.

L'espèce *Cemocotyle trachuri*, retrouvée chez de nombreuses espèces hôtes du genre *Trachurus*, semble présenter une spécificité sténoxène. Toutefois, une étude moléculaire est souhaitable afin de vérifier cette sténoxénie

6. Famille Chauhaneidae Euzet & Trilles, 1960

6.1. Sous famille Chauhaneinae Euzet et Trilles, 1960

Diagnose d'après Euzet & Trilles (1960) *amendée* dans le cadre de ce travail

Chauhaneidae. Corps allongé asymétrique. Pincés en nombre variable avec sclérites postérieurs supplémentaires; languette haptoriale absente. **Testicules nombreux pré, para et post-ovariens**; pénis inerme; pore génital latéral.

Les Chauhaneinae que nous avons observés appartiennent au genre *Cotyloatlantica* Bravo-Hollis, 1984.

6.1.1. Genre *Cotyloatlantica* Bravo-Hollis, 1984

Diagnose d'après Bravo-Hollis (1984)

Chauhaneinae. Hapteur triangulaire légèrement asymétrique, armé de nombreuses larges pincés disposées en deux rangées; pincés pédonculées de type *Gastrocotyle*. Branches intestinales avec diverticules latéraux se prolongeant dans le vitellogène; branches intestinales s'étendant dans la région postérieure du hapteur. Testicules nombreux, para, post et pré-ovariens débutant derrière la bifurcation intestinale, s'étendant jusqu'à la base du hapteur; cirre inerme, parallèle au vagin; pore génital ventro-latéral. Ovaire en forme de &; zone pré-vaginale étroite délimitée du reste du corps par un rétrécissement, pore vaginal armé de minutieuses épines; utérus médian. Œufs avec filaments à chaque pôle. Parasites de Téléostéens marins.

Espèce type : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960) Bravo-Hollis, 1984.

Hôte : *Sphyraena sphyraena* (Linnaeus, 1758).

Localité : Sète, France, mer Méditerranée.

6.1.1.1. *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960)

Synonymes : *Chauhanea mediterranea* Euzet et Trilles, 1960.

Hôte: *Sphyraena sphyraena* (Linnaeus, 1758)

Habitat : branchies, entres les filaments branchiaux.

Localités: Bouharoune, Ain Taya, Cap Djinet, Dellys.

Description (fig. 135-138 ; pl.20, 21)

Les données morphométriques de 20 spécimens de *C. mediterranea* sont rapportées dans le **tableau 87**.

Le corps est allongé (**fig. 136 A ; pl.20 A**). Il présente une nette constriction à une courte distance de l'extrémité antérieure. Le haptor postérieur et triangulaire est légèrement asymétrique. Il porte 28 à 32 pinces pédonculées (**fig. 136B ; pl.20B-D**) : 17 à 19 sur le côté droit et 11 à 15 sur le côté gauche. Les pinces sont de type *Gastrocotyle*. Les pinces sont formées par deux mâchoires: une antérieure et une postérieure. Les bords des mâchoires sont soutenus par des sclérites latéraux sub-périphériques (**fig. 135 A**).

Les mâchoires sont reliées par une pièce centrale en U. La mâchoire antérieure comprend une longue pièce médiane en U= sclérite *Ss*. Du côté distal, *Ss* se termine en un V. Du côté proximal, ce sclérite *Ss* s'élargit en *Ss2* qui passe dans la mâchoire postérieure. La mâchoire antérieure est soutenue par deux sclérites périphériques *Sa*. Du côté proximal, les sclérites *Sa* se replient et forment un appendice court *Pa* dans la mâchoire postérieure (**fig. 135 B**).

Dans la mâchoire postérieure, s'articule deux pièces superposées *Pc2* et *Pc1*, sur la base de *Ss2*. Les bords de cette mâchoire sont renforcés par deux sclérites périphériques *Sm* qui se rejoignent distalement sur la ligne médiane. Du côté proximal, deux sclérites *Pi* s'articulent sur *Pa*. Du côté distal, deux sclérites accessoires *Sc* s'articulent au-dessous de *Pc1* (**fig. 135 C**).

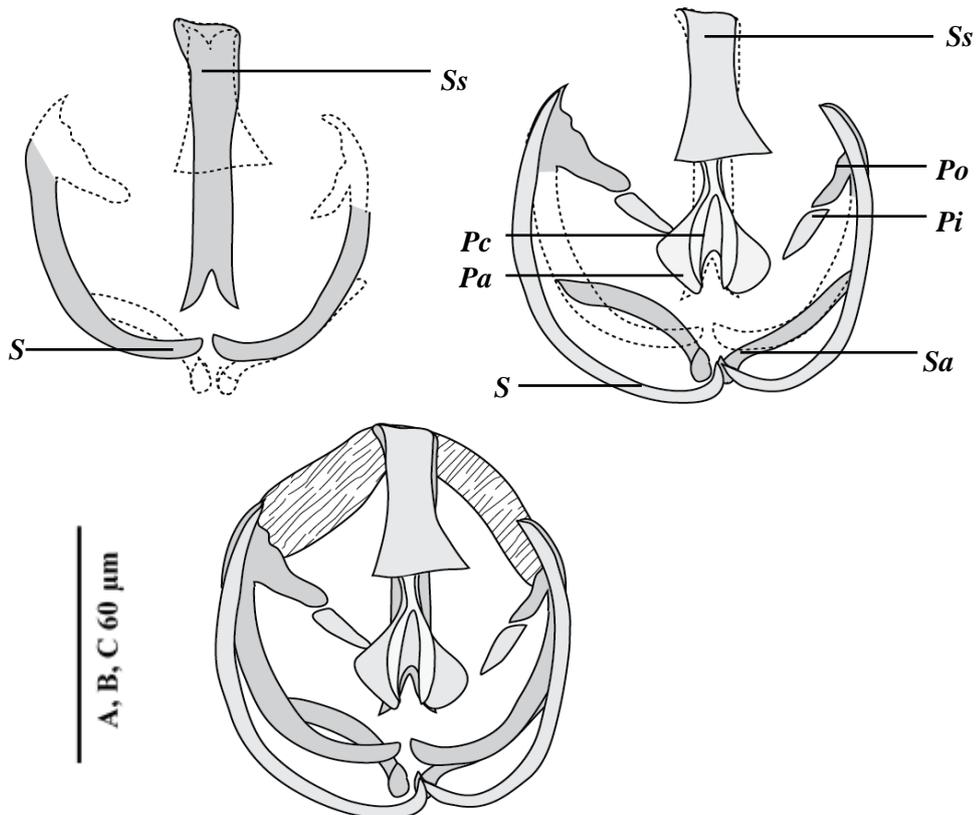


Figure 135: disposition des sclérites de pince de *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960)

A : pince *in toto*, vue dorsale. **B :** mâchoire antérieure isolée. **C :** mâchoire postérieure.

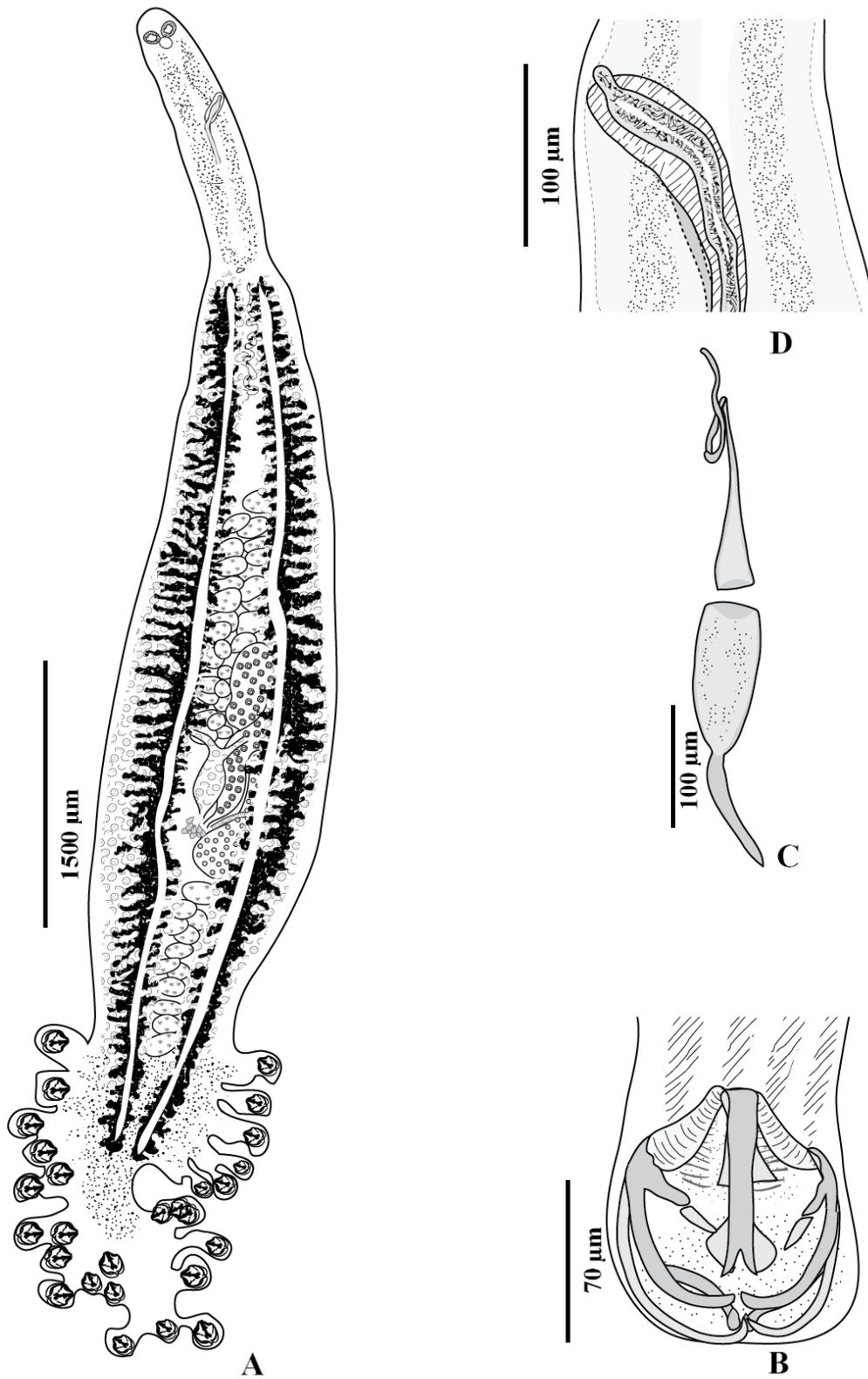


Figure 136 : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960).

- A : morphologie générale (vue ventrale).
- B : pince *in toto*, vue ventrale.
- C : œuf.
- D : cirre.

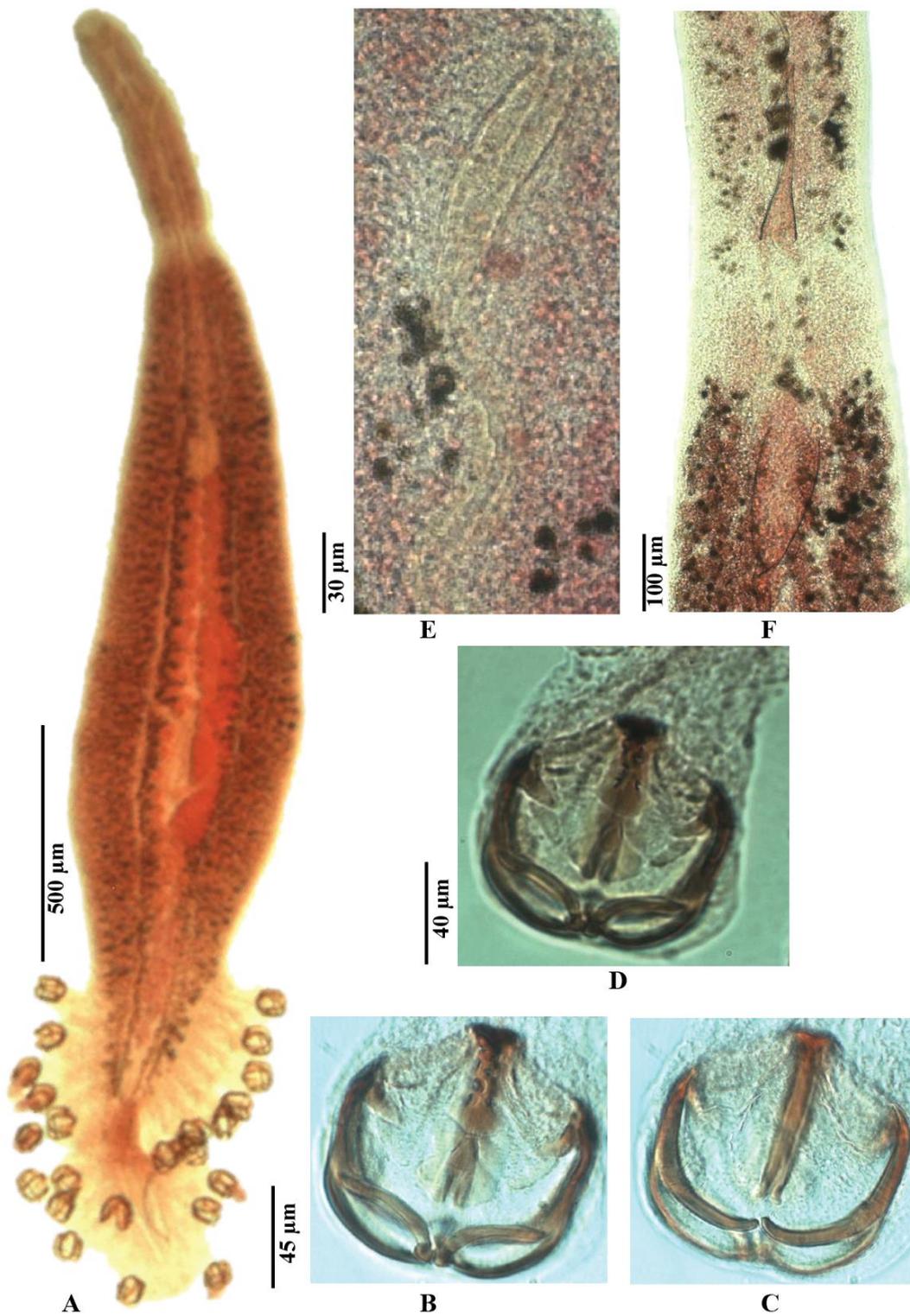


Planche 20 : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960).

- A : morphologie générale (vue ventrale).
- B : pince, vue antérieure.
- C : pince, vue postérieure.
- D : pince pédonculée.
- E : cirre.
- F : œuf.

L'appareil digestif débute par la bouche antérieure ventrale. De chaque côté de la cavité buccale, s'ouvre une ventouse musculaire allongée (**fig. 137**). Sur la ligne médiane, s'observe le pharynx musculueux. Ce dernier se poursuit par l'œsophage qui se scinde en deux branches intestinales qui se prolongent de chaque côté du corps jusqu'à la partie postérieure du hapté. Ces branches émettent des diverticules transversaux et ne confluent pas postérieurement.

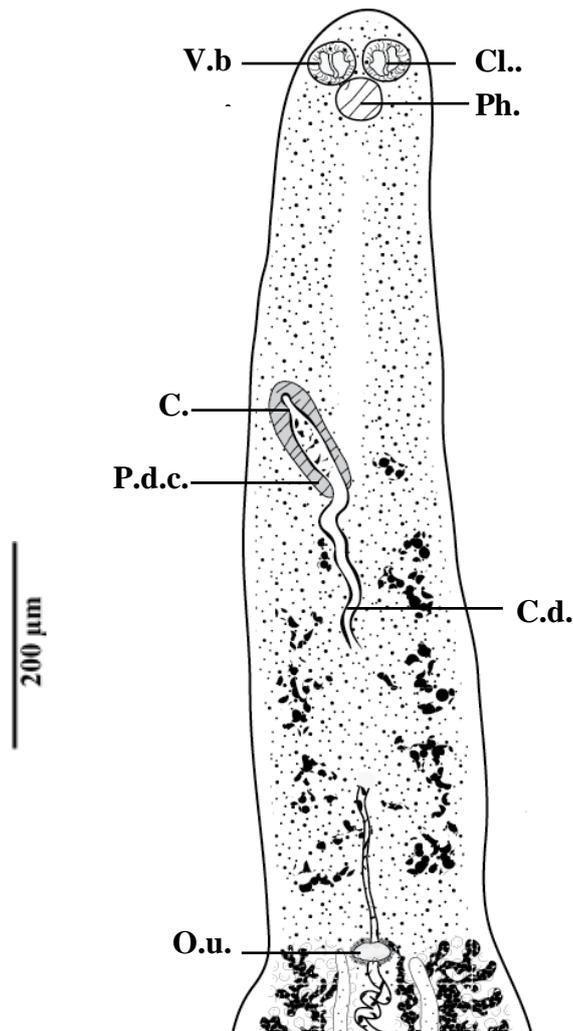


Figure 137 : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960), détail de la partie antérieure (vue ventrale)

V.b. : ventouse buccale. **C.** : cirre. **P.d.c.** : poche du cirre. **O.u.** : ouverture utérine. **Cl.** : cloison. **Ph.** : pharynx **C.d.** : canal déférent.

L'appareil génital mâle comprend de nombreux testicules agencés en 3 groupes (**pl.21**): le premier groupe se situe en avant de l'ovaire, et est composé de testicules disposés de part et d'autre de la ligne médiane ; le deuxième est formé de testicules para-ovariens, qui sont localisés du côté droit de la ligne médiane et qui descendent parallèlement à l'ovaire ; le 3ème groupe est représenté par un lot de testicules post-ovariens qui s'étend jusqu'au tiers

antérieur du hapter. Le canal déférent sinueux se continue antérieurement pour déboucher, sur le côté gauche du corps, dans un pénis musculueux inerme fusiforme, enfermé dans une poche du pénis (**fig. 136 D ; pl. 20 E**).

L'ovaire volumineux, s'observe sur le côté gauche du corps (**fig. 138 ; pl. 21**). Il prend naissance par une masse postérieure, remonte ensuite et forme une anse antérieure. Il descend et se rétrécit en un oviducte dans la région médiane. L'oviducte se prolonge à gauche par le canal génito-intestinal qui passe au-dessous de l'ovaire pour aboutir dans la branche gauche du tube digestif. L'oviducte reçoit ensuite le vitelloducte impair médian. Au-delà, le trajet de l'oviducte, l'ootype, et le point de naissance de l'utérus n'ont pas été observés. L'utérus presque rectiligne s'étend dans la partie antérieure. Il s'ouvre ventralement au niveau de la constriction antérieure du corps à travers un pore ovale (**137**). Les vitellogènes sont très développés. Ils débutent au niveau du pore génital et pénètrent le hapter. Les vitelloductes pairs se réunissent ventralement pour former le vitelloducte impair médian qui se jette dans l'oviducte. Les œufs fusiformes sont munis de 2 filaments : un antérieur et un postérieur, plus court (**136 C ; pl. 20 F**).

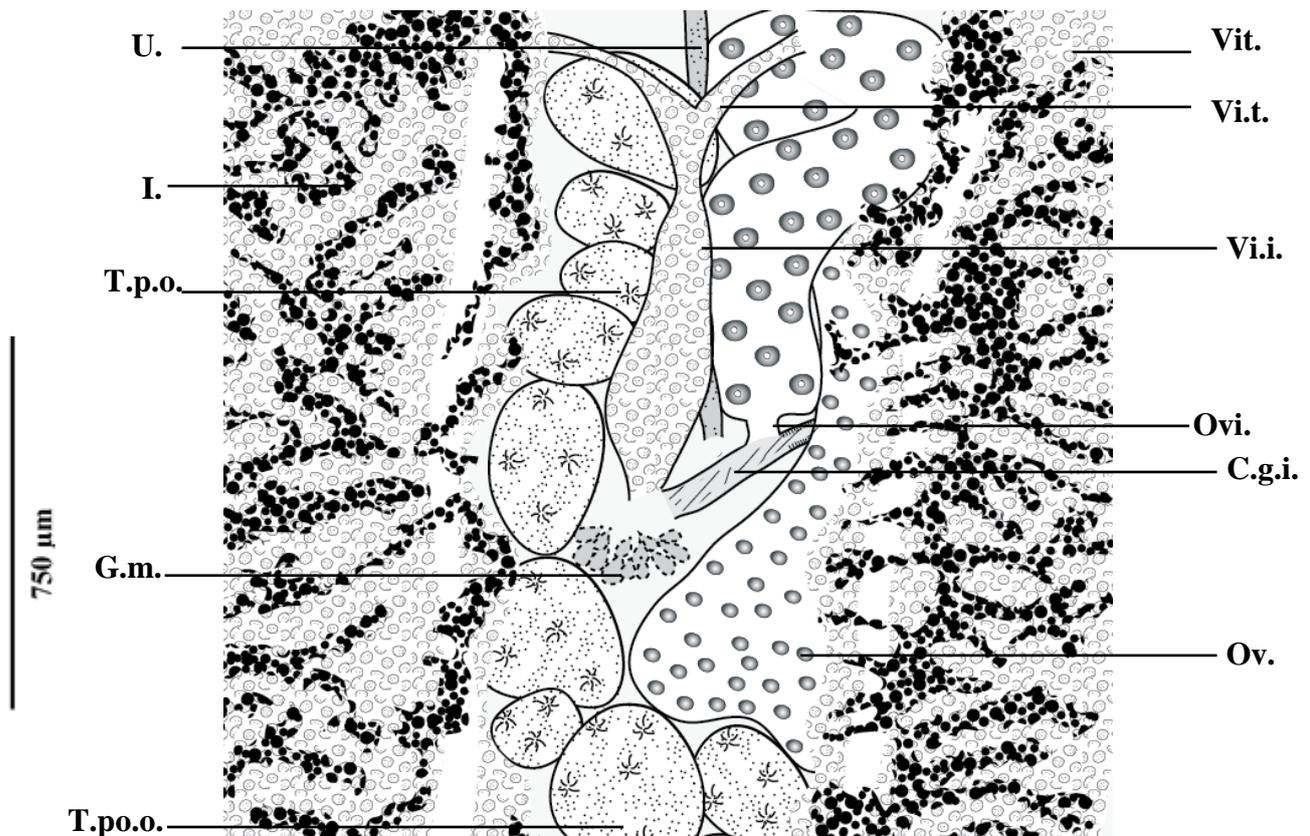


Figure 138 : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960), détail de la partie antérieure (vue ventrale)

U. : utérus. I. : intestin. **T.p.o.** : testicule para-ovarien. **G.m.** : glandes de Mehlis. **T.po.o.** : testicule post-ovarien. **Vit.** : Vitellogène. **Vi.t.** : Vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Ovi.** : oviducte. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **Ov.** : ovaire.

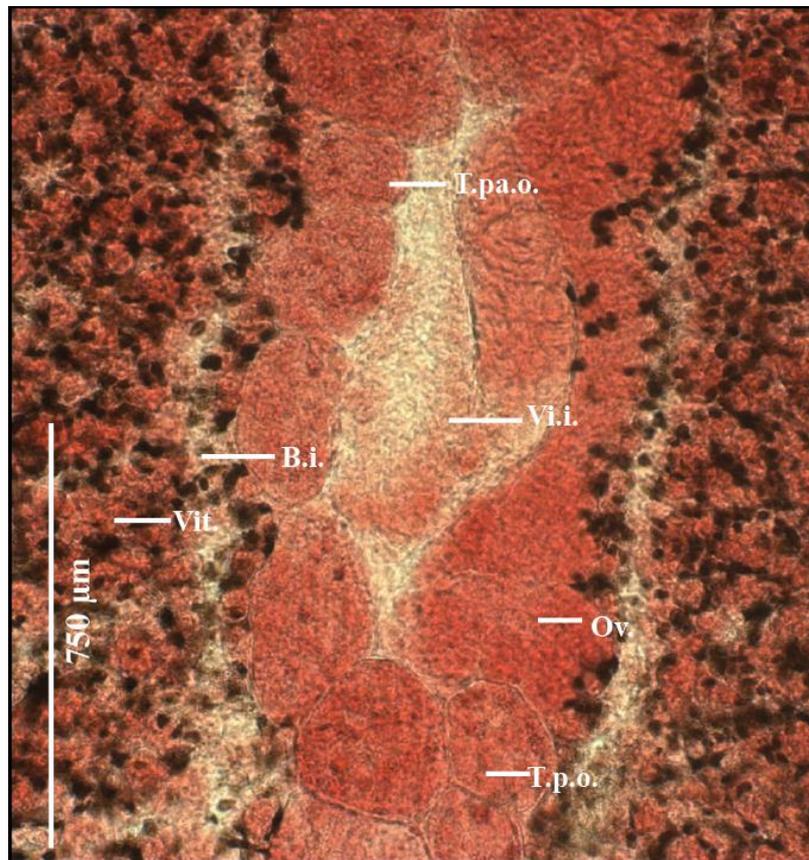


Planche 21 : *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960), détail de la zone ovarienne (vue ventrale)

T.pa.o. : testicule para-ovarien. **B.i.** : branche intestinale. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Vit.** : vitellogène. **Ov.** : ovaire. **T.p.o.** : testicule post-ovarien.

Tableau 87: données morphométriques de *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet & Trilles, 1960) du littoral algérien.

Longueur du corps	5000-6500 (315)
Longueur du hapter	1350-1990 (1855)
Longueur totale	5900-6405 (6455)
Largeur du corps	570-830 (715)
Nombre de pinces	27-35 (30)
Longueur des pinces	75-90 (85)
Largeur des pinces	98-125 (110)
Longueur des ventouses buccales	42-50 (48)
Largeur des ventouses buccales	45-55 (52)
Longueur du pharynx	50-72 (70)
Largeur du pharynx	40-54 (52)
Nombre de testicules	47-52 (48)

Répartition géographique de *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960)

Cotyloatlantica mediterranea est spécifique oïxène de *S. sphyraena* et suit donc, la répartition géographique de son hôte. Son aire de distribution est limitée à la mer Méditerranée. Initialement signalé à Sète (France) (Euzet & Trilles, 1960), ce Monogène a été ensuite observé au large du Monténégro (Radujkovic & Euzet, 1989), sur les côtes de la Tunisie (Boussellaa et al., 2018) ainsi qu' à l'Est du littoral algérien (Rezaiguia, 2008) (tab. 88 ; fig. 139). Nous l'indiquons, de nouveau, au centre de l'Algérie.



 Répartition géographique du poisson hôte *Sphyraena sphyraena*.

 Mention de *Cotyloatlantica mediterranea* chez *Sphyraena sphyraena*.

Figure 139 : répartition géographique de *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet et Trilles, 1960) et de ses hôtes.

Tableau 88 : hôtes et localités des *Cotyloatlantica* spp.

Parasites	Hôte type	Localité type	Source
<i>Cotyloatlantica pretiosa</i>	<i>Sphyraena guachancho</i> Cuvier, 1829	mer des Caraïbes (O.A.)	Bravo-Hollis (1984)
<i>Cotyloatlantica mediterranea</i>	<i>Sphyraena sphyraena</i>	France (M)	Euzet & Trilles (1960)
		Monténégro (M.)	Radujkovic & Euzet (1989)
		Tunisie (M.)	Boussellaa et al. (2018)
		Algérie (M.)	Rezaiguia (2008), présente étude

Discussion

Les spécimens récoltés sont conformes morphologiquement et anatomiquement aux données de *C. mediterranea* rapportées dans la littérature (Euzet & Trilles, 1960; Ulmer & James, 1981). Les mensurations effectuées ne révèlent aucune différence significative entre notre matériel et celui décrit par les divers auteurs (**tab. 89**).

L'espèce *Cotyloatlantica mediterranea* a été décrite sur les branchies de *S. sphyraena* du littoral français, par Euzet & Trilles (1960). Ces auteurs placent cette espèce dans le genre *Chauhanea* Ramalingam, 1953 et créent au sein de la famille des Gastrocotylidae, une nouvelle sous famille, celle des Chauhaneinae Euzet et Trilles, 1960 (Euzet & Trilles, 1960). Les auteurs donnent une description détaillée de la morphologie et de l'anatomie interne. Ce Monogène a été cité ensuite, par Lebedev en 1962, qui transfère *Chauhanea mediterranea* au genre *Pseudochauhanea* Yamaguti, 1965 (Ulmer & James, 1981). Lebedev crée également la famille des Chauhaneidae Euzet & Trilles, 1960, dans laquelle il inclue 3 sous familles : Chauhaneinae Euzet et Trilles, 1960; Opisthogyninae Unnithan, 1962 et Pseudomazocraeinae Lebedev, 1962 (Lebedev, 1962).

Chauhanea mediterranea a été redécrite, d'après des spécimens récoltés sur l'hôte-type, et des précisions sur son anatomie ont été apportées (Ulmer & James, 1981). Ulmer & James (1981) ont observé des œufs dans le conduit associé à l'ouverture médiane considérée comme vaginale par Euzet & Trilles, (1960). Ulmer & James (1981) suggèrent que cette ouverture et ses conduits sont plutôt « utérins » (Ulmer & James, 1981). Dans ce même travail, ils soulignent que l'ouverture médio-ventrale, attribuée au vagin par Yamaguti 1956, chez les espèces du genre *Pseudochauhanea* Yamaguti, 1965 correspond à l'utérus. Ces auteurs remettent en question la validité du genre *Pseudochauhanea* (Ulmer & James, 1981). L'espèce *Chauhanea mediterranea* est actuellement incluse dans le genre *Cotyloatlantica* (Bravo-Hollis, 1984).

Tableau 89: comparaison des données morphométriques de *Cotyloatlantica mediterranea* (Euzet & Trilles, 1960).

Hôtes	<i>Sphyraena sphyraena</i>				
Localités	Sète, Méditerranée	Monténégro, Méditerranée		Algérie, Méditerranée	
Sources	Euzet & Trilles (1960)	Radujkovic & Euzet (1989)	Kaouachi (2010)	Rezaiguia (2008)	Présente étude
Longueur du corps	4000-5000	4000-5000		5500 -7000	5000-6500 (315)
Longueur du haptéur		1500-2000			1350-1990 (1855)
Longueur totale		5500-7000			5900-6405 (6455)
Largeur du corps	1500-2000	800-1000		600-850	570-830 (715)
Nombre de pinces	28-34	28-34	28-32	28-32	27-35 (30)
Longueur des pinces	90			80-100	75-90 (85)
Largeur des pinces	100			100-130	98-125 (110)
Longueur des ventouses buccales	50	50	40-45	40-45	42-50 (48)
Largeur des ventouses buccales	30	30	40-45	50-60	45-55 (52)
Longueur du pharynx	75		70	70	50-72 (70)
Largeur du pharynx	50		45-50	45-50	40-54 (52)
Nombre de testicules	45-50	45-50	46-50	46-50	47-52 (48)
Longueur de l'œuf	400				
Largeur de l'œuf					

7. Famille Discocotylidae Price, 1963

Synonymes: Anthocotylidae Bychowsky, 1957 ; Bicotylophoridae Amato, 1994.

Diagnose d'après Chauhan (1954)

Mazocraeidea. Corps et/ou haptéur asymétrique. Haptéur terminal, généralement linguiforme, avec trois à quatre paires de pinces ; languette haptoriale avec trois paires de crochets terminaux différents; sclérite médian des pince généralement développé, n'atteignant pas le bord postérieur des mâchoires, sclérite médian en deux parties, parfois portant des sclérites accessoires; nombre de pinces toujours inférieur à huit. Vagins latéraux présents ou absents.

Dans le cadre de ce travail, les Discocotylidae étudiés appartiennent à la sous famille des Anthocotylinae Price, 1936.

7.1. Sous famille Anthocotylinae Price, 1936.

Synonyme : Diaphorocotylinae Monticelli, 1903

Diagnose d'après Price (1943)

Discocotylidae. Haptéur portant quatre paires de pinces ; pinces de la paire antérieure parfois très larges ; languette haptoriale armée de deux à trois paires de crochets. Cirre pourvu d'un cercle de crochets ; testicules nombreux, post-ovariens. Vagins présents, s'ouvrant latéralement.

Genre type: *Anthocotyle* van Beneden & Hesse, 1863

7.1.1. Genre *Anthocotyle* van Beneden et Hesse, 1863

Diagnose d'après Sproston (1946)

Anthocotylinae. Haptéur symétrique par rapport à l'axe du corps ; pinces droite et gauche de la paire antérieure inégales ; crochets à pointes recourbées. Branches intestinales larges, avec diverticules devenant plus longs et plus simples dans la moitié postérieure et des terminaisons étroites s'étendant dans l'appendice haptorial jusqu'à la deuxième paire de pinces; vitellogène absent dans la région antérieure du haptéur. Testicules nombreux, sous forme de follicules relativement petits, partiellement couverts par les diverticules intestinaux et le vitellogène; atrium génital avec un cercle de crochets élançés à base bifide. Deux pores vaginaux sub-marginaux au niveau de l'atrium génital ; conduits vaginaux confluent avec les vitellogènes transverses formant un réservoir vitellin large. Parasites de poissons marins.

Espèce type : *Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863

Hôte type : *Merluccius merluccius* (Linnaeus, 1758).

Localité type: Brest, océan Atlantique (van Beneden & Hesse, 1863).

Nous avons prélevé *Anthocotyle merlucii* sur son hôte type *Merluccius merluccius*.

7.1.1.1. *Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863

Hôte : *Merluccius merluccius* (Linnaeus, 1758).

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Ain Taya, Algérie.

Description (fig. 140-144 ; pl. 22)

Les données morphométriques de 15 spécimens d'*Anthocotyle merlucii* sont présentées dans le **tableau 90**.

Le corps élancé, présente un aspect massif au niveau de l'ovaire, puis se rétrécit et devient effilé au niveau du haptour (**fig. 140 A ; pl. 22 A**). Le haptour, nettement large est séparé du corps. Il porte quatre paires de pinces de taille inégale et une languette haptoriale. La première paire antérieure de pinces, est sessile et très développée, donne un aspect caractéristique au parasite. Cette paire comprend deux pinces ovales très grandes et de taille inégale (**fig. 140 B ; pl. 22 D**). Les pinces des trois autres paires sont nettement plus petites (**fig. 140 C ; pl. 22 C**).

Les grandes pinces (**fig. 141 A**) sont formées de deux mâchoires : une antérieure (**fig. 141 B**) et une postérieure (**fig. 141 C**). La mâchoire antérieure présente en son milieu une pièce médiane sclérifiée **a1** repliée en U. Cette pièce donne une expansion dans chaque mâchoire. Dans la mâchoire antérieure, du côté distale, **a1** se termine en **T** dont les branches sont relativement courtes. Du côté proximal, **a1** se replie en **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les lèvres de la mâchoire antérieure sont soutenues par deux pièces arquées **b**. Du côté distal, **b** se termine parallèlement à **a'**. Du côté proximal, chaque pièce **b** se replie pour donner un élargissement dans la mâchoire postérieure. La mâchoire postérieure est marquée à son centre par un sclérite **a2** qui se prolonge en **a3**. L'extrémité distale de **a3** dessine un V inversé à branches longues. Cette extrémité est creusée d'une encoche en V à bords pointus. Au-dessous de **a3**, s'articulent deux petites pièces sclérifiées **a'** en croissant. Les lèvres de la mâchoire postérieures sont soutenues par deux pièces sclérifiées arquées **c**. Du côté proximal, un muscle relie **a2** à **b**.

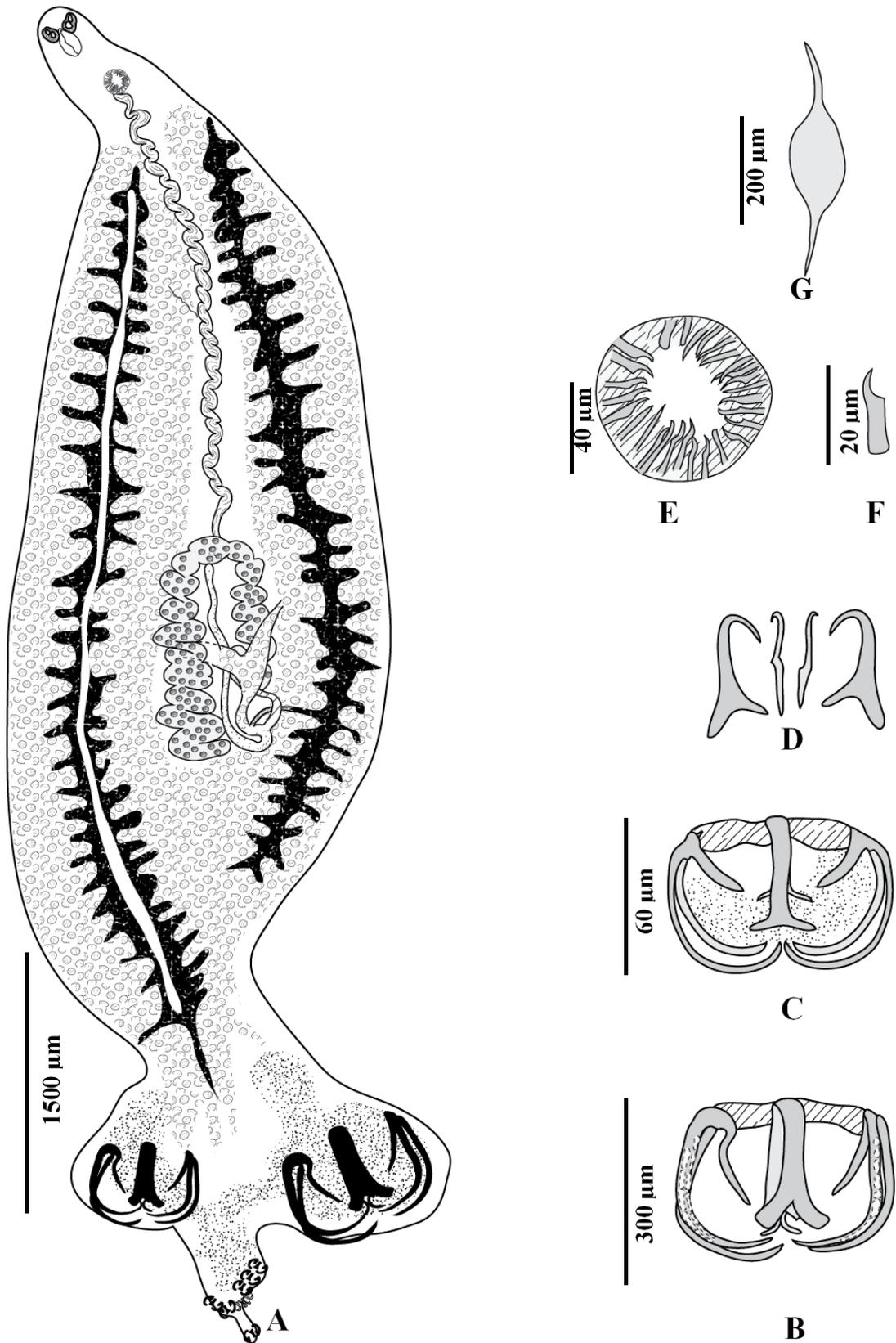


Figure 140 : *Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B** : grande pince *in toto*, vue ventrale. **C** : petite pince *in toto*, vue ventrale. **D** : crochets de la languette haptoriale. **E** : atrium génital. **F** : crochet de l'atrium génital. **G** : œuf.

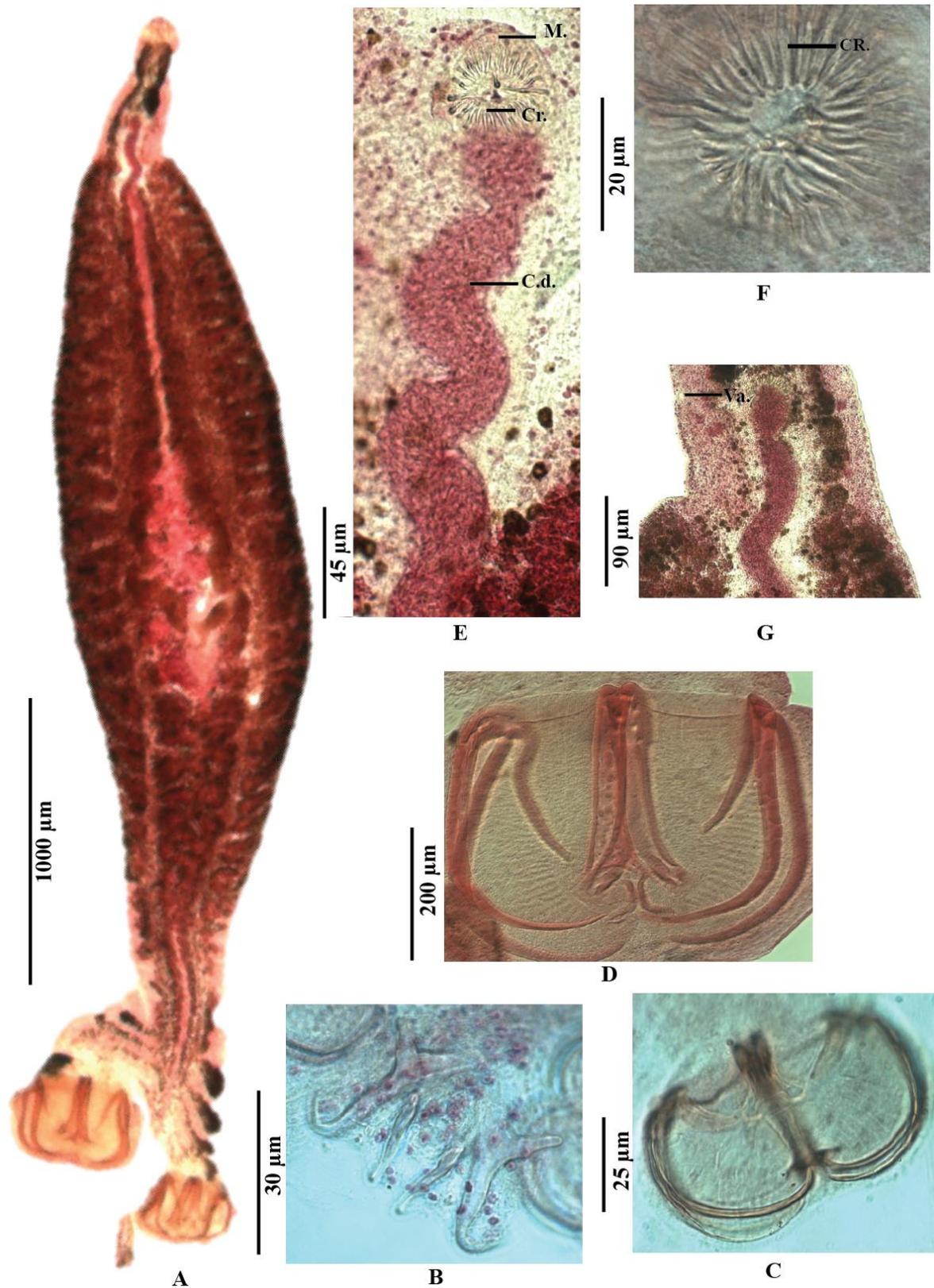


Planche 22 : *Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** languette haptoriale. **C :** petite pince, vue ventrale. **D :** grande pince, vue dorsale. **E, F :** atrium génital. **G :** vagin.

M. : muscle. **Cr. :** crochet. **Cd. :** canal déférent. **Va. :** vagin.

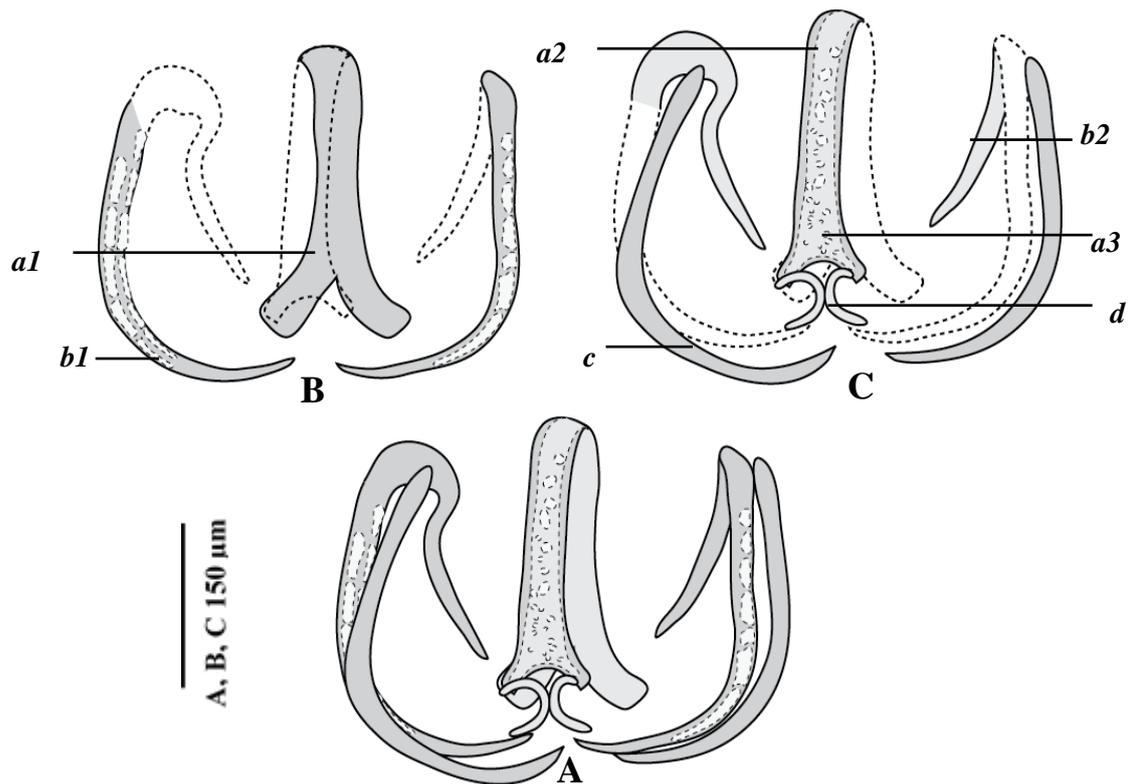


Figure 141 : disposition des sclérites des grandes pinces d'*Anthocotyle merluccii* van Beneden, 1863.

A pince *in toto*, vue dorsale.

B : mâchoire antérieure isolée.

C : mâchoire postérieure isolée.

Les petites pinces sont de type *Microcotyle* (**fig. 142 A**). Chacune est constituée de deux mâchoires: une antérieure (**fig. 142 B**) et une postérieure (**fig. 142 C**).

La mâchoire antérieure présente en son milieu une pièce sclérifiée médiane **a1**. Du côté distal, **a1** dessine un T prononcé. Du côté proximal, **a1** se replie en **a2** qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de la mâchoire antérieure sont soutenus par deux pièces arquées **b1**. Du côté proximal, chaque pièce **b1** donne **b2** dans la mâchoire postérieure.

Dans la mâchoire postérieure, **a2** se prolonge sur la ligne médiane par **a3** à branche très pointues. Les bords de cette mâchoire sont soutenus par deux sclérites arqués **c1**. Du côté proximal, un muscle relie **a2** à **b2**.

À l'extrémité postérieure du haptateur se situe une languette postérieure qui porte deux paires de crochets (**fig. 140 D ; pl. 22 B**):

- une paire postérieure formée de deux grands crochets, à base prononcée ;
- une paire interne composée de deux crochets à base courbée et effilée.

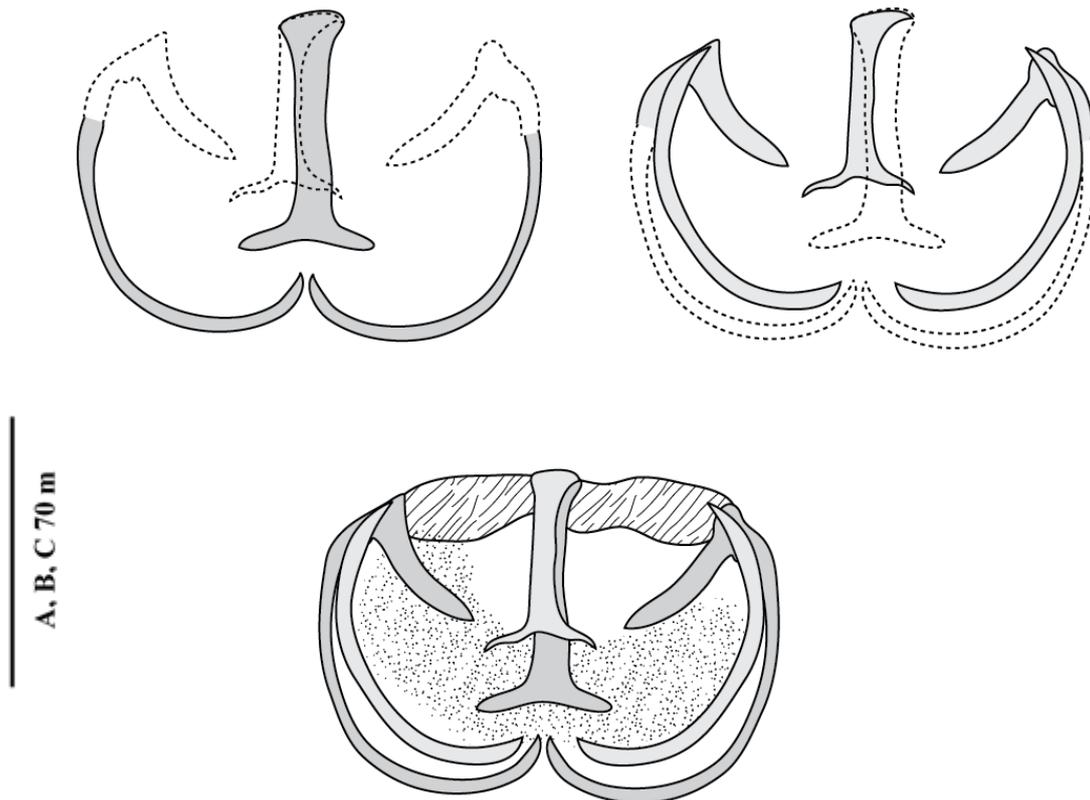


Figure 142 : disposition des sclérite des petites pinces d'*Anthocotyle merlucii* van Beneden, 1863.

A : pince *in toto*, vue dorsale.

B : mâchoire antérieure.

C : mâchoire postérieure.

La bouche est sub-terminale. Dans la cavité buccale, s'ouvrent deux ventouses musculaires ovalaires (**fig. 143**). Chaque ventouse est divisée par un septum longitudinal en deux logettes subégales. Le pharynx musculaire est assez volumineux. L'intestin se scinde en deux branches intestinales de longueur inégale qui descendent le long du corps en émettant latéralement de nombreux diverticules. Les branches ne se rejoignent pas postérieurement et seule la branche droite pénètre le haptéur.

Les testicules folliculaires et nombreux, s'observent dans le quart médian du corps entre les deux branches intestinales. Le canal déférent, contourné se dirige vers l'avant et débouche dans l'atrium génital (**pl. 22 E**). L'atrium génital est entouré de crochets à pointe simple (**fig. 140E ; pl. 22 F**). Ces crochets (**fig. 140F**), insérés à différents niveaux, sont difficiles à dénombrer.

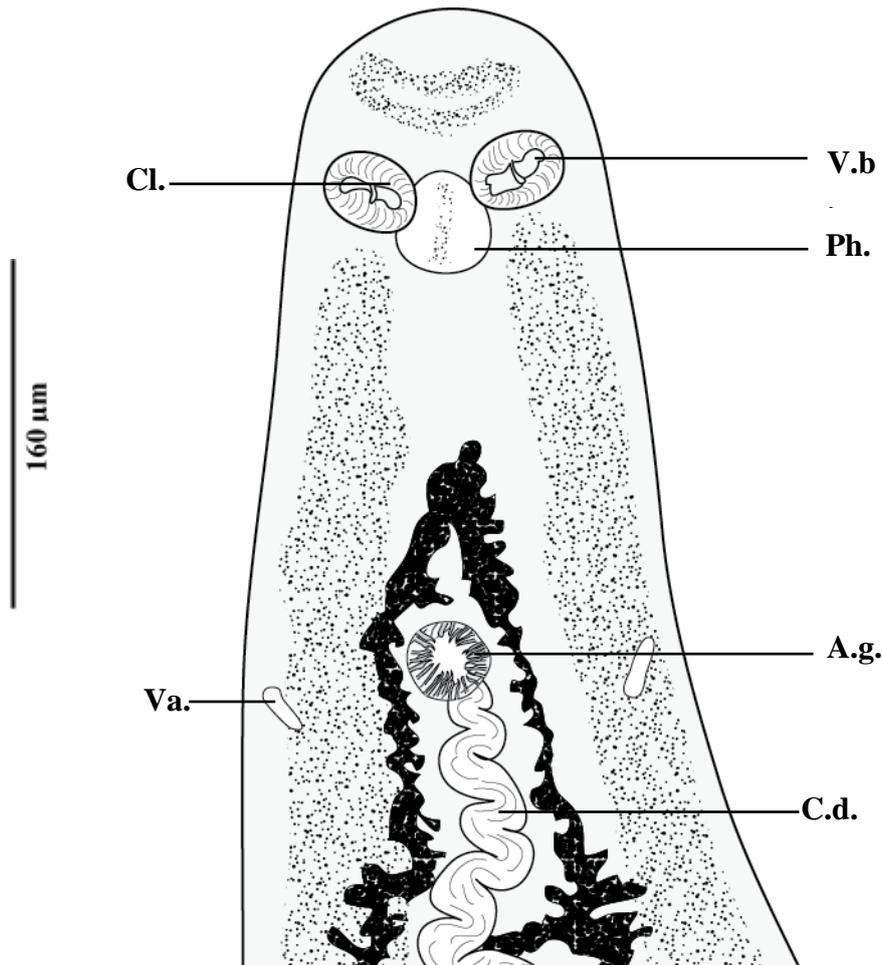


Figure 143 : *Anthocotyle merlucii* van Beneden, 1863, détail de la partie antérieure (vue ventrale).

V.b. : ventouse buccale. **B.i.** : bifurcation intestinale. **C.d.** : canal déférent. **Va.** : vagin. **Ph.** : pharynx. **A.g.** : atrium genital. **O.** : œuf.

L'ovaire pré-testiculaire et sinueux, se situe dans le tiers médian du corps (**fig. 144**). Il débute postérieurement sur le côté droit du corps, remonte antérieurement et passe sur le côté gauche ; il descend par la suite et dessine un V inversé. L'oviducte qui s'en détache reçoit le canal génito-intestinal. Ce dernier se jette dans la branche intestinale gauche. L'ootype peu marqué se poursuit par l'utérus. L'utérus étroit remonte le long de la ligne médiane dorsalement jusqu'à l'ouverture génitale. Le vitellogène, très important forme deux bandes qui entourent les branches intestinales. Du vitellogène se détachent les vitelloductes transverses qui s'unissent ventralement sur la ligne médiane pour former un court vitelloducte impair. Ce dernier débouche dans l'oviducte. Les deux vagins s'ouvrent latéralement à proximité des bords droit et gauche sur la face ventrale (**fig. 143 ; pl. 22 G**). Les œufs ovales présentent à chaque pôle un court filament (**fig. 140 G**).

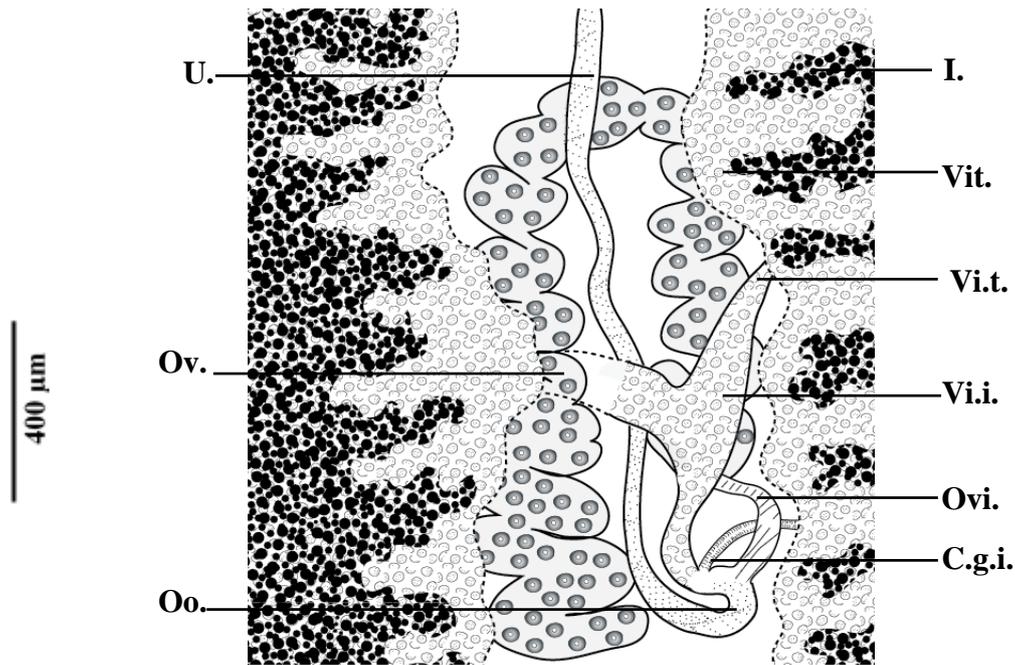


Figure 144 : *Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

U. : utérus. **O.** : ovaire. **Oo.** : ootype. **I.** : intestin. **Vit.** : vitellogène. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Ovi.** : oviducte. **C.g.i.** : canal génito-intestinal.

Tableau 90 : données morphométriques d'*Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863 du littoral algérien.

Longueur du corps	6400-6500 (6350)
Largeur du corps	380-790 (550)
Longueur de la pince antérieure droite	140- 150 (148)
Largeur de la pince antérieure droite	450-870
Longueur de la pince antérieure gauche	175-210 (205)
Largeur de la pince antérieure gauche	600-860 (615)
Longueur des petites pinces	32- 40 (35)
Largeur des petites pinces	65-70 (60)
Longueur des hamuli	55-70 (50)
Longueur des crochets postéro-latéraux	25-30 (28)
Longueur des ventouses buccales	30-45 (42)
Largeur des ventouses buccales	35-40 (38)
Longueur du pharynx	55-60(58)
Largeur du pharynx	50-55 (52)
Longueur de l'atrium génital	35-30(32)
Largeur de l'atrium génital	32-35 (32)

Répartition géographique

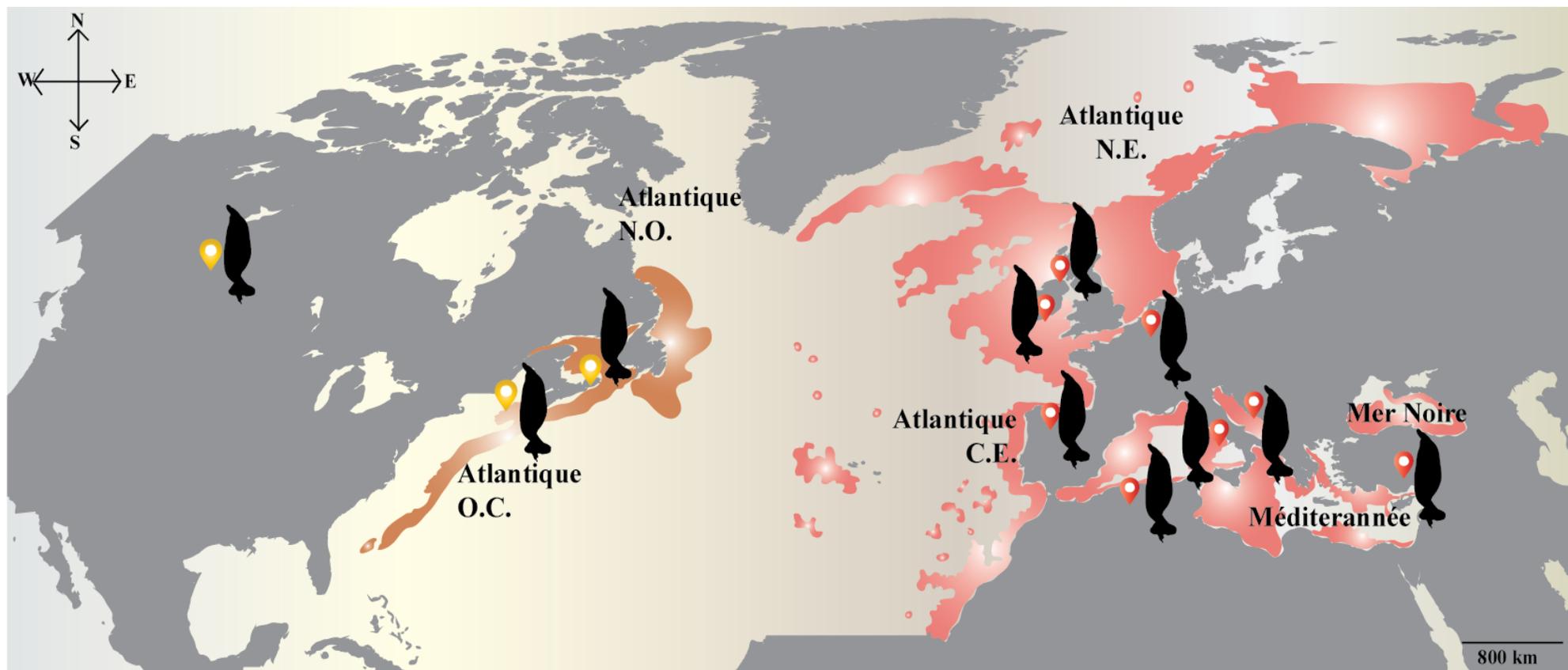
Anthocotyle merlucii a été découvert en 1863 par van Beneden & Hesse au large de Brest (van Beneden & Hesse, 1863). Cette espèce est largement répandue dans les eaux Méditerranéennes et Atlantiques (Cerfontaine, 1895; Scott, 1901; Linton, 1946 ; Sproston, 1946 ; Llewellyn, 1956 ; Llewellyn, 1958) (**tab. 91 ; fig. 145**). En Méditerranée, *A. merlucii* est observée fréquemment sur les côtes de la Turquie (Akmirza, 2013; Öktener, 2014), au large du Monténégro (Radujkovic & Euzet ,1989) et en Italie (Palombi, 1949). Ce Monogène a été rapporté à l'Est de l'Algérie (Seridi, 2008 ; Kaouachi, 2010). Nous le signalons de nouveau en Algérie.

Tableau 91 : répartition géographique d'*Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863.

Hôtes/ localités	Sources
<i>M. merluccius</i>	
(Linnaeus, 1758)(hôte-type)	
Océan Atlantique	
Brest	van Beneden & Hesse (1863)
Belgique	Cerfontaine (1895)
Mer du Nord	Scott (1901)
Plymouth	Sproston (1946); Llewellyn (1956); Llewellyn (1958);
Méditerranée	
Italie	Palombi (1949)
Monténégro	Radujkovic & Euzet (1989)
Turquie	Akmirza (2013); Öktener (2014)
Algérie	Seridi (2008) ; Kaouachi (2010) ; présente étude
<i>Merluccius bilinearis</i>	
(Mitchill, 1814)	
Océan Atlantique	
New York	MacCallum (1916)
Massachusetts	Linton (1940)
Canada	Stafford (1904)inPrice, 1943)

Discussion

Les pinces de la paire antérieure plus grandes que celles des paires postérieures ainsi que la languette haptorale armée de trois paires de crochets font correspondre les individus prélevés chez *Merluccius merluccius* au genre *Anthocotyle*, et à l'espèce *A. merlucii* telle que l'on redécrite Cerfontaine (1895) et Radujkovic et Euzet (1989) (Cerfontaine, 1895 ; Radujkovic et Euzet, 1989). Cependant, ils présentent quelques différences morphométriques mineures (**tab. 92**). Nos spécimens sont en général plus petits et les crochets postérieurs et



— Répartition géographique du poisson hôte *Merluccius merluccius*.

🐟📍 Mention d'*Anthocotyle merlucii* chez *Merluccius merluccius*..

— Répartition géographique du poisson hôte *Merluccius bilinearis*.

🐟📍 Mention d'*Anthocotyle merlucii* chez *Merluccius bilinearis*.

Figure 145 : répartition géographique d'*Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863 et de ses hôtes.

Tableau 92 : comparaisons des données morphométriques d'*Anthocotyle merlucii* van Beneden & Hesse, 1863.

Hôtes	<i>M. bilinearis</i>	<i>M. merluccius</i>					
localités	Woods Hole, Atlantique	Plymouth, Atlantique	Monténégro, Méditerranée	Brest, océan Atlantique	Algérie, Méditerranée		
Sources	Linton (1940)	Sproston (1946)	Radujkovic & Euzet (1989)	Van Beneden & Hesse (1863)	Seridi (2008)	Kaouachi (2010)	Présente étude
Longueur du corps	7500		2000-8000	14000			6400-6500 (6350)
Largeur du corps	1260		400-1100				380-790 (550)
Longueur de la pince antérieure droite							140- 150 (148)
Largeur de la pince antérieure droite	520	935-1200					450-870
Longueur de la pince antérieure gauche							175-210 (205)
Largeur de la pince antérieure gauche	630	680-850					600-860 (615)
Longueur des pinces postérieures							32- 40 (35)
Largeur des pinces postérieures		68-85					65-70 (60)
Longueur des Hamuli		60					55-70 (50)
Longueur des crochets postéro-latéraux		45					25-30 (28)
Longueur des ventouses buccales							30-45 (42)
Largeur des ventouses buccales							35-40 (38)
Longueur du pharynx							55-60(58)
Largeur du pharynx							50-55 (52)
Longueur de l'atrium génital							35-30(32)
Largeur de l'atrium génital							32-35 (32)

postéro-latéraux ont une taille réduite comparés aux populations atlantiques. De plus, Radujkovic & Euzet (1989) ont rapporté la présence d'une paire intermédiaire de crochets que nous n'avons pas observée. Cette dernière, très mince est étroitement collée aux crochets postérieurs ce qui la rend difficile à voir (Radujkovic et Euzet, 1989).

Décrite pour la première fois en 1863 par van Beneden & Hesse chez *Merluccius merluccius* (van Beneden & Hesse, 1863), l'espèce *Anthocotyle merlucii* a été ensuite redécrite chez l'hôte type par Cerfontaine (1895) et par Radujkovic & Euzet (1989) à Ostende et Monténégro respectivement (**tab 91 ; fig. 145**). Cette espèce semble présenter une spécificité de type sténoxène. Elle n'a été signalée que chez deux espèces *Merluccius merluccius* et *M. bilinearis* (Mitchill, 1814).

Stafford (1904) a été le premier à rapporter *A. merlucii* sur les branchies de *M. bilinearis* au Canada (Price, 1943). En 1916, MacCallum, a décrit aux états unis d'Amérique chez le même hôte une nouvelle sous espèce *A. merlucii americanus* MacCallum, 1916 (Price, 1943). En 1943, Price élève la sous espèce *A. merlucii americanus* au rang d'une nouvelle espèce *A. americanus*. L'auteur spécule que les parasites signalés par Stafford, correspondent plutôt à *A. americanus* et non pas à l'espèce européenne *A. merlucii*.

Cependant, en se basant sur l'asymétrie des pinces, critère sur lequel la distinction entre les deux espèces a été faite, et qui n'a pu être vérifié sur le matériel européen d'*A. merlucii*, Sportson (1944) juge la séparation des deux espèces douteuse et que le genre est monospécifique. Dawes (1946) et Brinkmann (1952 in Margolis & Kabata, 1984) acceptent la proposition de Sproston et considèrent que *A. americanus* est synonyme d'*A. merlucii*.

8. Famille des Pyragraphoridae Yamaguti, 1963

D'après Mamaev (1990)

Haptour en forme de « queue de poisson » ; squelette des pinces de deux types différents : *Microcotyle* et type modifié; languette haptoriale absente. Poche du cirre renfermant une vésicule séminale, un réservoir prostatique et un cirre ; atrium génital inerme. Pore vaginal médio-dorsal. Parasites de poissons marins.

Genre type : *Pyragraphorus* Sproston, 1946.

8.1. Genre *Pyragraphorus* Sproston, 1946

Doagnose d'après Yamaguti (1963)

Pyragraphoridae. Hapteur horizontal comme une queue de poisson, avec deux rangées de nombreuses pinces ; pinces de type *Microcotyle* sur la moitié distale du hapteur, et très modifiées sur la moitié proximale ; sclérites accessoires absents. Languette haptoriale absente. Branches intestinales ramifiées, non confluentes postérieurement. Testicules nombreux, dans la moitié postérieure du corps ; poche du cirre renfermant une vésicule séminale, un réservoir prostatique et un cirre musculaire recouvert d'épines à pointes recourbées ; atrium génital inerme, s'ouvrant ventralement à la bifurcation intestinale. Ovaire tubulaire, pré-testiculaire, dans le tiers moyen du corps ; canal génito-intestinal s'ouvrant dans la branche intestinale droite ; utérus débouchant dans l'atrium génital. Pore vaginal médio-dorsal ; réceptacle vaginal-séminale présent communicant avec les vitellogènes ; vitellogène largement co-existant avec les branches intestinales ; vitellogènes transverses séparés ou anastomosés, réservoir vitellin en forme de « Y ». Œuf filamenteux à chaque pôle. Parasites de Téléostéens marins.

Espèce type : *Pyragraphorus Pyragraphorus* (MacCallum & MacCallum, 1913) Sproston, 1946.

Hôte-type : *Trachinotus carolinus* (Linnaeus, 1766).

Localité type : océan Atlantique (MacCallum & MacCallum, 1913).

Nous avons retrouvé *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970 chez son hôte type *Trachinotus ovatus*.

8.1.1. *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970

Hôte : *Trachinotus ovatus* Linnaeus, 176.

Microhabitat : branchies, entre les filaments branchiaux.

Localité : Bouharoune, Algérie.

Description (fig. 146-151 ; pl.23, 24)

Les données morphométriques de 22 spécimens sont mentionnées dans le **tableau 93**.

Le corps triangulaire et allongée, est marqué d'une constriction dans la partie antérieure (**fig. 146 A ; pl.23 A**). Le hapteur asymétrique est perpendiculaire à l'axe du corps. Il est armé de deux rangées de pinces de type *Microcotyle* plus ou moins profondément transformé. Selon la disposition des sclérites de ces pinces, on distingue deux séries : et une série antérieure de pinces caractéristiques du genre *Pyragraphorus* (**fig. 146 B ; pl.23 B**) ; et une série postérieure de petites pinces occupant l'extrémité du hapteur (**fig. 146C ; pl.23 C**).

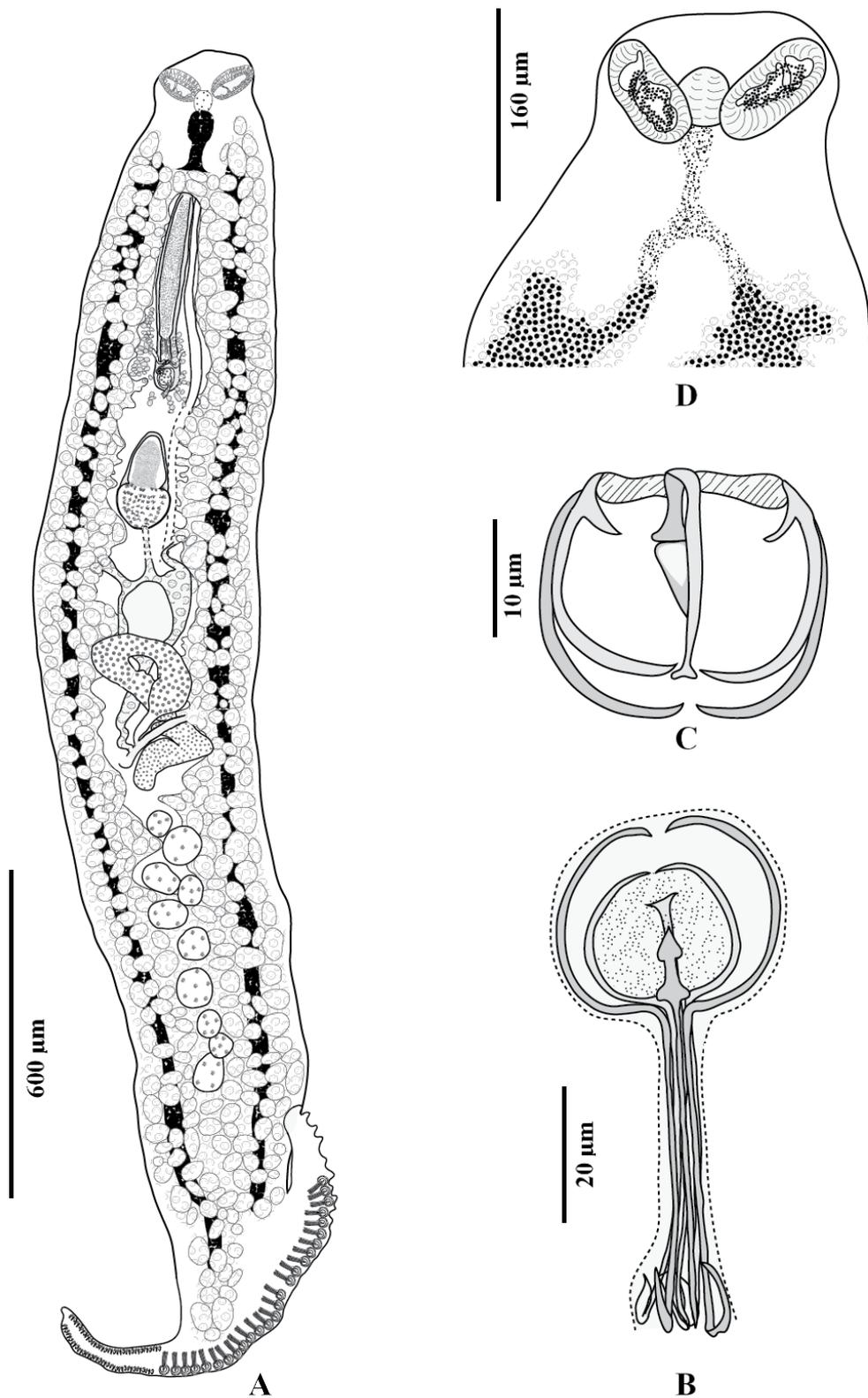


Figure 146 : *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970.

- A** : morphologie générale (vue ventrale).
- B** : pince antérieure *in toto*, vue dorsale.
- C** : pince postérieure *in toto*, vue ventrale.
- D** : détail de l'extrémité antérieure (vue ventrale).

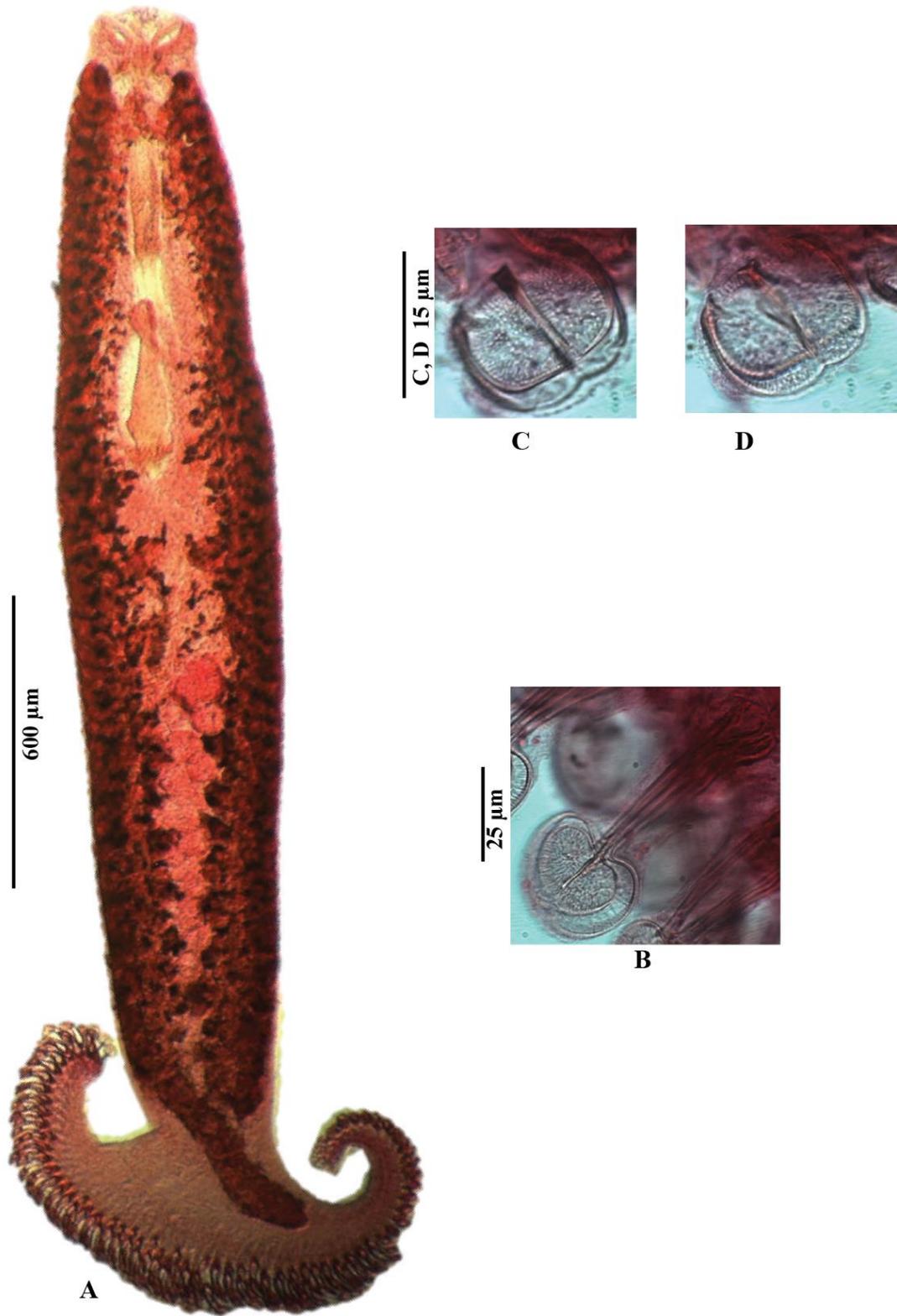


Planche 23 : *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970.

- A :** morphologie générale (vue ventrale).
- B :** pince antérieure, vue ventrale.
- C :** pince postérieure, vue ventrale.
- D :** pince postérieure, vue dorsale.

Les pinces de la série antérieure sont caractéristiques du genre *Pyragraphorus*. Chaque pince est constituée de deux mâchoires de taille inégales: une antérieure (**fig. 147 A**) et une postérieure (**fig. 147 B**) plus grande.

La mâchoire antérieure comprend un long sclérite médian *a*. Du côté proximal, *a* se termine en un T à branches très courtes. Du côté distal, *a* se courbe et passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de cette mâchoire sont soutenus de deux sclérites latéraux *b*. Du côté proximal, *b* dessinent un demi-cercle donnant à la moitié antérieure de la pince un aspect circulaire. Les sclérites *b* deviennent, dans la moitié postérieure de la pince, droits et parallèles l'un à l'autre. Ils se courbent et passent dans la mâchoire postérieure. Des expansions épidermiques marquent la partie antérieure circulaire de la pince.

Dans la mâchoire postérieure, *a* est prolongée par une **sclérification médiane**. Dans la partie circulaire de la pince, la **sclérification médiane** se termine en fer de lance. Dans la mâchoire postérieure, les sclérites latéraux *b* se replient et donnent une **courte expansion**. Les bords de la mâchoire postérieure sont soutenus par deux pièces sclérifiées *c* dont la disposition est similaires à celle des sclérites *b*.

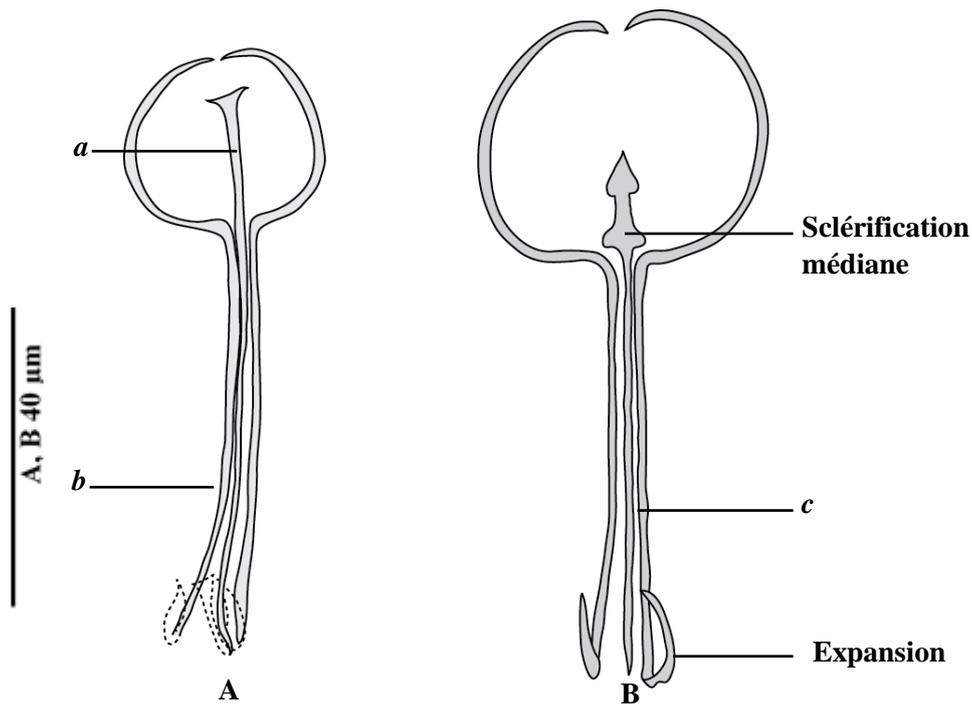


Figure 147 : disposition des sclérites de la pince antérieure de *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970.

A : disposition des sclérites dans la mâchoire antérieure.

B : disposition des sclérites dans la mâchoire postérieure.

Les pinces de la série postérieure sont relativement petites. Chaque pince est constituée de deux mâchoires : une antérieure (**fig. 148 A**) et une postérieure (**fig. 148 B**). La mâchoire

antérieure présente un mince sclérite médian *a*. Du côté distal, *a* se termine en un T peu prononcé ; du côté distal, *a* se courbe et passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de cette mâchoires sont soutenues par deux sclérite latéraux en lame *b*. Du côté distal, ces sclérites se rapprochent de la ligne médiane ; du côté proximal, les sclérites *b* se plient et passe dans la mâchoire postérieure.

Dans la mâchoire postérieure, s'observe un court prolongement de *a* qui se poursuit, par une sclérification médiane en « fer de lance ». Dans cette mâchoire, les sclérites *b* donnent chacun une courte expansion. Les bords de cette mâchoire sont soutenus de deux pièces arqués *c*.

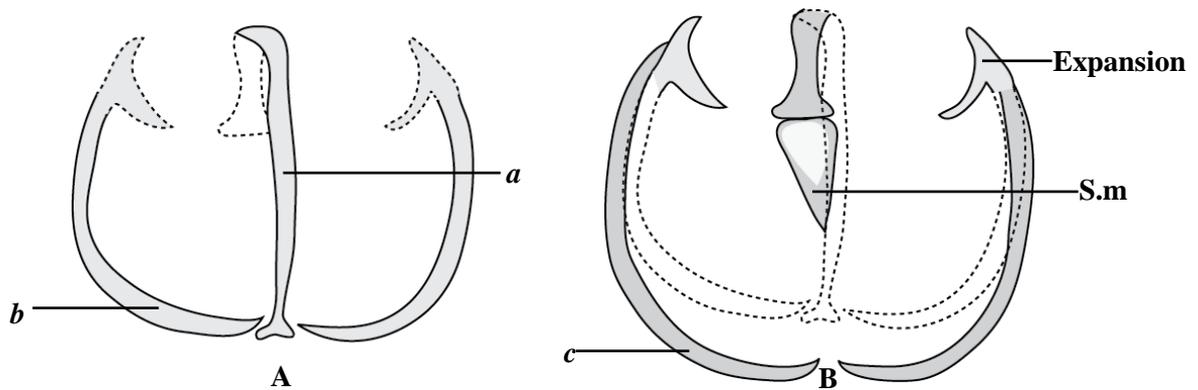


Figure 148 : disposition des sclérites de la pince postérieure de *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970.

A : mâchoire antérieure isolée. **B** : mâchoire postérieure isolée.

Le tube digestif débute par la bouche antérieure ventrale. De chaque côté de la cavité buccale, s'ouvre une ventouse musculaire ovulaire allongée transversalement (**fig. 146 D**). Chaque ventouse est sub-divisée en deux logettes inégales par un septum musculaire. Les bords des ventouses sont marqués par des tubercules épidermiques. Au pharynx, en barillet, qui s'ouvre ventralement sur le plan médian, succède un œsophage court. Ce dernier se scinde en avant de l'atrium génital, en deux branches intestinales latérales, dissimulées par le vitellogène.

Les testicules, sub-circulaires à ovalaires, sont peu nombreux et confinés dans l'espace intercœcal post-ovarien. Ils n'atteignent pas la jonction du vitellogène. Le canal déférent sinueux, remonte dorsalement à droite de la ligne médiane, pour aboutir vers l'avant à l'intérieur de la poche du cirre (**fig. 149**). Cette poche est pourvue d'une paroi épaisse de fibres musculaires. Elle comprend trois structures différentes: la vésicule séminale interne (**pl. 24 A**), le réservoir prostatique (**pl. 24 B**) et le cirre proprement dit (**pl. 24 C**). De la vésicule séminale interne sub-sphérique, se détache un canal qui se projette vers l'avant,

pour aboutir à la base d'une chambre allongée et plissée, correspondant au réservoir prostatic. De nombreuses glandes prostatiques se répartissent de part et d'autre du tiers basal de la poche du cirre. Deux conduits se détachent des deux bandes du vitellogène, traversent l'enveloppe de la poche du cirre pour déboucher à la base du réservoir prostatic. Antérieurement, le réservoir prostatic s'amincit en un conduit étroit, qui se termine dans le cirre. Le cirre dorsal, long et cylindrique est armé de très nombreuses épines. La pointe de ces épines est recourbée vers l'avant (**fig. 149**).

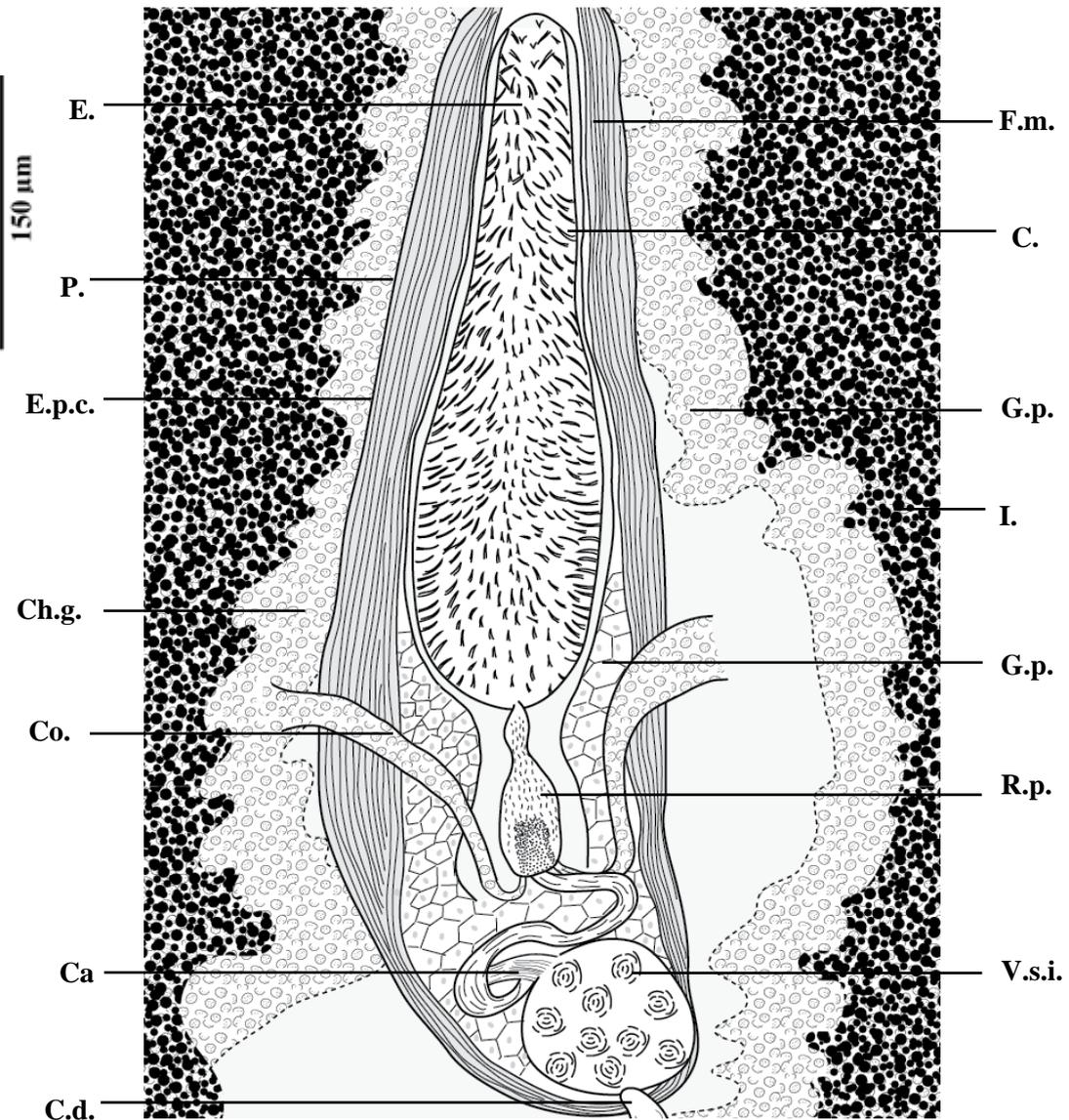


Figure 149 : *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970, détail de l'organisation du cirre.

F.m. : fibres musculaires. **C.** : cirre. **Vit.** : vitellogène. **I.** : intestin. **G.p.** : glandes prostatiques. **R.p.** : réservoir prostatic. **Ca.** : Canal. **V.s.i.** : vésicule séminale interne. **E.** : épine. **P.** : poche du cirre. **E.p.c.** : enveloppe de la poche du cirre. **Co.** : conduit. **Ch.g.** : champ glandulaire. **C.d.** : canal déférent.

L'appareil génital femelle renferme un ovaire replié, dorsal et pré-testiculaire (**fig. 150**). L'ovaire débute sur le côté droit, passe à gauche, remonte, et décrit une anse pour revenir à droite où sa branche descendante croise la branche transversale de la partie immature, avant de se jeter dans l'oviducte. De l'oviducte se détache le canal génito-intestinal qui se **propulse dans la branche** intestinale droite. L'oviducte reçoit d'abord le vitelloducte impair. Il forme ensuite une anse postérieure qui fait suite à un ootype renflé, tapissé à sa base par les glandes de Mehlis. Ce dernier se continue par l'utérus. L'utérus remonte sur la ligne médiane, dorsalement, pour déboucher dans le pore génital.

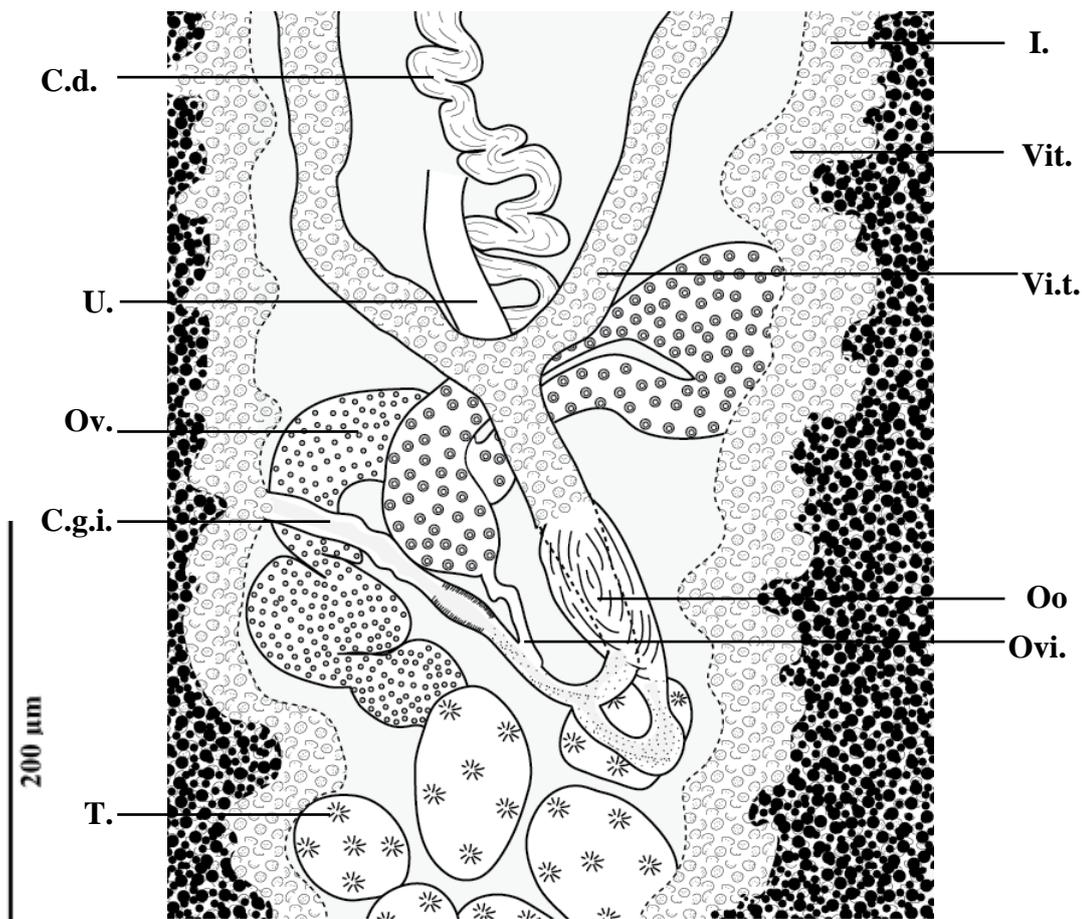


Figure 150: *Pyragaphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970, détail de la zone ovarienne.

C.d. : canal déférent. **U.** : utérus. **Ov.** : ovaire. **C.g.i.** : canal génito-intestinal. **T.** : testicule. **I.** : intestin. **Vit.** : vitellogène. **G.m.** : glandes de Mehlis. **Vi.t.** : vitelloducte transverse. **Vi.i.** : vitelloducte impair. **Oo.** : ootype. **Ovi.** : oviducte.

Le vagin est d'une structure complexe (**fig. 151 ; pl. 24 D**). Il présente une partie antérieure lisse et une partie postérieure qui forme un entonnoir marqué à sa base par des cils groupés en pinces. Vers l'arrière, l'entonnoir se continue par un canal étroit et court qui aboutit dans la partie antérieure où se rejoignent les vitelloductes transverses. Sur la ligne médiane,

les vitellogènes s'unissent une seconde fois, au niveau de l'ovaire pour former le vitellogène impair ventral qui termine son trajet dans l'oviducte. Les glandes vitellogènes se présentent comme des follicules globuleux qui entourent les branches intestinales.

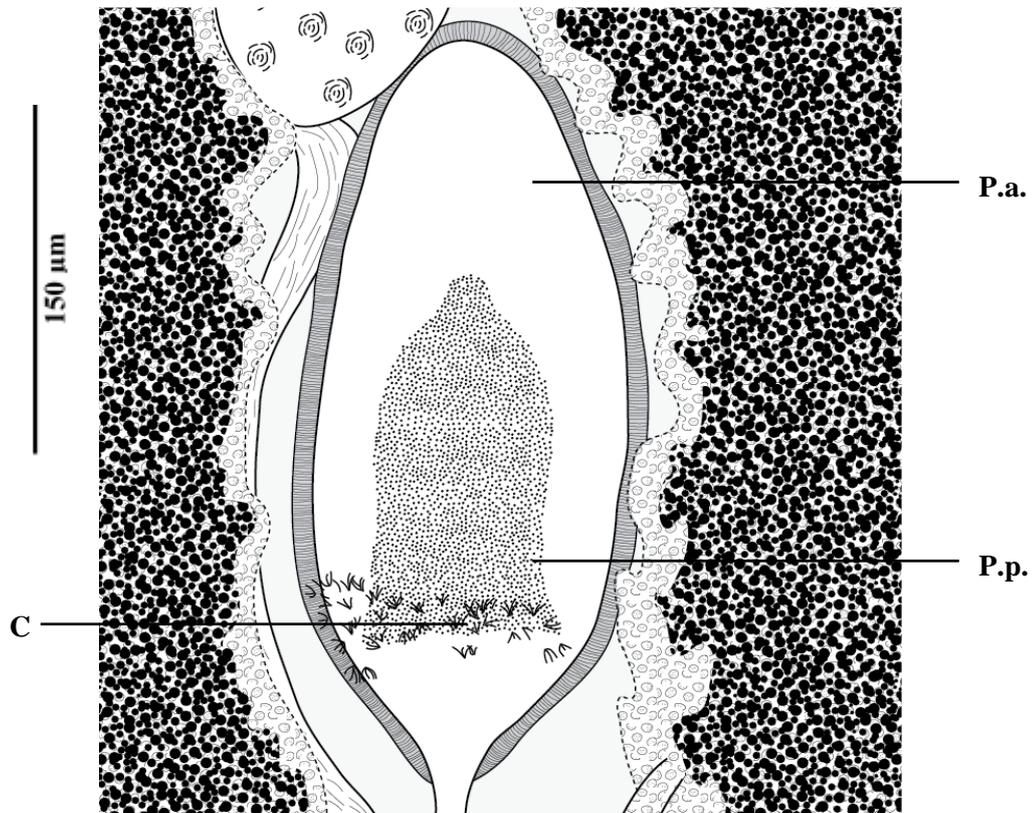


Figure 151 : *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970, détail de la zone du vagin (vue ventrale).

P.a. : partie antérieure. **P.p.** : partie postérieure. **C.** : cils.

Tableau 93 : données morphométriques de *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970 du littoral algérien.

Longueur du corps	1800-2450 (2310)
Largeur du corps	490-580 (578)
Nombre de pinces de la série antérieure	68-80 (76)
Longueur des pinces de la série antérieure	60-85 (82)
Largeur des pinces de la série antérieure	24-32 (30)
Nombre de pinces de la série postérieure	35-45 (42)
Longueur des pinces de la série postérieure	32-38 (35)
Largeur des pinces de la série postérieure	20-25 (24)
Longueur des ventouses buccales	78-80 (78)
Largeur des ventouses buccales	80-130 (125)
Longueur du pharynx	35-40
Largeur du pharynx	32-38 (36)
Nombre de testicules	10-25

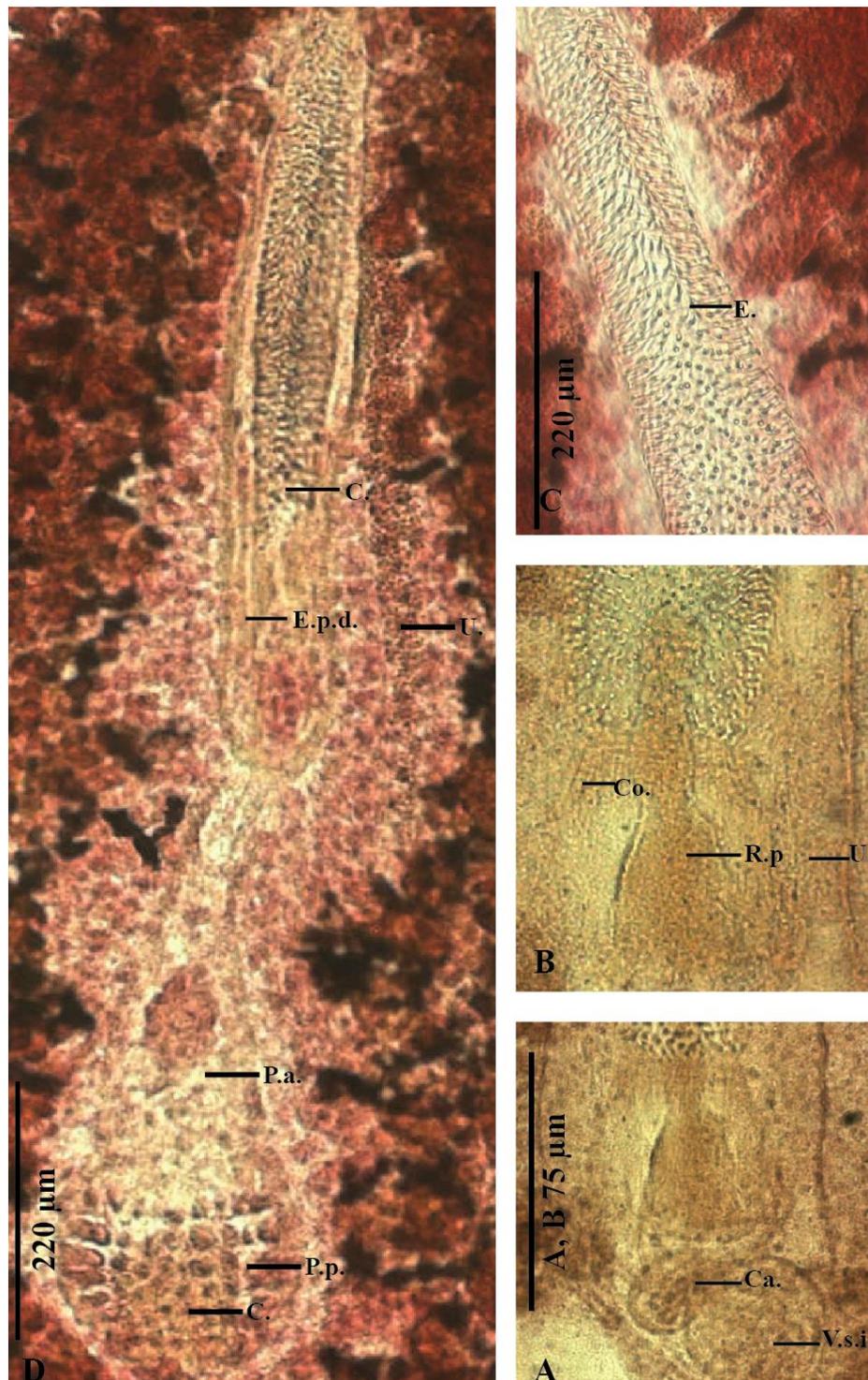


Planche 24 : *Pyragraphorus hollisae* 1970, Euzet et Ktari.

A, B : partie basale de la poche du cirre. **C** : cirre. **D** : vagin et cirre.

C. : cirre. **E.p.c.** : enveloppe de la poche du cirre. **U.** : utérus. **P.a.** : partie antérieure. **P.p.** : partie postérieure. **C.** : cils. **E.** : épine. **Co.** : conduit. **R.p.** : réservoir prostatique. **Ca.** : canal. **V.s.i.** : vésicule séminale interne.

Répartition géographique

Pyragraphorus hollisae est une espèce exclusivement méditerranéenne (fig. 152), décrite pour la première fois au large de la Tunisie chez *Trachinotus ovatus* par Euzet et Ktari (1970). Nous l'avons retrouvée et nous la signalons pour la première fois en Algérie.



Figure 152: répartition géographique de *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970 et de son hôte.

Discussion

Par leurs caractères morphoanatomiques et morphométriques, nos spécimens de *Pyragraphorus hollisae* récoltés chez *Trachinotus ovatus* au large de l'Algérie sont semblables à ceux décrits, chez le même hôte par Euzet et Ktari en Tunisie (Sud de la Méditerranée) (Tunisie) (**tab. 94**).

Le genre *Pyragraphorus* a été créé par Sproston, 1946 avec comme espèce type *Pyragraphorus pyragraphorus* (MacCallum & MacCallum, 1913) Sproston, 1946, prélevée sur les branchies de *Trachinotus carolinus* (Linnaeus, 1766)(Carangidae) et décrite comme *Microcotyle Pyragraphorus* MacCallum & MacCallum, 1913 (Sproston, 1946). Actuellement, ce genre comprend 5 espèces valides, inféodées toutes au Carangidae et parmi lesquelles *P. hollisae* est l'unique espèce méditerranéenne (**tab. 95**).

Tableau 94 : données morphométriques de *Pyragraphorus hollisae* Euzet et Ktari, 1970.

Hôte	<i>Trachinotus ovatus</i>	
	Golf de Tunis méditerranée	Algérie, méditerranée
Localités		
Sources	Euzet & Ktari (1970)	Présente étude
Longueur du corps	2000-2500	1800-2450 (2310)
Largeur du corps	500-600	490-580 (578)
Nombre de pinces de la série antérieure	70-84	68-80 (76)
Longueur des pinces de la série antérieure	65-100	60-85 (82)
Largeur des pinces de la série antérieure	25-30	24-32 (30)
Nombre de pinces de la série postérieure	36-44	35-45 (42)
Longueur des pinces de la série postérieure	30-37	32-38 (35)
Largeur des pinces de la série postérieure	22-25	20-25 (24)
Longueur des ventouses buccales	80	78-80 (78)
Largeur des ventouses buccales		80-130 (125)
Longueur du pharynx	40	35-40
Largeur du pharynx		32-38 (36)
Distance vagin –extrémité antérieure	800	650-810
Nombre de testicules	8-13	10-25

Tableau 95 : hôtes et localités des *Pyragraphorus* spp.

Parasites	Synonymes	Hôte type	Localité type	Source
<i>Pyragraphorus pyragraphorus</i> (MacCallum & MacCallum, 1913) Sproston, 1946	<i>Microcotyle pyragraphorus</i> (MacCallum & MacCallum, 1913) *	<i>Trachinotus carolinus</i> (<i>Carangidae</i>)	Probablement de l'océan Atlantique (Sproston, 1946 ; Hargis, 1956)	MacCallum & MacCallum (1913) ; Sproston (1946)
<i>Pyragraphorus incomparabilis</i> (MacCallum, 1916) Hargis, 1956 *	<i>Microcotyle incomparabilis</i> MacCallum, 1916 * <i>Allopyragraphorus incomparabilis</i> (MacCallum, 1916) Yamaguti, 1963 *	<i>Caranx ruber</i> (Bloch, 1793)	poisons importés de Floride, océan Atlantique (Hargis, 1956)	MacCallum (1916) ; Hargis (1956); Yamaguti (1963)
<i>Pyragraphorus hippos</i> Hargis, 1956 *	<i>Allopyragraphorus hippos</i> (Hargis, 1956) Yamaguti, 1963	<i>Caranx hippos</i>	Floride, océan Atlantique	Hargis (1956); Yamaguti (1963)
<i>Pyragraphorus caballeri</i> Zerecero, 1960 *	<i>Allopyragraphorus caballeri</i> (Zerecero, 1960) Yamaguti, 1963	<i>Caranx hippos</i> (Linnaeus, 1766) (<i>Carangidae</i>)	Mexique, océan Pacifique	Zerecero (1960); Yamaguti (1963)
<i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet & Ktari, 1970		<i>Trachinotus ovatus</i> (<i>Carangidae</i>)	Tunisie, Méditerranée	Euzet & Ktari (1970)

*synonyme junior

9. La famille des Rhinecotylidae Lebedev, 1979

Diagnose d'après Mamaev (1990)

Mazocreidea. Hapteur unilatéral, en deux « pagaies » avec deux rangées de nombreuses pinces ; pinces de type *Microcotyle* sur la moitié antérieure du hapteur, et pinces transformées sur la moitié postérieure. Ventouses buccales septées. Atrium génital armé d'épines. Vagin et réceptacle séminal absents. Parasites des Sphyraenidae.

Genre type : *Rhinecotyle* Euzet et Trilles, 1960.

9.1. *Rhinecotyle* Euzet et Trilles, 1960

Diagnose proposée dans le cadre de ce travail

Rhinecotylidae. Hapteur asymétrique et unilatéral ; pinces de la partie antérieure de type *Microcotyle*; pinces de la partie postérieure avec des variations morphologique marquées ; languette haptoriale absente. **Ventouses buccales septées ou non. Testicules post-ovariens et/ou pré et para-ovariens. Atrium génital formé de bulbe musculaire armé d'épines.** Vagin, réceptacle séminal absents **et canal génito-intestinal absent. Œuf avec filament à chaque pôle.** Parasites des Sphyraenidae.

Espèce type : *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

Hôte-type : *Sphyraena sphyraena* (Linnaeus, 1758).

Localité type : France, Méditerranée (Euzet et Trilles, 1960).

Dans le cadre de ce travail, nous avons récolté *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

9.1.1. *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960

Hôte: *Sphyraena sphyraena* (Linnaeus, 1758)

Habitat : branchie, entres les filaments branchiaux.

Localités: Bouharoune, Cap Djinet, Dellys.

Description

Les données morphométriques de 20 spécimens sont indiquées dans le **tableau 96**.

Le corps est allongé (**fig. 153 A ; pl. 25 A**). À son extrémité postérieure, il se termine par le hapteur trapu. Le hapteur est marqué par deux rangées de loculi. Il porte de nombreuses pinces disposées en deux séries. Les pinces sont de d'un type qui se rapproche du type *Microcotyle*, avec des variations morphologiques prononcées.

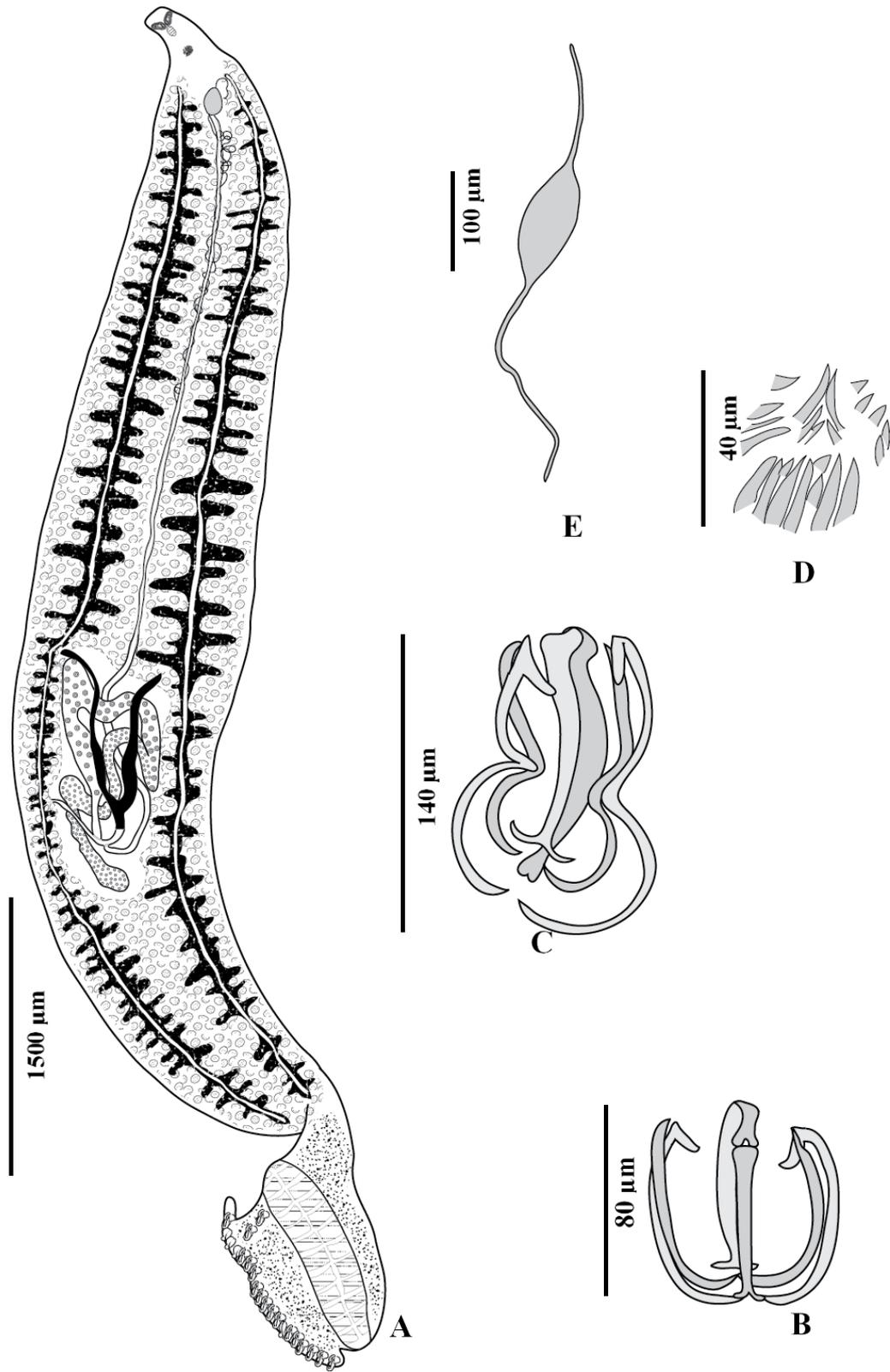


Figure 153 : *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

- A : morphologie générale (vue ventrale).
- B : pince de la série antérieure *in toto*, vue dorsale.
- C : pince de la série postérieure *in toto*, vue dorsale.
- D : atriumgénital.
- E : œuf.

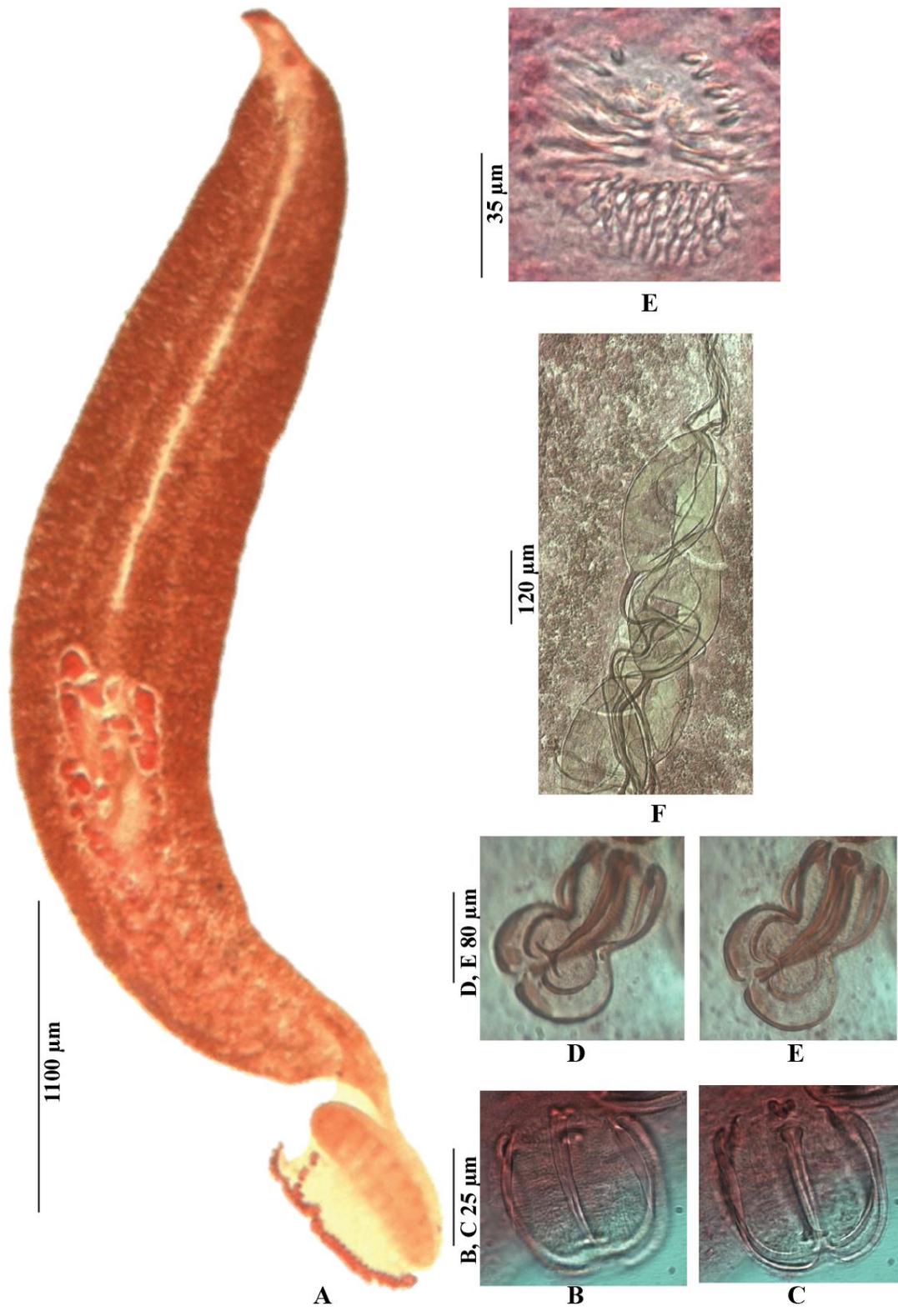


Planche 25: *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

A : morphologie générale (vue ventrale). **B :** pince de la série antérieure, vue ventrale. **C :** pince de la série antérieure, vue dorsale. **D :** pince transformée, vue ventrale. **E :** pince transformée, vue dorsale. **F :** œuf. **G :** atrium génital.

Nous décrivons les pinces de la série antérieure (**fig. 153 B ; pl. 25 B, C**) et ceux de la série postérieure (**fig. 153 C ; pl. 25 D, E**).

Les pinces de la série antérieure sont relativement petites. Chaque pince est constituée de deux mâchoires : une antérieure (**fig. 154 A**) et une postérieure (**fig. 154 B**). La mâchoire antérieure comprend une pièce médiane *a*. Du côté proximal, *a* se termine en un T. Du côté distal, *a* se courbe en *a2* qui passe dans la mâchoire postérieure. Les bords de cette mâchoire sont soutenus par deux sclérites en lame *b*. Du côté proximal, *b* se courbent et forment un court prolongement dans la mâchoire postérieure.

Dans la mâchoire postérieure, *a2* se poursuit par une expansion latérale *a3* qui se termine par deux expansions lobées dessinant un V peu profond. Au-dessous de *a3*, s'articule une pièce médiane postérieure *f* relativement longue. Les bords de cette mâchoire sont renforcés par deux sclérites *c*.

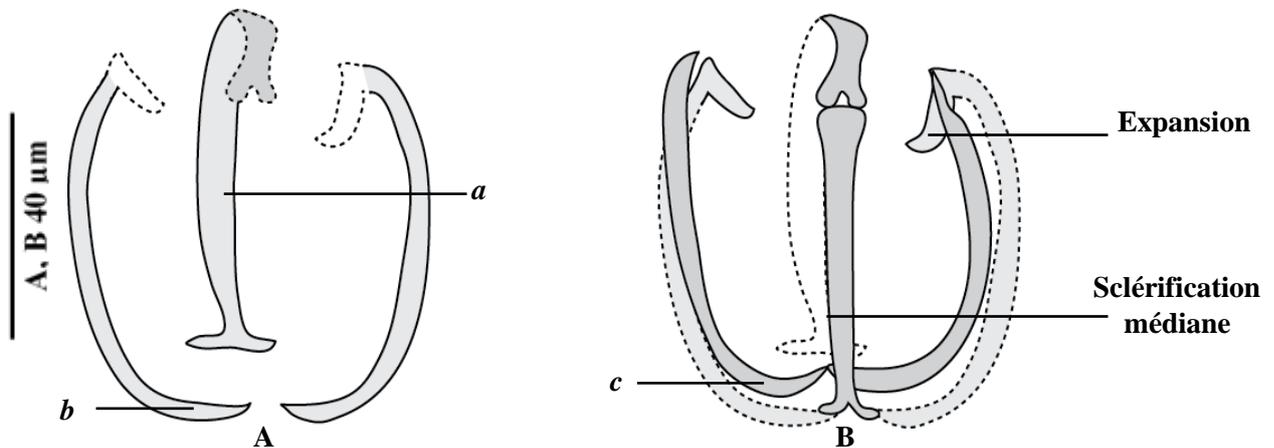


Figure 154 : disposition des sclérites de la pince de la série antérieure de *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960

A : mâchoire antérieure isolée. **B** : mâchoire postérieure isolée.

Les pinces de la série postérieure sont plus grandes. Elles sont composées de deux mâchoires : une antérieure (**fig. 155 A**) et une postérieure (**fig. 155 B**). La mâchoire antérieure comprend un long sclérite médian *a*. du côté distal, *a* se termine en un T bien prononcé. Les bords de cette mâchoire antérieure sont soutenus par deux sclérites *b* qui dessinent un demi-cercle, dans les moitiés antérieures et postérieures de la pince. Les deux demi-cercles sont séparés par une courbure peu profonde. Une légère asymétrie, est due au degré de courbure et la longueur de ces sclérite. Du côté proximal, *b* se courbent et passent dans la mâchoire postérieure.

La mâchoire postérieure est moins large que la mâchoire antérieure. Du côté proximal et sur la ligne médiane, un long sclérite *f* s'articule sur *a*. Les lèvres de cette mâchoires sont

soutenues par deux sclérites *c*. Dans la moitié antérieure de la pince, les sclérites *c* sont plus ou moins parallèles au sclérite *a* ; dans la moitié postérieure de la pince, les sclérites *c* dessinent un demi-cercle.

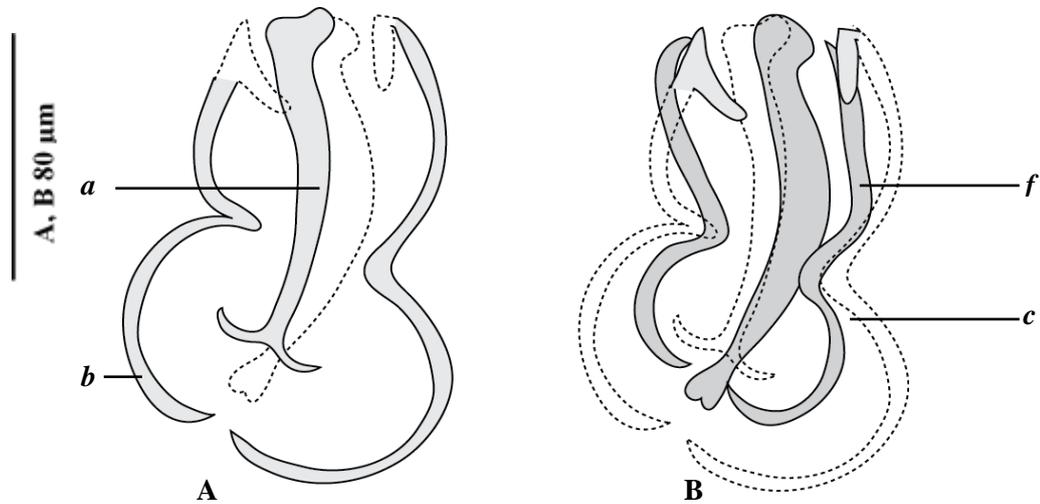


Figure 155 : disposition des sclérites de la pince transformée de *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960

A : mâchoire antérieure isolée. **B** : mâchoire postérieure isolée.

L'appareil digestif commence antérieurement par la bouche ventrale et sub-terminale (**fig. 156**). De chaque côté de la cavité buccale, s'ouvre une ventouse musculaire allongée transversalement. Ventralement, chaque ventouse est subdivisée par trois cloisons en logettes. Les bords des ventouses sont tapissés de minuscules papilles. Le pharynx musculueux et globuleux s'ouvre ventralement sur la ligne médiane. L'œsophage peu visible se scinde en avant de l'atrium génital, en deux branches intestinales. Ces dernières sont pourvues de nombreux diverticules latéraux et axiaux descendant de chaque côté du corps pour atteindre l'extrémité postérieure. Ces branches ne confluent pas postérieurement.

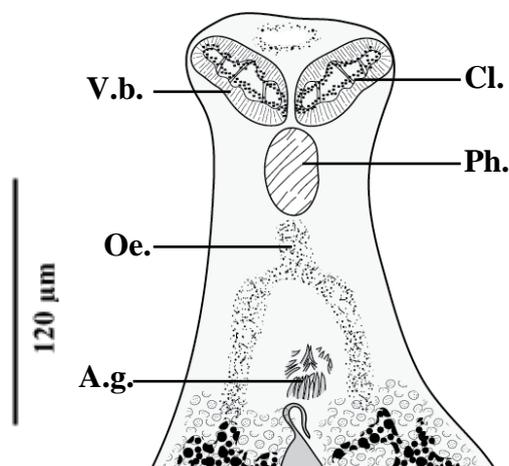


Figure 156 : *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960, détail de la partie antérieure (vue ventrale)

V.b. : ventouse buccale. **Oe.** : œsophage. **A.g.** : atrium génital. **Cl.** : cloison. **Ph.** : pharynx.

Les testicules sont repartis dans l'espace intercœcal du quart postérieur du corps. La densité du vitellogène les rend difficiles à dénombrer. Le canal défèrent sinueux, remonte sur la ligne médiane jusqu'à l'extrémité antérieure pour s'ouvrir à la base de l'atrium génital. L'atrium génital armé de petits crochets, s'ouvre dorsalement sur le plan médio-longitudinal au niveau du quart antérieur (**fig. 153 A ; pl. 25 E**).

L'ovaire dorsal, replié sur lui-même, est localisé dans l'espace intercœcal du tiers postérieur du corps (**fig. 157**). Il débute sur le côté droit du corps, puis, passe à gauche pour former deux anses. Il remonte par la suite sur le côté gauche, passe par un coude transversal à droite. À ce niveau, il redescend pour déboucher dans l'oviducte. L'oviducte croise la partie immature de l'ovaire et reçoit le vitelloctue impair sur la ligne médiane. À droite de la jonction entre l'oviducte et le vitelloctue impair, se détache le canal génito-intestinal qui se jette dans la branche intestinale droite. L'utérus dorsal par rapport à l'ovaire, remonte sur le plan médio-longitudinal et aboutit dans l'atrium génital. Le vitellogène très développé délimite latéralement les branches intestinales et se termine à l'extrémité postérieure du corps. Les vitelloctues transverses, très longs se rejoignent sur la ligne médiane pour former le vitelloctue impair. Le vagin est absent. Les œufs fusiformes présentent deux filaments polaires inégaux (**fig. 153 E ; pl.25 E**).



Figure 157 : *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960, détail de la zone ovarienne (vue ventrale).

U. : utérus. Ov. : ovaire. C.g.i. : canal génito-intestinal. Ovi. : oviducte. I. : intestin. Vit. : vitellogène. Vi.t. : vitelloctue transverse. Vi.i. : vitelloctue impair.

Tableau 96 : données morphométriques de *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960 du littoral algérien.

Longueur du corps	1800-2450 (2115)
Longueur du hapter	210-315 (305)
Longueur totale	2450-5100 (4580)
Largeur du corps	490-780 (675)
Nombre de pinces de la série antérieure	16-24 (20)
Longueur des pinces de la série antérieure	52-56 (55)
Largeur des pinces de la série antérieure	48-54 (50)
Nombre de pinces de la série postérieure	13-25 (22)
Longueur des pinces de la série postérieure	90-112 (110)
Largeur des pinces de la série postérieure	65-85 (78)
Longueur des ventouses buccales	48-65 (56)
Largeur des ventouses buccales	36-48 (45)
Longueur du pharynx	42-68 (66)
Largeur du pharynx	40-45 (42)
Distance vagin –extrémité antérieure	210-245 (235)

Répartition géographique

Rhinecotyle crepitacula est une espèce transatlantique (**tab.97 ; fig. 158**), décrite pour la première fois à Sète chez *Sphyraena sphyraena* (Euzet & trilles 1960). Elle a été également observée chez un second Sphyraenidae *Sphyraena piscatorum* Cadenat, 1964, au Sud de l’océan Atlantique (Euzet & Wahl, 1970). **Nous la mentionnons pour la première fois au Sud de la Méditerranée et nous la signalons pour la première fois en Algérie.**

Tableau 97 : répartition géographique de *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

Hôte et localité	Source
<i>Sphyraena sphyraena</i> (Linnaeus, 1758) (hôte-type)	
Méditerranée	
France	Euzet & trilles 1(960)
Algérie	Présente étude
<i>Sphyraena piscatorum</i> Cadenat, 1964	
Sud de l’océan Atlantique	Euzet & Wahl (1970)

Discussion

Par leurs caractères morphoanatomiques et morphométriques, les spécimens de *Rhinecotyle crepitacula* recueillies chez *Sphyraena sphyraena* en Algérie sont semblables à ceux décrits, chez le même hôte par Euzet et Trilles (1960) (**tab.99**), ainsi qu'aux précisions données par ces auteurs dans leur redescription de l'espèce.

Le genre *Rhinecotyle* a été créé par Euzet & Trilles en 1960 avec pour espèce type *Rhinecotyle crepitacula* récoltés sur les branchies de *Sphyraena sphyraena*. L'espèce a été redécrite en 1970 par Euzet & Wahl à partir de spécimens en provenance du Sud de l'océan Atlantique. Ces auteurs ont apporté des précisions sur la morphoanatomie et la biologie de l'espèce. Actuellement, ce genre est bispécifique et exclusivement inféodé au Sphyraenidae (**tab. 98**).

Tableau 98 : hôtes et localités des *Rhinecotyle* spp.

Parasites	Hôte type	Localité type	Source
<i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet & Trilles, 1960	<i>Sphyraena sphyraena</i>	France, Méditerranée	Euzet & Trilles (1960)
<i>Rhinecotyle deloyai</i> Bravo-Hollis, 1980	<i>Sphyraena barracuda</i> (Edwards, 1771)	Mexique, océan Atlantique	Bravo-Hollis (1980)

Tableau 99 : comparaison des données morphométriques de *Rhinecotyle crepitacula* Euzet et Trilles, 1960.

Hôtes	<i>Sphyraena piscatorum</i>	<i>Sphyraena sphyraena</i>
Localités	océan Atlantique	Algérie (M.)
Sources	Euzet et Trilles (1970)	Présente étude
Longueur du corps		1800-2450 (2115)
Longueur du haptéur		210-315 (305)
Longueur totale	2500-5000	2450-5100 (4580)
Largeur du corps	500-1000	490-780 (675)
Nombre de pinces de la série antérieure	18-22	13-25 (22)
Longueur de pinces de la série antérieure	30-45	90-112 (110)
Largeur de pinces de la série antérieure	50-60	65-85 (78)
Nombre de pinces de la série postérieure	12-20	16-24 (20)
Longueur de pinces de la série postérieure	110-1130	52-56 (55)
Largeur de pinces de la série postérieure	50-80	48-54 (50)
Longueur des ventouses	50-80	48-65 (56)
Largeur de ventouses	30-50	36-48 (45)
Longueur du pharynx	45-60	42-68 (66)
Largeur du pharynx		40-45 (42)

Conclusion

L'étude taxinomique des Polyopisthocotylea parasites des Téléostéens du littoral algérien, nous a permis de récolter 18 espèces de Polyopisthocotylea rattachées à 9 familles (Microcotylidae, Diclidophoridae, Gastrocotylidae, Axinidae, Heteraxinidae, Chauhaneidae, Discocotylidae, Rhinecotylidae et Pyragraphoridae) parmi lesquelles 2 sont nouvelles pour la science, une pour la Méditerranée et 10 pour la parasitofaune des Téléostéens de l'Algérie (**tab. 100**).

Le^{1^{er}} objectif de ce travail était de dresser un premier inventaire des Monogenea Polyopisthocotylea de l'Algérie, jusque-là inexistant. Pour cela nous avons analysé et rassemblé toutes les données bibliographiques s'y rapportant (Kouider El Ouahed-Amine, 1998 ; Kaouachi, 2005 ; Seridi, 2008 ; Rezaiguia, 2008 ; Ayadi, 2017). Nous enrichissons la liste des 40 espèces déjà connues **de 10 espèces nouvelles pour la faune monogénienne de l'Algérie dont le nombre est passé de 50 à 52 (tab. 101)**.

Tableau 100 : Les Monogenea Polyopisthocotylea des Téléostéens du littoral algérien, récoltés dans le cadre de ce travail.

Familles	Genres	Espèces	Hôtes
Microcotylidae Taschenberg, 1879	<i>Microcotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Microcotyle visa</i> n.sp.	<i>Pagrus caeruleostictus</i>
		<i>Microcotyle isyebi</i> n.sp.	<i>Boops boops</i>
	<i>Pauciconfibula</i> Dillon & Hargis, 1965	<i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachinus radiatus</i>
		<i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot 1904) Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachinus draco</i>
	<i>Intracotyle</i> Mamaev, 1970	<i>Intracotyle hannibali</i> Euzet & Ktari, 1970	<i>Pomadasys incisus</i>
Diclidophoridae Cerfontaine, 1895	<i>Flexophora</i> Prost & Euzet, 1962	<i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1962	<i>Ophidium barbatum</i>
	<i>Cyclocotyla</i> Otto, 1823	<i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823	<i>Boops boops</i>
Gastrocotylidae Price, 1943	<i>Gastrocotyle</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Trachurus trachurus</i>
	<i>Pseudaxine</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia, 1890	<i>Trachurus trachurus</i> <i>Boops boops</i>
	<i>Pseudaxinoides</i> Lebedev, 1968	<i>Pseudaxinoides</i> sp.	<i>Boops boops</i>
	<i>Allogastrocotyle</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984	<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984	<i>Trachurus picturatus</i>
Axinidae Unnithan, 1957	<i>Axine</i> Abildgaard, 1794	<i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794	<i>Belone belone</i>
Heteraxinidae (Unnithan, 1957) Price, 1962	<i>Zeuxapta</i> Unnithan, 1957	<i>Zeuxapta seriolae</i> (Meserve, 1938)	<i>Seriola dumereli</i>
	<i>Cemocotyle</i> Sproston, 1946	<i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachurus trachurus</i>
Chauhaneidae Euzet et Trilles, 1960	<i>Cotyloatlantica</i> Bravo-Hollis, 1984	<i>Cotyloatlantica mediterranea</i> Bravo-Hollis, 1984	<i>Sphyarena sphyraena</i>
Discocotylidae Price, 1963	<i>Anthocotyle</i> Van Beneden et Hesse, 1863	<i>Anthocotyle merlucii</i> Van Beneden, 1863	<i>Merluccius merluccius</i>
Pyragraphoridae Yamaguti, 1963	<i>Pyragraphorus</i> Sproston, 1946	<i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970	<i>Trachinotus ovatus</i>
Rhinecotylidae Lebedev, 1979	<i>Rhinecotyle</i> Euzet et Trilles, 1960	<i>Rhinecotyle crepitacula</i> Euzet et Trilles, 1960	<i>Sphyarena sphyraena</i>

-En couleur rouge : espèces nouvelles pour la science ; en couleur bleue : espèces nouvelles pour la Méditerranée ; en couleur verte : espèces nouvelles pour la parasitofaune de l'Algérie.

Tableau 101 : premier inventaire des Monogenea Polyopisthocotylea de l'Algérie.

Familles	Espèces	Hôtes	Sources
Anthocotylidae Bychowsky, 1957	<i>Anthocotyle merluccii</i> Van Beneden et Hesse, 1863	<i>Merluccius merluccius</i> (Mitchill, 1818)	Seridi (2008), Kaouachi (2010) ; Présente étude
Axinidae Monticelli, 1903	<i>Allopseudaxine macrova</i> (Unnithan, 1957)	<i>Auxis rochei</i> (Risso, 1810)	Mele (2013)
	<i>Axine belones</i> Abildgaard, 1794	<i>Belone belone</i> (Linnaeus, 1938)	Présente étude
Chauhaneidae Euzet & Trilles, 1960	<i>Cotyloatlantica mediterranea</i> (Euzet & Trilles, 1960)	<i>Sphyraena sphyraena</i> (Linnaeus, 1758)	Rezaiguia (2008) ; Kaouachi (2010) ; Lablack (2014) ; Présente étude
Diclidophoridae Cerfontaine, 1895	<i>Choricotyle chrysophrii</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Boops boops</i> , (Linnaeus, 1758) <i>Dentex maroccanus</i> Valenciennes, 1830 <i>Spondylisoma cantharus</i> (Linnaeus, 1758)	Kaouachi (2010)
		<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	Kouider El Wahed-Amine (1998); Kaouachi (2010); Hadjou et al. (2017) ; Kaouachi et al. (2017)
		<i>Pagrus Pagrus</i> Linnaeus, 1758	Lablack (2014)
		<i>Pagellus bogaraveo</i> (Brünnich, 1768)	Kouider El Wahed-Amine (1998); Lablack (2014); Kaouachi (2010); Kaouachi et al. (2017)
		<i>Diplodus sargus</i> (Linnaeus, 1758)	Bellal (2018)
	<i>Choricotyle</i> sp.	<i>Spicara maena</i> (Linnaeus, 1758) ; <i>S. smaris</i> (Linnaeus, 1758)	Ayadi (2017)
	<i>Cyclocotyla bellones</i> Otto, 1823	<i>Boops boops</i> <i>Spicara maena</i>	Ramdane et al. (2013) ; Benhamou et al. (2017) ; Présente étude Benhamou et al. (2017)
	<i>Echinoplema euzeti</i> Amine et al., 1998	<i>Diplodus sargus</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998)

<i>Flexophora</i> Prost & Euzet, 1960	<i>Flexophora ophidii</i> Prost & Euzet, 1960	<i>Ophidium barbarum</i>	Présente étude
Gastrocotylidae Price, 1943	<i>Churavera triangula</i> (Mamaev, 1967) Lebedev, 1986	<i>Auxis rochei</i>	Mele (2013)
	<i>Allogastrocotyle bivaginalis</i> Nasir & Fuentes Zambrano, 1984	<i>Trachurus picturatus</i> Bowdich, 1938	Présente étude
	<i>Gastrocotyle trachuri</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Trachurus trachurus</i>	Présente étude
	<i>Pseudaxine trachuria</i> Parona & Perugia, 1889	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	Rezaiguia (2008), Kaouachi (2010), Lablack (2014) ; Présente étude
Gotocotylidae Yamaguti, 1963	<i>Gotocotyla samara</i> Ishii, 1936	<i>Oblada melanura</i> Linnaeus, 1758	Kaouachi (2010)
	<i>Atriaseter heterodus</i> Lebedev & Parukhin, 1969	<i>Diplodus vulgaris</i> (Geoffroy Saint Hilaire, 1817)	Kaouachi (2010), Kaouachi et al., (2012),
		<i>Diplodus sargus</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998) ; Kaouachi (2010), Kaouachi et al., (2012) ; Meftah (2012) ; Bellal (2018)
		<i>D. annularis</i> (Linnaeus, 1758)	Kaouachi et al., (2012) ; Bellal (2018)
Heteraxinidae (Unnithan, 1957) Price, 1962	<i>Zeuxaptaseriolaria</i> (Meserve, 1938)	<i>Seriola dumerili</i>	Présente étude
	<i>Cemocotyle trachuri</i> Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachurus trachurus</i>	Présente étude
Hexostomatidae Price, 1936	<i>Grubea cochlear</i> Diesing, 1858	<i>Scomber japonicus</i> Houttuyn, 1782	Ayadi (2017)
	<i>Hexostoma auxisi</i> Palombi, 1943	<i>Auxis rochei</i>	Mele (2013)
	<i>Hexostoma lintoni</i> Price, 1936	<i>Sarda sarda</i>	Ayadi (2017)
	<i>Hexostoma thynni</i> (Delaroche, 1811) Rafinesque, 1815	<i>Auxis rochei</i>	Ayadi (2017)
	<i>Neohexostoma euthynni</i> (Meserve, 1938) Price, 1961	<i>Euthynnus alletteratus</i> (Rafinesque, 1810)	Ayadi (2017)
	<i>Neohexostoma thunninae</i> (Parona & Perugia, 1889) Price, 1961	<i>Euthynnus alletteratus</i>	Mele (2017)

Mazocraeidae Price, 1936	<i>Kuhnia scombri</i> (Kuhn, 1829) Sproston, 1945	<i>Scomber scombrus</i>	Ayadi (2017)	
	<i>Kuhnia sprostonae</i> Price, 1961	<i>Scomber japonicus</i>	Ayadi (2017)	
	<i>Pseudokuhnia minor</i> (Goto, 1894)	<i>Scomber japonicus</i>	Ayadi (2017)	
	<i>Intracotylehannibali</i> Euzet & Ktari, 1970	<i>Pomadasys incisus</i>	Présente étude	
Microcotylidae Taschenberg, 1879	<i>Bivagina alcedinis</i> (Parona & Perugia, 1889) Yamaguti, 1963	<i>Spicara maena</i>	Ayadi (2017) ; Benhamou et al. (2017)	
	<i>Microcotyle algeriensis</i> Ayadi, Gey, Justine et Tazerouti, 2017	<i>Scorpaena notata</i>	Ayadi (2017)	
	<i>Microcotyle erythrini</i> van Beneden & Hesse, 1863	<i>Dentex maroccanus</i>	Kaouachi (2010)	
		<i>Pagrus pagrus</i> ; <i>Scorpaena scrofa</i> Linnaeus, 1758	Kouider El Wahed-Amine (1998); Rezaiguia (2008), Kaouachi (2010); Lablack (2014); Kaouachi et al. (2017)	
		<i>Pagellus erythrinus</i> Linnaeus, 1758		
		<i>Pagrus pagrus</i>	Lablack (2014)	
	<i>Boops boops</i>	Yousfi (1974), Kaouachi (2010), Seridi (2008) ; Ramdane et al. (2013) ; Benhamou et al. (2017)		
		<i>Microcotyle isyebi n. sp.</i> Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019		Présente étude
	<i>Microcotyle kechemiri</i> Amine, 1998	<i>Pagrus pagrus</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998)	
	<i>Microcotyle</i> sp.	<i>Helicolenus dactylopterus</i> (Delaroche, 1809)	Ayadi (2017)	
<i>Microcotyle</i> sp.	<i>Solea senegalensis</i> Kaup, 1858	Djebari (2005)		
<i>Microcotyle odacis</i> Sandars, 1945	<i>Scorpaena scorfa</i> Linnaeus, 1758	Seridi (2008)		
	<i>Microcotyle visa n. sp.</i> Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	Présente étude	

<i>Solostamenides mugilis</i> (Vogt, 1879)Unnithan, 1971	<i>Mugil cephalus</i> Linnaeus, 1758; <i>Liza aurata</i> (Risso, 1810), <i>L.ramada</i> (Risso, 1810); <i>Chelon</i> <i>labrosus</i> (Risso, 1810);	Djebari (2005) ; Ghouzala (2006) ; Kaouachi (2010)
<i>Serranocotyle labracis</i> (van Beneden & Hesse,1863)	<i>Dicentrarchus labrax</i> Linnaeus, 1758	Djebari (2005) ; Ghouzala (2006) ; Kaouachi (2010) ; Brahim Tazi et al. (2016)
<i>Polylabris tubicirrus</i> (Paperna & Kohn, 1964)	<i>Diplodus puntazzo</i>	Djebari (2005); Kaouachi (2010)
	<i>Diplodus vulgaris</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998); Djebari (2005); Kaouachi (2010); Kaouachi et al., (2012) ; Meftah (2012)
	<i>Diplodus sargus</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998); Djebari (2005); Kaouachi (2010); Kaouachi et al., (2012) ; Meftah (2012) ; Bellal (2018)
	<i>Diplodus annularis</i>	Rezaiguia (2008) ; Kaouachi (2010) ; Kaouachi et al., (2012) ; Lablack (2014) ; Bellal (2018)
	<i>Diplodus cervinus</i> (Lowe, 1838)	Meftah (2012)
<i>Bivagina alcedinis</i> (Parona & Perugia, 1889)	<i>Spondyliosoma cantharus</i> (Linnaeus, 1758)	Kaouachi (2010)
<i>Atrispinum seminalis</i> (Euzet & Maillard, 1973)	<i>Diplodus annularis</i>	Kaouachi (2010) ; Rezaiguia (2008) ; Lablack (2014) ; Bellal (2018)
	<i>D. cervinus</i>	Meftah (2012)
	<i>Diplodus puntazzo</i>	Kaouachi (2010) ; Meftah (2012)
	<i>Diplodus vulgaris</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998); Kaouachi (2010) ; Kaouachi et al., (2012) ; Meftah (2012)
	<i>Diplodus sargus</i>	Kouider El Wahed-Amine (1998); Kaouachi (2010), Kaouachi et al., (2012) ; Meftah (2012) ; Bellal (2018)
<i>Atrispinum salpae</i> (Parona & Perugia, 1890) Maillard & Noisy, 1979	<i>Sarpa salpa</i> (Linnaeus, 1758)	Kaouachi (2010)
	<i>Diplodus puntazzo</i>	Kaouachi (2010) ; Meftah (2012)
	<i>Pagellus acarne</i>	Kaouachi (2010) ; Kaouachi et al. (2017)
	<i>Diplodus annularis</i>	Meftah (2012)
	<i>Diplodus sargus</i>	Meftah (2012)

		<i>Diplodus vulgaris</i>	Meftah (2012)
	<i>Atrispinum acarne</i> Maillard & Noisy, 1979	<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	Kouider El Wahed-Amine (1998); Kaouachi (2010); Kaouachi et al. (2017) ; Hadjou et al. (2017)
	<i>Atraster heterodus</i>	<i>Diplodus vulgaris</i>	Djebari (2005)
	<i>Sparicotyle chrysophrii</i> (van Beneden & Hesse, 1863) Mamaev, 1984	<i>Sparus aurata</i> Linnaeus, 1758	Djebari (2005); Kouider El Wahed-Amine (1998), Rezaiguia (2008), Kaouachi (2010), Lablack (2014)
	<i>Pagellicotyle mormyri</i> (Lorenz, 1878) Mamev, 1984	<i>Lithognathus mormyrus</i> (Linnaeus, 1758)	Djebari (2005)
	<i>Pauciconfibula trachini</i> (Parona & Perugia, 1889) Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachinus radiatus</i>	Présente étude
	<i>Pauciconfibula draconis</i> (Briot 1904) Dillon & Hargis, 1965	<i>Trachinus draco</i>	Présente étude
	<i>Bychowskicotyla mormyri</i> (Lorenz, 1878) Unnithan, 1971	<i>Lithognathus mormyrus</i>	Kaouachi (2010) ; Lablack (2014) ; Bellal (2018)
		<i>Scorpaena scorfa</i>	Seridi (2008)
Octolabeidae Yamaguti, 1963	<i>Octolabea turchinii</i> Euzet & Trilles, 1961	<i>Peristedion cataphractum</i> (Linnaeus, 1758)	Ayadi (2017)
Plectanocotylidae Poche, 1926	<i>Plectanocotyle gurnardi</i> (Van Beneden & Hesse, 1863)	<i>Trigloporus lastoviza</i> (Bonaterre, 1788)	Ayadi (2017)
	<i>Plectanocotyle major</i> Boudaya, Neifar & Euzet, 2006	<i>Chelidonichthys obscurus</i> (Walbaum, 1792)	Ayadi (2017)
	<i>Plectanocotyle</i> sp.	<i>Trigloporus lastoviza</i>	Ayadi (2017)
Pyragraphoridae Yamaguti, 1963	<i>Pyragraphorus hollisae</i> Euzet et Ktari, 1970	<i>Trachinotus ovatus</i>	Présente étude
Rhinecotylidae Lebedev, 1979	<i>Rhinecotylidae crepitacula</i> Euzet & Ktari, 1960	<i>Sphyraena sphyraena</i>	Présente étude

Conclusion générale

Notre travail s'inscrit dans le cadre d'une étude de la biodiversité des parasites de la faune ichthyologique des côtes de l'Algérie. Dans cette optique nous avons choisi d'analyser les peuplements de quelques Monogenea Polyopisthocotylea parasites des Téléostéens. Notre objectif était d'abord de faire une étude taxinomique de ces parasites par le biais d'une étude morphoanatomique et une caractérisation moléculaire pour certains d'entre eux afin de l'intégrer dans les connaissances plus globales sur la biodiversité et de dresser par la suite un inventaire exhaustif de la faune monogénienne chez ce groupe de poissons jusque-là inexistant pour l'Algérie.

Nous avons examiné un total de 3565 Téléostéens hôtes répartis en 8 familles et 11 espèces : Belonidae (1 espèce), Carangidae (2 espèces), Haemulidae (1 espèce), Merlucciidae (1 espèce), Sparidae (2 espèces), Sphyraenidae (1 espèce), Trachinidae (2 espèces), et Ophidiidae (1 espèce).

Nous avons récolté 18 espèces de Polyopisthocotylea rattachées à 9 familles (Microcotylidae, Diclidophoridae, Gastrocotylidae, Axinidae, Heteraxinidae, Chauhaneidae, Discocotylidae, Rhinecotylidae et Pyragraphoridae) **parmi lesquelles 2 sont nouvelles pour la science, une pour la Méditerranée et 10 pour la parasitofaune des Téléostéens de l'Algérie.**

-Au sein des Microcotylidae, **nous avons découvert deux espèces nouvelles pour la science : *Microcotyle visan*. sp. Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019** sur les branchies de *Pagrus caeruleostictus* et ***Microcotyle isyebi* Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019** chez *Boops boops*. Cette dernière est une espèce cryptique confondue depuis 1890 avec *M. erythrini*. Ces résultats ont été confirmés par une étude moléculaire.

Par ailleurs et en se basant sur les similarités morphoanatomiques et moléculaires entre les genres *Microcotyle* et *Paramicrocotyle*, **nous avons confirmé la synonymie entre les deux genres et nous avons transféré *P. danielcarrioni* et *P. moyanoi* au genre *Microcotyle* en proposant deux nouvelles combinaisons : *Microcotyle danielcarrioni* n. comb. et *Microcotyle moyanoi* n. comb.**

Dans le genre *Pauciconfibula*, nous avons récolté *Pauciconfibula trachini* et *P. draconis*. L'étude morpho-anatomique et moléculaire a révélé que les deux espèces sont distinctes ;

nous avons annulé par conséquent la synonymie proposée par Radujkovic et Euzet (1989) ; et nous avons confirmé la validité de l'espèce *P. draconis*.

-Nous avons retrouvé *Flexophora ophidii*, une espèce plus jamais rapportée depuis sa description originale en 1962. Nous en avons donné une redescription avec quelques précisions anatomiques. **Nous la soulignons pour la première fois depuis sa découverte en 1962 ; nous la mentionnons pour la première fois au Sud de la méditerranée et en Algérie. Nous confirmons, par cette récolte, la validité du genre et de l'espèce et nous proposons pour la première fois une diagnose du genre.**

-Au sein des Gastrocotylidae, **nous avons identifié *Allogastrocotyle bivaginalis*, espèce jamais revue depuis 1983. Nous en avons donnée une redescription illustrée et détaillée et une caractérisation moléculaire. Nous avons confirmé la validité du genre et amendé sa diagnose et nous la rapportons pour la première fois en Méditerranée et en Algérie.**

*Nous avons aussi observé *Pseudaxine trachuri* chez son hôte type, *Trachurus trachurus* ainsi que chez un Sparidae *Boops boops*. **La spécificité sténoxène de ce Monogène a été confirmée par l'analyse moléculaire (COXI). L'étude morphoanatomique de *Pseudaxine trachuri*, nous a permis de préciser pour la première fois l'organisation de l'organe copulateur mâle. Cette organisation assez particulière et l'absence du vagin nous ont amené à émettre l'hypothèse d'une insémination traumatique. Nous avons aussi amendé la diagnose du genre *Pseudaxine*, de la sous famille et de la famille.**

Par ailleurs, la comparaison des deux espèces *Pseudaxine bivaginalis* et *Allogastrocotyle* spp a révélé qu'elles sont congénériques : nous avons transféré *P. bivaginalis* au genre *Allogastrocotyle* et nous avons créé une nouvelle combinaison *Allogastrocotyle dillonhargisi* n. comb.

*Nous avons également identifié un *Pseudaxinoïdes* sp. chez *Boops boops*. L'étude moléculaire de ce Monogène et de *Pseudaxine trachuri* a fait ressortir un taux de divergence très faible ; **nous avons proposé de mettre en synonymie les deux genres et nous avons transféré toutes les espèces du genre *Pseudaxinoïdes* au genre *Pseudaxine*, nous avons aussi créé 7 combinaisons nouvelles : *Pseudaxine australis* n. comb. ; *Pseudaxine bychowskyi* n. comb. ; *Pseudaxine caballeroi* n. comb. ; *Pseudaxine cariaensis* n. comb. ; *Pseudaxine decapteri* n. comb. ; *Pseudaxine pusanowi* n. comb. et *Pseudaxine vietnamensis* n. comb.**

-Au sein des Axinidae, nous avons prélevé sur les branchies de *Belone belone* une seule espèce *Axine belones* **que nous signalons pour la première fois en Algérie.**

- Chez les Chauhanidae, une seule espèce, *Cotyloatlantica mediterranea* a été récoltée sur les branchies de *Sphyraena sphyraena* et nous en avons donné une redescription d'après des spécimens récoltés en Algérie.

- Les parasites de la famille Dicliphoridae rencontrés, appartiennent à 2 genres : *Cyclocotyla* et *Flexophora*. Dans le genre *Cyclocotyla* nous avons recueilli un hyper parasite *Cyclocotyla bellones* sur les Cymothoidae du genre *Ceratothoa* sp. de la cavité buccale de *Boops boops*. **Nous avons donné pour la première fois, une caractérisation moléculaire de ce Monogène, de l'isopode et du poisson hôte.**

-Dans le cadre de ce travail, nous avons observé *Intracotyle hannibali*, *Zeuxapta seriolae* et *Rhinecotyle crepitacula* **et nous les signalons pour la première fois en Algérie.**

-Au sein des Pyragraphoridae, nous avons récolté *Pyragraphorus hollisae*. **Cette espèce n'étant connue que par la description originale de 1970, nous en avons donné une redescription illustrée. Cette espèce est également nouvelle pour la parasitofaune des poissons de l'Algérie.**

Les nombreux résultats intéressants et originaux obtenues dans le cadre de ce travail nous incitent à poursuivre dans les investigations futures, l'étude de ce groupe de Monogènes en ciblant d'autres Téléostéens, afin de mieux appréhender la biodiversité de la faune monogénienne hébergée par ces hôtes. Par ailleurs certaines informations apportées par l'analyse moléculaire ouvrent de nouvelles perspectives de recherche notamment sur l'aspect spécificité parasitaire. Il est recommandé d'approfondir dans ce sens, les investigations pour élucider les facteurs qui déterminent la diversité des spécificités parasitaires observées dans certaines familles d'hôtes.

Références Bibliographiques

- Abid-Kachour, S., 2014.** Contribution à l'étude des parasites digènes de trois poissons téléostéens merlu (*Merluccius merluccius*), pageot (*Pagellus erythrinus*) et chinchard (*Trachurus trachurus*) de la côte oranaise. Thèse de Doctorat, Université d'Oran,
- Aggrey-Fynn, J., Fynn-Korsah, S., Appiah, N., 2013.** Length-weight relationships and food preference of two coastal marine fishes, *Galeoides decadactylus* (Polynemidae) and *Sphyræna sphyraena* (Sphyrænidae) off Cape Coast, Ghana. West African Journal of Applied Ecology 21, 87-96.
- Akmirza, A., 2004.** Parasite fauna of greater weever (*Trachinus draco* Linnaeus, 1758). Acta Adriat 45, 35-41.
- Akmirza, A., 2013.** Monogeneans of fish near Gökçeada, Turkey. Turk J Zool 37, 441-448.
- Alves, D.R., da Silva Gonçalves, P.H., 2012a.** Community ecology of the metazoan parasites of rough scad, *Trachurus lathami* Nichols, 1920 (Osteichthyes: Carangidae) from the coastal zone State of Rio de Janeiro, Brazil. Cadernos UniFOA 7, 105-113.
- Alves, D.R., da Silva Gonçalves, P.H., 2012b.** Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do *Trachurus lathami* Nichols, 1920 (Osteichthyes: Carangidae) do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Cadernos UniFOA 7, 105-113.
- Amato, J., Cezar, A., 1994.** A new species of *Microcotyle* Van Beneden and Hesse, 1863, parasitic on "namorado", *Pseudopercis numida* Ribeiro, 1903 and *P. semifasciata* (Cuvier, 1829), from the coast of the state of Rio de Janeiro, Brazil. Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet 3, 41-44.
- Amine, F., Euzet, L., Kechemir-Issad, N., 2006a.** Description de deux nouvelles espèces de *Lamellodiscus* Johnston & Tiegs, 1922 (Monogenea: Diplectanidae) du groupe morphologique 'ignoratus', parasites de *Diplodus sargus* et *D. vulgaris* (Teleostei: Sparidae). Syst Parasitol 64, 37-45.
- Amine, F., Euzet, L., Kechemir-Issad, N., 2007a.** Description de *Lamellodiscus confusus* n. sp. (Monogenea: Diplectanidae), parasite de *Sarpa salpa* (Teleostei : Sparidae). Parasite - Journal de la Société Française de Parasitologie 14, 281-285.
- Amine, F., Euzet, L., Kechemir-Issad, N., 2007b.** *Lamellodiscus theroni* sp. nov. (Monogenea, Diplectanidae), a gill parasite from *Diplodus puntazzo* (Teleostei, Sparidae) from the Mediterranean Sea. Acta Parasitol 52, 305-309.
- Amine, F., Neifar, L., Euzet, L., 2006b.** *Lamellodiscus sanfilippoi* n. sp. (Monogenea, Diplectanidae) parasite branchial de *Diplodus sargus* (Teleostei, Sparidae) en Méditerranée. Parasite - Journal de la Société Française de Parasitologie 13, 45-49.
- Amira, S., Alioua, Z., Harchouche, K., 2019.** Gonadal development and fecundity of bogue *Boops boops* (Linnaeus, 1758)(Sparidae) on the central Algerian coast. Turk J Zool 43, 12-29.

- Ângelo, Â.C.F.P. 2011.** Contribution to the parasitic study of wild fish from the Atlantic coast: the case of mackerel and horse mackerel (The School of Agriculture of Coimbra, Portugal).
- Anshary, H., Ogawa, K., 2001.** Microhabitats and mode of attachment of *Neoheterobothrium hirame*, a monogenean parasite of Japanese flounder. *Fish Pathol* 36, 21-26.
- Aquaro, G., Riva, C., Galli, P., 2009.** Monogenoids from the Gills of *Acanthopagrus bifasciatus* (Forsskål, 1775) (Perciformes: Sparidae) of the Red Sea, Egypt, with the description of *Lamellodiscus donatellae* sp n. (Diplectanidae). *Comp Parasitol* 76, 51-57.
- Aquaro, G., Salogni, C., Galli, P., Gibelli, L., Gelmetti, D., 2012.** *Sciadicleithrum variabilum* (Dactylogyridae: Monogenea) infection in *Symphysodon discus*: a case report. *Fish Pathol* 47, 23-26.
- Ariola, V., 1899.** Di alcuni trematodi di pesci marini. *Bollettino dei Musei e laboratori di zoologia e anatomia comparata della R. Università di Genova* 4, 1-12.
- Ayadi, Z.E.M., Gey, D., Justine, J.-L., Tazerouti, F., 2017.** A new species of *Microcotyle* (Monogenea: Microcotylidae) from *Scorpaena notata* (Teleostei: Scorpaenidae) in the Mediterranean Sea. *Parasitol Int* 66, 37-42.
- Ayadi Z.E.M., 2017.** Les Monogènes Plathelminthes parasites des Téléostéens de la côte algéroise : taxonomie, biologie et aspects écologiques. Thèse de Doctorat. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediène, Alger, 244p.
- Azizi, R., Yemmen, C., Bahri, S., 2017.** Metazoan parasites of trachinid fishes (Teleostei: Trachinidae) from Tunisian coasts (Mediterranean Sea). *Acta Adriatica: international journal of Marine Sciences* 58, 209-224.
- Baer, J.-G., 1972.** Liste critique des parasites (Monogènes, Cestodes et Trématodes) et de leurs hôtes en République de Côte d'Ivoire. *Acta Trop* 29, 341-361.
- Barton, D.P., Beaufrière, C., Justine, J.-L., Whittington, I.D., 2009.** Polyopisthocotylean monogeneans from carangid fishes off Queensland, Australia and New Caledonia, with a description of *Heteromicrocotyloides megaspinosus* sp. nov. *Acta Parasitol* 54, 205-217.
- Baylis, H., Jones, E.I., 1933.** Some records of parasitic worms from marine fishes at Plymouth. *J Mar Biol Assoc U K* 18, 627-634.
- Bearez, P., Pruvost, P., Feunteun, E., Iglesias, S., Francour, P., Causse, R., De Mazieres, J., Tercerie, S., Bailly, N., 2017.** Checklist of the marine fishes from metropolitan France. *Cybium* 41, 351-371.
- Bekada, D.E., 2014.** La Pêche et ses Statistiques : Cas des ports de Beni-Saf, Bouzedjar, Oran, Arzew, et Mostaganem. Université d'Oran, Oran, Algérie.
- Bellal, A., 2018.** Biodiversité des parasites chez trois poissons Sparidae *Diplodus sargus* (Linné, 1758), *Diplodus annularis* (Linné, 1758) et *Lithognathus mormyrus* (Linné, 1758) de la côte occidentale algérienne. Thèse de Doctorat Université d'Oran Ahmed Ben Bella, Algérie.

- Benaldjia, A., 2014.** Étude Biométrique Comparée de la sardine, *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792) du littoral Algérien. Université 20 Août 1955-Skikda, Skikda, Algérie.
- Benhamou, F., Marzoug, D., Boutiba, Z., Kostadinova, A., Pérez-Del-Olmo, A., 2017.** Parasite communities in two sparid fishes from the western Mediterranean: a comparative analysis based on samples from three localities off the Algerian coast. *Helminthologia* 54, 26-35.
- Berthier, P., Du Preez, L., Raharivololoniana, L., Vences, M., Verneau, O., 2014.** Two new species of polystomes (Monogenea: Polystomatidae) from the anuran host *Guibemantis liber*. *Parasitol Int* 63, Pages 108–119.
- Boada, M., Bashirullah, A., Marcano, J., Alió, J., Vizcaíno, G., 2012.** Estructura comunitaria de ectoparásitos en branquias del jurel *Caranx hippos* (Linnaeus, 1776) en Santa Cruz y Carúpano, estado Sucre, Venezuela. *Revista Científica* 22, 259-272.
- Bodilis, P., Crocetta, F., Langeneck, J., Francour, P., 2013.** The spread of an Atlantic fish species, *Pomadasyus incisus* (Bowdich, 1825)(Osteichthyes: Haemulidae), within the Mediterranean Sea with new additional records from the French Mediterranean coast. *Italian Journal of Zoology* 80, 273-278.
- Bouguerche, C., Gey, D., Justine, J.-L., Tazerouti, F., 2019a.** *Microcotyle visa* n. sp. (Monogenea: Microcotylidae), a gill parasite of *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes) (Teleostei: Sparidae) off the Algerian coast, Western Mediterranean. *Syst Parasitol* 96, 131–147.
- Bouguerche, C., Gey, D., Justine, J.-L., & Tazerouti, F. (2019b).** Towards the resolution of the *Microcotyle erythrini* species complex: description of *Microcotyle isyebi* n. sp. (Monogenea, Microcotylidae) from *Boops boops* (Teleostei, Sparidae) off the Algerian coast. *Parasitology Research*, 118, 1417–1428.
- Bouguerche, C., Tazerouti, F., Gey, D., & Justine, J. L. (2019).** Redescription and molecular characterisation of *Allogastrocotyle bivaginalis* Nasir & Fuentes Zambrano, 1983 (Monogenea: Gastrocotylidae) from *Trachurus picturatus* (Bowdich)(Perciformes: Carangidae) off the Algerian coast, Mediterranean Sea. *Systematic Parasitology*, 96, 681-694.
- Bouguerche, C., Gey, D., Tazerouti, F., Justine, J.-L. (2019) d.** No vagina, one vagina, or multiple vaginae ? A stylet, a penis, or a forceps? An integrative study of *Pseudaxine trachuria* (Monogenea, Gastrocotylidae) leads to new interpretation of genital structures and forces to taxonomic decisions. *Parasite* (In press).
- Boussellaa, W., Neifar, L., Goedknecht, M.A., Thielges, D.W., 2018.** Lessepsian migration and parasitism: richness, prevalence and intensity of parasites in the invasive fish *Sphyraena chrysotaenia* compared to its native congener *Sphyraena sphyraena* in Tunisian coastal waters. *PeerJ* 6, e5558.
- Brahim Tazi, A.N., Meddour, A., Nadjadi, Z., Boutiba, Z., 2016.** First records of helminth parasites of *Dicentrarchus labrax* in the Western Coast of Algeria. *Journal of Applied Environmental and Biological Sciences* 6, 46-51.

Braicovich, P.E., Luque, J.L., Timi, J.T., 2012. Geographical patterns of parasite infracommunities in the rough scad, *Trachurus lathami* Nichols, in the southwestern Atlantic Ocean. *The Journal of parasitology*, 768-777.

Bravo-Hollis, M., 1980. Monogenea (van Beneden, 1858) Carus, 1863 de peces del litoral mexicano del Golfo de Mexico y del Mar Caribe. VII. Descripción de una especie nueva del género *Rhinecotyle* Euzet y Trilles, 1960. In: *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México*, pp. 41-50.

Bravo-Hollis, M., 1984. Monogénéa (Van Beneden, 1858) Carus, 1863 de peces marinos del litoral mexicano del Golfo de México y del mar Caribe XI. Descripción de un género y especie nuevos de la subfamilia Chauhaneinae Euzet et Trilles, 1960. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México* 55, 1–12.

Briot, A., 1904. Nouvelle espèce de trematode *Microcotyle draconis*. *Comptes Rendus des Sciences de la Société de Biologie, Paris* 56, 126-127.

Brooks, D.R., Hoberg, E.P., Weekes, P.J., 1991. Preliminary phylogenetic systematic analysis of the major lineages of the Eucestoda (Platyhelminthes: Cercomeria). *Proc Biol Soc Wash* 104, 651-668.

Bullard, S.A., Womble, M.R., Maynard, M.K., Orélis-Ribeiro, R., Arias, C.R., 2015. Skin lesions on yellowfin tuna *Thunnus albacares* from Gulf of Mexico outer continental shelf : Morphological, molecular, and histological diagnosis of infection by a capsalid monogenoid. *Parasitol Int* 64, 609-621.

Bychowsky, B.E., 1961. Monogenetic Trematodes their systematics and phylogeny. English translation edited by W. J. Hargis Jr. American Institute of Biological Sciences, Washington, 627 p.

Caballero, C.E., Bravo-Hollis, M., Grocott, R.G., 1953. Helminths de la República de Panamá. VII. Descripción de algunos tremátodos de peces marinos. *Anales del Instituto de Biología* 24, 97-136.

Caballero y Caballero, E., Bravo-Hollis, M., 1972. Monogenea (van Beneden, 1858) Carus, 1863 de peces marinos del litoral mexicano del Golfo de México y del Mar Caribe. V. *Rev Biol Trop* 20, 151-165.

Cantatore, D.M., Lanfranchi, A.L., Timi, J.T., 2011. *Pauciconfibula patagonensis* sp. nov. (Monogenea: Microcotylidae) parasitizing the horsefish, *Congiopodus peruvianus* (Pisces: Congiopodidae), from the Patagonian Shelf, Argentina. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 106, 335-338.

Cepeda, P., Ceccarelli, P., Luque, J., 2011. A new species of *Kritskyia* (Monogenea, Dactylogyridae) parasitic in the urinary bladder of *Salminus brasiliensis* (Characiformes) from the Pantanal wetlands, Brazil. *Acta Parasitol* 56, 270-273.

Cerfontaine, P., 1895. Le genre *Anthocotyle*. *Bulletins de l'Academie royale de Belgique* 29, 510-527.

Ceyhan, T., Ertosluk, O., O., Özgül, A., 2018. Maximum size of Bogue, Boops boops (Perciformes: Sparidae) for the Mediterranean. *Süleyman Demirel Üniversitesi Eğirdir Su Ürünleri Fakültesi Dergisi* 14, 399-403.

Chaabane, A., Justine, J.-L., Gey, D., Bakenhaster, M.D., Neifar, L., 2016. *Pseudorhabdosynochus sulamericanus* (Monogenea, Diplectanidae), a parasite of deep-sea groupers (Serranidae) occurs transatlantically on three congeneric hosts (*Hyporthodus* spp.), one from the Mediterranean Sea and two from the western Atlantic. PeerJ 4, e2233.

Châari, M., Derbel, H., Neifar, L., 2016. Diversity of monogenean parasites in belonid fishes off the Mediterranean Sea with redescription of *Aspinatrium gallieni* Euzet and Ktari, 1971 and *Axine belones* Abildgaard, 1794. Journal of Coastal Life Medicine 4, 268-272.

Châari, M., Feki, M., Neifar, L., 2015. Metazoan parasites of the Mediterranean garfish *Belone belone gracilis* (Teleostei: Belonidae) as a tool for stock discrimination. Open Journal of Marine Science 5, 324.

Chakroun-Marzouk, N., Ktari, M.-H., 2006. Caractéristiques de la reproduction et de la croissance pondérale relative de *Pomadasys incisus* (Haemulidae) du golfe de Tunis. Cybium 30, 333-342.

Charfi-Cheikhrouha, F., 2004. Premières observations de quatre espèces de poissons allochtones à Rafraf (Nord-Est de la Tunisie).

Chauhan, B.S., 1945. Trematodes from Indian marine fishes. Part I. On some new monogenetic trematodes of the sub-orders Monopisthocotylea Odhner, 1912 and Polyopisthocotylea Odhner, 1912. Proceedings of the Indian Academy of Sciences - Section B 21, 129-159.

Chen, Y., Liu, J., Wu, R., 2015. A new record of blue-spotted seabream *Pagrus caeruleostictus* from Chinese coastal waters documented from morphology and DNA barcoding. Chin J Oceanol Limnol 33, 500-505.

Chisholm, L.A., Beverley-Burton, M., McAlpine, D.F., 1991. *Pauciconfibula subsolana* n. sp. (Monogenea: Microcotylidae) from *Morone americana* (Perciformes: Percichthyidae) collected in fresh water in New Brunswick, Canada. The Journal of parasitology, 901-905.

Cinar, M.E., 2014. Checklist of the phyla Platyhelminthes, Xenacoelomorpha, Nematoda, Acanthocephala, Myxozoa, Tardigrada, Cephalorhyncha, Nemertea, Echiura, Brachiopoda, Phoronida, Chaetognatha, and Chordata (Tunicata, Cephalochordata, and Hemichordata) from the coasts of Turkey. Turk J Zool 38, 698-722.

Clarke III, E.O., Harms, C.A., Law, J.M., Flowers, J.R., Williams, V.N., Ring, B.D., McGinty, A.S., Hopper, M., Sullivan, C.V., 2012. Clinical and pathological effects of the polyopisthocotylean monogenean, *Gamacallum macroura* in white bass. J Aquat Anim Health 24, 251-257.

Cohen, S.C., Justo, M.C., Kohn, A., 2013. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Rio de Janeiro, Oficina de livros, 659 p.

Combes, C., 1995. Interactions durables. Écologie et évolution des parasites. Masson, Paris.

Combes, C., 2001. Parasitism. The ecology and evolution of intimate interactions. University of Chicago Press, Chicago, London, 728 p.

- Costa, G., MacKenzie, K., Oliva, M.E., 2017.** A review of the parasites infecting fishes of the genus *Trachurus* (Pisces: Carangidae). *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture* 25, 297-315.
- Costa, G., Melo-Moreira, E., de Carvalho, M.P., 2012.** Helminth parasites of the oceanic horse mackerel *Trachurus picturatus* Bowdich 1825 (Pisces: Carangidae) from Madeira Island, Atlantic Ocean, Portugal. *J Helminthol* 86, 368-372.
- Crane, J.W., 1972.** Systematics and new species of marine Monogenea from California. *Wasmann J. Biol.* 30, 109-166.
- Damien, P., 2015.** Étude de la circulation océanique en Méditerranée Nord-Occidentale à l'aide d'un modèle numérique à haute résolution: influence de la submésoséchelle. Université Toulouse III Paul Sabatier, Toulouse, France.
- Dezfuli, B.S., Giari, L., Simoni, E., Menegatti, R., Shinn, A.P., Manera, M., 2007.** Gill histopathology of cultured European sea bass, *Dicentrarchus labrax* (L.), infected with *Diplectanum aequans* (Wagener 1857) Diesing 1958 (Diplectanidae: Monogenea). *Parasitol Res* 100, 707-713.
- Dia, M., Ghorbel, M., Bouain, A., Kone, Y., 2000.** Régime alimentaire de *Pargus caeruleostictus* (Sparidae) des côtes de Nouakchott (Mauritanie). *Ile* 8, 16.
- Dillon, W.A., Hargis, W.J., 1965.** Monogenetic trematodes from the Southern Pacific Ocean. 2. Polyopisthocotyleids from New Zealand fishes: the families Discocotylidae, Microcotylidae, Axinidae and Gastrocotylidae. *Biology of the Antarctic Seas II, Antarctic Research Series* 5, 251-280.
- Doglioli, A., 2010.** Notes du Cours Circulation Générale en Méditerranée. Centre d'Océanologie de Marseille, Université de la Méditerranée, Marseille, France.
- Dollfus, R., 1922a.** Complément à la description de *Cyclobothrium charcoti* Dollfus, 1922. *Bull Soc Zool Fr* 47, 348-352.
- Dollfus, R.P., 1922b.** *Cyclobothrium charcoti*, n. sp. Trematode Ectoparasite Sur *Meinertia oestroides* (Risso): parasites recueillis pendant la croisière océanographique du " Pourquoi-Pas?" sous le commandement du Dr. J.-B. Charcot, en 1914: 1re note. *Bull Soc Zool Fr* 47, 287-296.
- Du Preez, L.H., Badets, M., Héritier, L., Verneau, O., 2017.** Tracking platyhelminth parasite diversity from freshwater turtles in French Guiana: First report of *Neopolystoma* Price, 1939 (Monogenea: Polystomatidae) with the description of three new species. *Parasites Vectors* 10, 53.
- Du Preez, L.H., Van Rooyen, M., 2015.** A new polystomatid (Monogenea, Polystomatidae) from the mouth of the North American freshwater turtle *Pseudemys nelsoni*. *ZooKeys* 539.
- Du Preez, L.H., Verneau, O., Gross, T.S., 2007.** *Polystoma floridana* n. sp. (Monogenea: Polystomatidae), a parasite in the green tree frog, *Hyla cinerea* (Schneider), of North America. *Zootaxa* 1663, 33-45.
- Dulcic, J., Soldo, A., 2006.** A new maximum length for the garpike *Belone belone* (Belonidae). *Cybium* 30, 382-382.

- Ernst, I., Whittington, I.D., 1996.** Hatching rhythms in the capsalid monogeneans *Benedenia lutjani* from the skin and *B-rohdei* from the gills of *Lutjanus carponotatus* at Heron Island, Queensland, Australia. *Int J Parasitol* 26, 1191-1204.
- Ernst, I., Whittington, I.D., Corneillie, S., Talbot, C., 2005.** Effects of temperature, salinity, desiccation and chemical treatments on egg embryonation and hatching success of *Benedenia seriolae* (Monogenea: Capsalidae), a parasite of farmed *Seriola* spp. *J Fish Dis* 28, 157-164.
- Euzet, L., Bourgat, R., Salami-Cadoux, M.-L., 1974.** *Polystoma galamensis* (Monogenea) parasite de *Rana galamensis* Duméril et Bibron, 1841, au Togo. *Ann Parasitol Hum Comp* 49, 63-68.
- Euzet, L., Combes, C., 1980.** Les problèmes de l'espèce chez les animaux parasites, In: Boquet, C., Générmont, J., Lamotte, M. (Eds.) *Les problèmes de l'espèce dans le règne animal. Mémoires de la Société Zoologique de France.* pp. 239-285.
- Euzet, L., Ktari, M., 1970.** *Pyragraphorus hollisae* n. sp. (Monogenea) parasite of *Lichia glauca* (L., 1758) (Carangidae) in the Mediterranean. *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Zoología* 41, 61-71.
- Euzet, L., Ktari, M., 1971.** *Aspinatrium gallieni* n. sp. (Monogenea, Polyopisthocotylea) parasite de *Strongylura acus* Lacedèpe, 1803 en Méditerranée. *Bull Soc Zool Fr Evol Zool* 96, 509-517.
- Euzet, L., Lopez-Roman, R., 1973.** Nuevos datos sobre la morfología y la anatomía de *Axine belones* Abildgaard, 1794 (Monogenea). *Rev Iber Parasitol* 33, 557-571.
- Euzet, L., Marc, A., 1963.** *Microcotyle donavini* Van Beneden et Hesse 1863 espèce type du genre *Microcotyle* Van Beneden et Hesse 1863. *Ann Parasitol Hum Comp* 38, 875-886.
- Euzet, L., Trilles, J.-P., 1960.** Sur deux Monogènes nouveaux de *Sphyraena sphyraena* (L.) (Teleostei Sphyraenidae). *Bull Soc Zool Fr* 85, 189-198.
- Euzet, L., Trilles, J., 1961.** Sur l'anatomie et la biologie de *Cyclocotyla bellones* (Otto, 1821) (Monogenea-Polyopisthocotylea). *Rev Suisse Zool* 68, 16-28.
- Euzet, L., Wahl, E., 1970.** Biology of *Rhinecotyle crepitacula* Euzet & Trilles, 1960 (Monogenea) a parasite of *Sphyraena piscatorum* Cadenat, 1964 (Teleostei) in the Ebrié lagoon (Ivory Coast). *Rev Suisse Zool* 77, 687-703.
- Fayton, T.J., Kritsky, D.C., 2013.** *Acolpenteron willifordensis* n. sp. (Monogenoidea: Dactylogyridae) Parasitic in the Kidney and Ureters of the Spotted Sucker *Minytrema melanops* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) from Econfinia Creek, Florida. *Comp Parasitol* 80, 1-8, 8.
- Feki, M., Châari, M., Neifar, L., Boudaya, L., 2016.** Spatial variability of helminth parasites to recognize the discrimination of juvenile and young adult areas of horse mackerel, *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) off the coast of Tunisia. *Fisheries research* 183, 318-325.
- Felsenstein, J., 1981.** Evolutionary trees from DNA sequences: A maximum likelihood approach. *J Mol Evol* 17, 368-376.

- Fernandez-Jover, D., Faliex, E., Sanchez-Jerez, P., Sasal, P., Bayle-Sempere, J.T., 2010.** Coastal fish farming does not affect the total parasite communities of wild fish in SW Mediterranean. *Aquaculture* 300, 10-16.
- Ferrer-Maza, D., Lloret, J., Muñoz, M., Faliex, E., Vila, S., Sasal, P., 2014.** Parasitism, condition and reproduction of the European hake (*Merluccius merluccius*) in the northwestern Mediterranean Sea. *ICES J Mar Sci* 71, 1088-1099.
- Foin, A.A., 2005.** Parasites et parasitoses des poissons d'ornement d'eau douce: aide au diagnostic et propositions de traitement. Faculté de médecine de Créteil, Créteil, France.
- Fujii, H., 1944.** Three monogenetic trematodes from marine fishes. *The Journal of Parasitology* 30, 153-158.
- Gaevskaya, A.V., Kovaleva, A.A., 1980.** Reasons for the similarities and differences between the parasite faunas of two subspecies of *Trachurus trachurus* in the Atlantic Ocean. *Biologicheskie Nauki* 198, 52-56.
- Galaviz-Silva, L., Iruegas-Buentello, F., Escobar-González, B., Molina-Garza, Z., 2016.** Infection levels and seasonality of monogeneans in the largemouth bass *Micropterus salmoides* (Perciformes: Centrarchidae) from Nuevo León, Mexico. *J Helminthol* 90, 685-692.
- Genten, F., Terwinghe, E., Danguy, A., 2011.** Histologie illustrée du poisson. Editions Quae.
- Gichenok, L., 1977.** Monogenea in 2 species of fish of the order of the garfish (Beloniformes) from the Indian and Pacific Oceans. *Parazitologiya* 11, 301-308.
- Gilles, R., Anctil, M., 2006.** Physiologie animale. De Boeck Supérieur.
- Golani, D., Orsi-Relini, L., Massutui, E., Quignard, J.-P., 2014.** CIESM Atlas of Exotic Species in the Mediterranean. Vol. 1 – Fishes. Online publication at: <http://www.ciesm.org/online/atlas/index.htm>.
- González, P., Sánchez, M., Chirivella, J., Carbonell, E., Riera, F., Grau, A., 2004.** A preliminary study on gill metazoan parasites of *Dentex dentex* (Pisces: Sparidae) from the western Mediterranean Sea (Balearic Islands). *J Appl Ichthyol* 20, 276-281.
- Goto, S., 1894.** Studies on the ectoparasitic Trematodes of Japan Tokyo.
- Goto, S., 1899.** Notes on some exotic species of ectoparasitic trematodes, Vol 12. Imperial University of Tokyo.
- Gupta, S., Tandon, V., 1980.** On some digenetic trematodes from marine fishes of Puri, Orissa. *Indian J Helminthol* 35, 112-136.
- Hadi, R., Bilqees, F., 2010.** *Microcotyle rubrum* n. sp (Monogenea: Microcotylidae) from *Otolithus ruber* of Karachi coast, Pakistan. *Proc Parasitol* 50, 115-126.
- Hadi, R., Bilqees, F., 2011.** *Microcotyle argenticus* n. sp. (Monogenea) on the fish *Pampus argenticus* from Karachi coast. *Proc Parasitol* 51, 99-111.

Hadjadji, I., 2013. Caractérisation de la diversité génétique et écophysiological d'*Alexandrium catenella*/tamarensis au Nord (France) et au Sud Ouest (Algérie) de la Méditerranée. Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.

Hadjou, Z., Ramdane, Z., Tazi, N.A.B., Bellal, A., Charane, M., 2017. Effect of parasitism on the length/weight relationship and the condition index in two groups of *Pagellus acarne* (Risso, 1826)(Perciformes Sparidae), parasitized and unparasitized specimens, from the Eastern Coast of Algeria. Biodiversity Journal 8, 889–894.

Hamida, N.B.H., Abdallah, O.B.H.H.-B., Ghorbel, M., Jarboui, O., Missaoui, H., 2009. The Feeding Habits of the Bluespotted Seabream, *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830), in the Gulf of Gabes (Central Mediterranean). Rev Fish Sci 18, 65-72.

Hargis, W.J., 1955. Monogenetic trematodes of Gulf of Mexico fishes. Part IX. The family Diclidophoridae Fuhrmann, 1928. Trans Am Microsc Soc 74, 377-388.

Hargis, W.J., 1956a. Monogenetic trematodes of Gulf of Mexico fishes. Part X. The family Microcotylidae Taschenberg, 1879. Trans Am Microsc Soc 75, 436-453.

Hargis, W.J., 1956b. Monogenetic trematodes of Gulf of Mexico fishes. Part XII. The family Gastrocotylidae Price, 1943. Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean 6, 28-43.

Hargis, W.J., 1957. Monogenetic Trematodes of Gulf of Mexico fishes. Part XIII. The family Gastrocotylidae Price, 1943 (Continued). Trans Am Microsc Soc 76, 1-12.

Hayward, C., 2005. Monogenea Polyopisthocotylea (ectoparasitic flukes), In: Rohde, K. (Ed.) Marine Parasitology. CSIRO, Collingwood, Australia & CABI, Oxon, UK, pp. 55-63.

Héritier, L., Valdeón, A., Sadaoui, A., Gendre, T., Ficheux, S., Bouamer, S., Kechemir-Issad, N., Du Preez, L., Palacios, C., Verneau, O., 2017. Introduction and invasion of the red-eared slider and its parasites in freshwater ecosystems of southern Europe: risk assessment for the European pond turtle in wild environments. Biodivers Conserv 26, 1817-1843.

Hermida, M., Pereira, A., Correia, A., Cruz, C., Saraiva, A., 2016. Metazoan parasites of blue jack mackerel *Trachurus picturatus* (Perciformes: Carangidae) from Portuguese mainland waters. J Helminthol 90, 410-416.

Hernández-Orts, J.S., Ahuir-Baraja, A.E., Raga, J.A., Montero, F.E., 2010. A New Species of *Empruhotrema* (Monogenea: Monocotylidae) from *Pteromylaeus bovinus* (Myliobatidae) from the Western Mediterranean. J Parasitol 96, 1081-1085, 1085.

Horton, M.A., Whittington, I.D., 1994. A new species of *Metabenedeniella* (Monogenea, Capsalidae) from the dorsal fin of *Diagramma pictum* (Perciformes, Haemulidae) from the Great Barrier Reef, Australia with a revision of the genus. J Parasitol 80, 998-1007.

Houma, F.B., 2009. Modélisation et cartographie de la pollution marine et de la bathymétrie à partir de l'imagerie satellitaire. Université Paris-Est, Paris, France.

Hussain, N.A., Higuchi, M., 1980. Larval rearing and development of the brown spotted grouper, *Epinephelus tauvina* (Forskål). Aquaculture 19, 339-350.

- Hutson, K.S., Ernst, I., Mooney, A.J., Whittington, I.D., 2007.** Metazoan parasite assemblages of wild *Seriola lalandi* (Carangidae) from eastern and southern Australia. *Parasitol Int* 56, 95-105.
- Ichalal, K., Chikoune, A., Ramdane, Z., Iguer-Ouada, M., Kacher, M., 2017.** The parasite fauna of *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) (Teleostei: Carangidae) from the Eastern coast of Algeria *Le Bulletin de la Société Zoologique de France* 142, 29-45.
- Imkongwapang, R., Tandon, V., 2010.** *Neoriojatrema mokokchungensis* ng, n. sp. (Monogenea: Polystomatidae: Polystomatinae) from the urinary bladder of a megophryid frog, *Xenophrys glandulosa*, in Nagaland, north-eastern India. *J Helminthol* 84, 375-380.
- Ishii, N., 1936.** Some new ectoparasitic trematodes of marine fishes. *Dobutsugaku Zasshi=Zoological Magazine* 48, 781-790.
- Ishii, N., Sawada, T., 1938.** Studies on the ectoparasitic trematodes. Rio de Janeiro, 231-243 pp. pp.
- Ismail, R.F., Mourad, M.M., Farrag, M.M., 2018.** Gonadal development and hermaphroditism of bluespotted seabream, *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830) from the Mediterranean Sea, Egypt. *The Egyptian Journal of Aquatic Research* 44, 163-171.
- Jones, E.I., 1933.** Studies on the Monogenea of Plymouth. *Gastrocotyle trachuri* v. Ben. and Hesse, 1863. *J Mar Biol Assoc U K* 19, 227-232.
- Jovelin, R., Justine, J.-L., 2001.** Phylogenetic relationships within the polyopisthocotylean monogeneans (Platyhelminthes) inferred from partial 28S rDNA sequences. *Int J Parasitol* 31, 393-401.
- Justine, J.-L., 1993.** Phylogénie des Monogènes basée sur une analyse de parcimonie des caractères de l'ultrastructure de la spermiogénèse et des spermatozoïdes incluant les résultats récents. *Bull Fr Peche Piscic* 328, 137-155.
- Justine, J.-L., 1998.** Systématique des grands groupes de Plathelminthes parasites: quoi de neuf? *Bull Soc Fr Parasitol* 16, 34-52.
- Justo, M.C.N., Kohn, A., 2015.** Diversity of Monogenoidea parasitizing scombrid fishes from Rio de Janeiro coast, Brazil. 2015 11.
- Jüttner, F., Stiesch, M., Ternes, W., 2013.** Biliverdin: the blue-green pigment in the bones of the garfish (*Belone belone*) and eelpout (*Zoarces viviparus*). *European Food Research and Technology* 236, 943-953.
- Kaouachi, N., 2010.** Contribution à l'étude de la biodiversité et la bioécologie des Monogènes parasites des poissons dans le littoral Est algérien. Thèse de Doctorat en Sciences de la Mer, Université Badji-Mokhtar, Annaba,
- Kaouachi, N., Boualleg, C., Bensouilah, M., Marchand, B., 2010.** Monogenean parasites in sparid fish (Pagellus genus) in eastern Algeria coastline. *African Journal of Microbiology Research* 4, 989-993.
- Kaouachi, N., Boualleg, C., Bensouilah, M., Marchand, B., 2017.** A taxonomic approach of monogeneans in three species of teleosts fish. *African Journal of Parasitology Research* 5, 338-342.

- Kapiris, K., Kallias, E., Conides, A., 2008.** Preliminary biological data on *Pomadasyx incisus* (Osteichthyes: Haemulidae) in the Aegean Sea, Greece. *Mediterr Mar Sci* 9, 53-62.
- Karris, G., Ketsilis-Rinis, V., Kalogeropoulou, A., Xirouchakis, S., Machias, A., Maina, I., Kavadas, S., 2018.** The use of demersal trawling discards as a food source for two scavenging seabird species: a case study of an eastern Mediterranean oligotrophic marine ecosystem. *Avian Research* 9, 26.
- Kearn, G.C., 1963.** The egg, oncomiracidium and larval development of *Entobdella soleae*, a monogenean skin parasite of the common sole. *Parasitology* 53, 435-447.
- Kearn, G.C., 1986.** The eggs of monogeneans. *Adv Parasitol* 25, 175-273.
- Kearn, G.C., 1994.** Evolutionary expansion of the Monogenea. *Int J Parasitol* 24, 1227-1271.
- Kearn, G.C., 2004.** Monogenean gill parasites—polyopisthocotyleans. *Leeches, Lice and Lampreys: A Natural History of Skin and Gill Parasites of Fishes*, 103-130.
- Khoufi, W., Elleboode, R., Bellamy, E., Ben Meriem, S., Romdhane, M., Mahe, K., 2012.** Croissance des juvéniles du merlu (*Merluccius merluccius*) des eaux septentrionales de la Tunisie a partir de l'analyse des microstructures des otolithes. *Bull Soc Zool Fr* 137, 245-256.
- Kimura, M., 1980.** A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. *J Mol Evol* 16, 111-120.
- King, S.D., Marcogliese, D.J., Forest, J.J.H., McLaughlin, J.D., Bentzen, P., 2013.** Description of "*Gyrodactylus mediotorus*" n. sp. (Monogenea: Gyrodactylidae) infecting spottail shiner (*Notropis hudsonius*) from the St. Lawrence river, Canada. *The Journal of Parasitology* 99, 1062-1066.
- Koratha, K.J., 1955.** Studies on the monogenetic trematodes of the Texas Coast. II. Descriptions of species from marine fishes of Port Aransas. *Publications of the Institute of Marine Science, University of Texas* 4, 251-278.
- Kouider El Ouahed-Amine, F., 1998.** Contribution à l'étude des Monogènes parasites des poissons Sparidae (Téléostéens) du littoral Algérois. Approche taxonomique et écologique. *Université des Sciences et Technologie Houari Boumedienne, Alger, Algeria*.
- Kritsky, D., Bakenhaster, M., 2011.** Monogenoidean parasites of the gill lamellae of the sheepshead *Archosargus probatocephalus* (Walbaum) (Perciformes: Sparidae) from the Indian River Lagoon, Florida, with descriptions of four new species of *Euryhaliotrema* Kritsky & Boeger, 2002 (Dactylogyridae). *Syst Parasitol* 78, 57-68.
- Kritsky, D.C., Bakenhaster, M., Adams, D., 2015.** *Pseudorhabdosynochus* species (Monogenoidea, Diplectanidae) parasitizing groupers (Serranidae, Epinephelinae, Epinephelini) in the western Atlantic Ocean and adjacent waters, with descriptions of 13 new species. *Parasite* 22, 24.
- Kritsky, D.C., Bilqees, F.M., 1973.** Studies on Monogenea of Pakistan. II. Polyopisthocotyleans from the gills of *Pellona elongata* (Bennett). *Proc Helminthol Soc Wash* 40, 195-200.

- Kritsky, D.C., McAleese, W.J., Bakenhaster, M.D., 2011.** Heteronchoineans (Monogenoidea) from the gills of crevalle jack, *Caranx hippos* (Perciformes, Carangidae), from Everglades National Park, Florida, with a redescription of *Protomicrocotyle mirabilis* (Gastrocotylinae, Protomicrocotylidae). *Comp Parasitol* 78, 265-274.
- Kritsky, D.C., Oktener, A., 2015.** *Solostamenides paucitesticulatus* n. sp. (Monogenoidea: Mazocraeidea: Microcotylidae) from the freshwater mullet *Liza abu* (Heckel) (Mugiliformes: Mugilidae) from Ataturk Reservoir on the Euphrates River in southern Turkey. *Syst Parasitol* 91, 139-145.
- Kumar, S., Stecher, G., Tamura, K., 2016.** MEGA7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 7.0 for bigger datasets. *Mol Biol Evol* 33, 1870-1874.
- Lablack, L., 2014.** Biodiversité des communautés parasitaires chez deux poissons Sparidés, le pagre *Pagrus pagrus* et la dorade rose *Pagellus bogaraveo* des côtes ouest-algériennes Université d'Oran Ahmed Ben Bella, Algérie.
- Lambert, A., 1978.** Recherches sur les stades larvaires des Monogènes de Poissons. *Ann Parasitol Hum Comp* 53, 551-559.
- Le Roux, J.L., 2013.** Parasite assemblages of Cape horse mackerel (*Trachurus capensis* Castelnau, 1861) from the northern and southern Benguela. University of Cape Town, South Africa.
- Lebedev, B., 1984.** System of Monogenea of the suborder Gastrocotylinae. Vladivostok: Academy of Sciences of the USSR, 17-24.
- Lebedev, B.I., 1968.** Monogenea from fishes of the New Zealand-Australian shelf and the South China Sea (Monogenoidea: Gastrocotylidae, Gastrocotylinae) (In Russian), In: Skrjabin, K.I., Mamaev, Y.L. (Eds.) *Helminths of the Pacific Ocean*. Moscow: Nauka.
- Lebedev, B.I., 1970.** Helminths of epipelagic fishes of the South China Sea, In: Oshmarin, P.G., Mamaev, Y.L., Lebedev, B.I. (Eds.) *Helminths of animals of Southeast Asia*. Nauka, pp. 191-208.
- Lebedev, B.I., 1972.** [The taxonomy of monogeneans of suborder Gastrocotylinae]. In *Investigations on the Fauna, Systematics, and Biochemistry of Helminths in the Far East*. (In Russian). Proceedings of the Far-East Science Centre, USSR Academy of Sciences 11, 121-145.
- Lebedev, B.I., 1977.** Two new species of monogeneans from fishes of Indo-Pacific waters with notes concerning the genera *Pseudaxine* and *Pseudaxinoides*. *Excerta parasitologica en memoria del Dr. Eduardo Caballero y Cabellero* 4, 69-78.
- Lebedev, B.I., 1988.** Monogenea in the light of new evidence and their position among platyhelminths. *Angew Parasitol* 29, 149-167.
- Leef, M.J., Lee, P.S., 2009.** Preliminary investigation into the killing effect of kingfish (*Seriola lalandi*) serum and mucus against the monogenean parasites *Benedenia seriolae* and *Zeuxapta seriolae*. *Aquac Int* 17, 607.

- Li, M., Shi, S.-F., Brown, C.L., Yang, T.-B., 2011.** Phylogeographical pattern of *Mazocraeoides gonialosae* (Monogenea, Mazocraeidae) on the dotted gizzard shad, *Konosirus punctatus*, along the coast of China. *Int J Parasitol* 41, 1263-1272.
- Linton, E., 1940.** Trematodes from fishes mainly from the Woods Hole region, Massachusetts. *Proceedings of the United States National Museum*.
- Littlewood, D.T.J., Rohde, K., Clough, K.A., 1997.** Parasite speciation within or between host species? - Phylogenetic evidence from site-specific polystome monogeneans. *Int J Parasitol* 27, 1289-1297.
- Llewellyn, J., 1954.** Observations on the food and the gut pigment of the Polyopisthocotylea (Trematoda: Monogenea). *Parasitology* 44, 428-437.
- Llewellyn, J., 1956.** The adhesive mechanisms of monogenetic trematodes - the attachment of *Plectanocotyle gurnardi* (V. Ben. & Hesse) to the gills of *Trigla*. *J Mar Biol Assoc U K* 35, 507-514.
- Llewellyn, J., 1958.** The adhesive mechanisms of monogenetic trematodes - the attachment of species of the Diclidophoridae to the gills of gadoid fishes. *J Mar Biol Assoc U K* 37, 67-79.
- Llewellyn, J., 1963.** Larvae and larval development of monogeneans, In: *Advances in parasitology*. Elsevier, pp. 287-326.
- Llewellyn, J., 1984.** The biology of *Isancistrum subulatae* n. sp., a monogenean parasitic on the squid, *Alloteuthis subulata*, at Plymouth. *J Mar Biol Assoc U K* 64, 285-302.
- López-Román, R., Guevara Pozo, D., 1973.** Especies de la familia Microcotylidae (Monogenea) halladas en teleosteos marinos de la costa de Granada. *Rev Iber Parasitol* 33, 197-233.
- López-Román, R., Guevara Pozo, D., 1976.** *Cyclocotyla bellones* Otto, 1821 (Monogenea) presente en *Meinertia oestreoidea* en cavidad bucal de *Boops boops* en aguas del Mar de Alborán. *Rev Iber Parasitol* 36, 135-138.
- Lu, C.-H., Ku, C.-C., Wen, C.-M., Chen, S.-N., 2012.** Effects of the gill parasite *Zeuxapta seriola* (Monogenea: Heteraxinidae) on the sea cage-cultured Amberjack *Seriola dumerili* (Risso, 1810) at Penghu Island (Pescadores), Taiwan. *J. Fish. Soc. Taiwan* 39, 107-114.
- Luque, J.L., Poulin, R., 2007.** Metazoan parasite species richness in Neotropical fishes: hotspots and the geography of biodiversity. *Parasitology* 134, 865-878.
- Lyons, K.M., 1966.** The chemical nature and evolutionary significance of monogenean attachment sclerites. *Parasitology* 56, 63-101.
- MacCallum, G.A., 1913.** Further notes on the genus *Microcotyle*. *Zoologische Jahrbücher Abteilung für Systematik, Geographie und Biologie der Tiere* 35, 389-402.
- MacCallum, G.A., 1916.** Some new species of parasitic trematodes of marine fishes. 1, 1-38.

- Machkewskyi, V.K., Dmitrieva, E.V., Al-Jufaili, S., Al-Mazrooei, N.A., 2013.** *Microcotyle omanae* n. sp. (Monogenea: Microcotylidae), a parasite of *Cheimereus nufar* (Valenciennes) (Sparidae) from the Arabian Sea. *Syst Parasitol* 86, 153-163.
- MacKenzie, K., Campbell, N., Mattiucci, S., Ramos, P., Pinto, A., Abaunza, P., 2008.** Parasites as biological tags for stock identification of Atlantic horse mackerel *Trachurus trachurus* L. *Fisheries Research* 89, 136-145.
- Mahdi, H., 2018.** Biologie et écologie du Pageaot commun *Pagellus erythrinus* (Linnaeus., 1758) de la côte ouest algérienne). Université Ahmed Ben Benlla, Oran, Algérie
- Mamaev, Yu.L. (1970).** [Helminths of some food fishes of the Gulf Tonkin]. In: Oshmarin, P.G., Manaev, Yu.L. & Lebedev, B.I. (Eds) [Helminths of animals of Southeast Asia]. Moscow: Nauka, 121–190. (En Russe).
- Mamaev, Y.L., 1977.** [On one classification of monogeneans of the family Microcotylidae]. *Parazitologiya* 11, 98-103.
- Mamaev, Y.L., 1986.** The taxonomical composition of the family Microcotylidae Taschenberg, 1879 (Monogenea). *Folia Parasitol* 33, 199-206.
- Mamaev, Y.L., 1990.** The systematical composition of the family Heteraxinidae and other allied families of Monogenea. *Folia Parasitol* 37, 225-230.
- Mamaev, Y.L., Lebedev, B.I., 1979.** The system of Higher Monogeneans in the light of recent knowledge. *Zool Scr* 8, 13-18.
- Mansell, B., Powell, M., Ernst, I., Nowak, B.F., 2005.** Effects of the gill monogenean *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) and treatment with hydrogen peroxide on pathophysiology of kingfish, *Seriola lalandi* Valenciennes, 1833. *J Fish Dis* 28, 253-262.
- Manter, H.W., Prince, D.F., 1953.** Some Monogenetic Trematodes of marine fishes from Fiji. *Proc Helminthol Soc Wash* 20, 105-112.
- Martinez, R., Barrantes, I., 1977.** Helmintos parásitos de *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes, 1833, "pintadilla". I. *Paramicrocotyle danielcarrioni* n. sp. (Monogenea: Microcotylidae). *Biota (Lima)* 11, 139-146.
- Marzoug, D., Boutiba, Z., Kostadinova, A., Pérez-del-Olmo, A., 2012.** Effects of fishing on parasitism in a sparid fish: Contrasts between two areas of the Western Mediterranean. *Parasitol Int* 61, 414-420.
- Massaro, A., Pajuelo, J., 2018.** Life-history traits of seabream *Boops boops* (Linnaeus, 1758) in the central eastern Atlantic Ocean (Canary Islands). *Afr J Mar Sci* 40, 423-437.
- Mathews, D., Mathews, J., Ismiño, R., 2013.** Parasitic infections in juveniles of *Prochilodus nigricans* kept in a semi-intensive fish farm in the Peruvian Amazon. *Bull Eur Assn Fish P* 33, 28-32.
- McAllister, C., Trauth, S., Hinck, L., 1991.** *Sphyrnura euryceae* (Monogenea) on *Eurycea* spp. (Amphibia: Caudata), from Northcentral Arkansas. *J Helminthol Soc Wash* 58, 137-140.

- Meftah, I., 2012.** Spécificité parasitaire dans le complexe sparidae du genre *Diplodus* (Rafinesque, 1810)-monogènes du genre *Lamellodiscus* (Johnston et Tiegs, 1922) sur le littoral Algérois. Thèse de Doctorat. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, Algérie.
- Mele, S., 2013.** Gill metazoan parasites of tunas (Scombridae: Thunnini) from the western Mediterranean Sea: systematics, assemblages and use as biological tags. Thèse de Doctorat. L'université de Sassari, Sardaigne.
- Mendoza-Franco, E.F., Caspeta-Mandujano, J.M., Ramírez-Martínez, C., 2018.** New species of *Paracolpenteron* n. gen. and *Ancyrocephalus* (Monogenea, Dactylogyridae) inhabiting the urinary bladder and gills of the Maya needlefish *Strongylura hubbsi* (Beloniformes, Belonidae) from Chiapas, Mexico. Parasite 25.
- Meserve, F.G., 1938.** Some monogenetic trematodes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific, In: Allan Hancock Pacific Expeditions. The University of Southern California Press, Los Angeles, pp. 31-75 + 37 Pl.
- Millot, C., 1985.** Some features of the Algerian Current. Journal of Geophysical Research: Oceans 90, 7169-7176.
- Mladineo, I., Šegvić, T., Grubišić, L., 2009.** Molecular evidence for the lack of transmission of the monogenean *Sparicotyle chrysoiphrii* (Monogenea, Polyopisthocotylea) and isopod *Ceratothoa oestroides* (Crustacea, Cymothoidae) between wild bogue (*Boops boops*) and cage-reared sea bream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*). Aquaculture 295, 160-167.
- Mollaret, I., 2000.** Phylogénie des Monogènes (Plathelminthes): apport des caractères spermatologiques et moléculaires. Thèse. Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, France.
- Monteiro, C.M., Brasil-Sato, M.C., 2014.** A new species of *Rhinonastes* (Monogenoidea, Dactylogyridae), nasal parasite of *Prochilodus argenteus* (Actinopterygii, Characiformes) from Brazil. Acta Parasitol 59, 540-543.
- Monteiro, P., Bentes, L., Coelho, R., Correia, C., Gonçalves, J., Lino, P., Ribeiro, J., Erzini, K., 2006.** Age and growth, mortality, reproduction and relative yield per recruit of the bogue, *Boops boops* Linné, 1758 (Sparidae), from the Algarve (south of Portugal) longline fishery. J Appl Ichthyol 22, 345-352.
- Montero, F.E., Crespo, S., Padros, F., De la Gandara, F., Garcia, A., Raga, J.A., 2004.** Effects of the gill parasite *Zeuxapta seriolae* (Monogenea: Heteraxinidae) on the amberjack *Seriola dumerili* Risso (Teleostei: Carangidae). Aquaculture 232, 153-163.
- Mooney, A.J., Ernst, I., Whittington, I.D., 2006.** An egg-laying rhythm in *Zeuxapta seriolae* (Monogenea : Heteraxinidae), a gill parasite of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). Aquaculture 253, 10-16.
- Moreira, C., Froufe, E., Sial, A., Caeiro, A., Vaz-Pires, P., Correia, A., 2018.** Population structure of the blue jack mackerel (*Trachurus picturatus*) in the NE Atlantic inferred from otolith microchemistry. Fisheries Research 197, 113-122.
- Murray, F.V., 1931.** Gill trematodes from some Australian fishes. Parasitology 23, 492-506.

- Narciso, R.B., Brandão, H., Yamada, F.H., da Silva, R.J., 2013.** *Rhinoxenus Bulbovaginatus* (Monogenea, Dactylogyridae) parasite of the nasal cavities of *Salminus Hilarii* (Characiformes, Characidae) in a Neotropical river, sp, Brazil. Neotropical Helminthology 7, 335-339.
- Nasir, P., Fuentes Zambrano, J., 1983.** Algunos tremátodos monogénicos Venezolanos. Riv Parassitol 44, 203-408.
- Neifar, L., Euzet, L., Oliver, G., 2004.** *Lamellodiscus* (Plathelminthes, Monogenea, Diplectanidae) nouveaux parasites branchiaux des poissons marins du genre *Pagrus* (Teleostei, Sparidae). Zoosystema 26, 365-376.
- Nicoll, W., 1914.** The trematode parasites of fishes from the English Channel. J Mar Biol Assoc U K 10, 466-505.
- Nitta, M., Nagasawa, K., 2015.** A checklist of the monogeneans (Platyhelminthes) parasitic on fishes and invertebrates of the Seto Inland Sea, Japan (1894–2015), with new locality records for *Anoplodiscus spari* (Anoplodiscidae) and *Dactylogyryus gotoi* (Dactylogyridae). Bulletin of the Hiroshima University Museum 7, 117-127.
- Ogawa, K., Egusa, S., 1980.** Two species of microcotylid monogeneans collected from Black Sea bream, *Acanthopagrus schlegeli* (Bleeker)(Teleostei: Sparidae). Jpn J Parasitol 29, 455-462.
- Okawachi, H., Ohtsuka, S., Ismail, N.B., Maran, B.V., Ogawa, K., 2012.** Seasonal occurrence and microhabitat of the hyperparasitic monogenean *Udonella fugu* on the caligid copepod *Pseudocaligus fugu* infecting the grass puffer Takifugu niphobles in the Seto Inland Sea, Japan. Ocean Sci J 47, 181-187.
- Öktener, A., 2014.** An updated checklist of parasitic helminths of marine fish from Turkey. Transylv Rev Syst Ecol Res 16, 55-96.
- Oliva, M.E., Sepulveda, F.A., González, M.T., 2014.** *Parapedocotyle prolatili* gen. n. et sp. n., a representative of a new subfamily of the Diclidophoridae (Monogenea), a gill parasite of *Prolatilus jugularis* (Teleostei: Pinguipedidae) from Chile. Folia Parasitol 61, 543.
- Oliver, G., 1968.** Recherches sur les Diplectanidae (Monogenea) parasites de téléostéens du Golfe du Lion. I. Diplectaninae Monticelli, 1903. Vie Milieu Série A, 19, 95-138.
- Omholt, P., Grieve, R., Kazura, J., Aikawa, M., McLaren, D., Ramalho-Pinto, F., Ouaisi, M., Haque, A., Capron, A., Ramalho-Pinto, F., 2011.** Sphyrnura euryceae (Monogenea) on Eurycea spp.(Amphibia: Caudata), from Northcentral Arkansas.
- Otto, A.W., 1823.** Beschreibung einiger neuen Mollusken und Zoophyten. Weber.
- Palombi, A., 1949.** I Trematodi d'Italia. Parte I. Trematodi Monogenetici. Archivio Zoologico Italiano 34, 203–408.
- Pariselle, A., Lambert, A., Euzet, L., 1991.** A new type of haptor in mesoparasitic monogeneans of the genus *Enterogyrus* Paperna, 1963, with a description of *Enterogyrus foratus* n. sp. and *E. coronatus* n. sp, stomach parasites of cichlids in West Africa. Syst Parasitol 20, 211-220.

- Park, J.K., Kim, K.H., Kang, S., Kim, W., Eom, K.S., Littlewood, D.T.J., 2007.** A common origin of complex life cycles in parasitic flatworms: evidence from the complete mitochondrial genome of *Microcotyle sebastis* (Monogenea: Platyhelminthes). *BMC Evol Biol* 7, 11.
- Parona, C., Perugia, A., 1889.** *Mesocotyle squillarum* n. subgen., n. sp. de trematode ectoparasita del *Bopyrus squillarum*. *Boll. sci. Pavia* 11, 76-80.
- Parona, C., Perugia, A., 1890.** Contribuzione per una monografia del genere *Microcotyle*. *Annali del Museo Civico di Storia Naturale di Genova, Series 2* 5, 173-220.
- Parukhin, A.M., 1976.** [Parasitic worms of food fishes of the southern Seas](In Russian). *Naukova Dumka, Kiev*, 183 p.
- Payne, R.R., 1990.** Four new Monogenea (Axinidae and Heteraxinidae) from Eastern Pacific Ocean fishes. *J Helminthol Soc Wash* 57, 93-103.
- Pearse, A.S., 1952** Parasitic crustaceans from Alligator Harbor, Florida. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 15, 187-243.
- Perugia, A., Parona, C., 1890.** Di alcuni trematodi ectoparassiti di pesci adriatici. *Annali del Museo Civico di Storia Naturale di Genova, Series 2* 9 (19), 1-19 + 12 Tables.
- Piasecki, W., 1982.** Parasitofauna of cape horse mackerel, *Trachurus trachuruscapensis* Castelnau, 1861. *Acta Ichthyol Piscatoria*.
- Pillai, S., 1968.** Trematode Parasites of Fishes Monogenea from Kerala Coastal Fishes.
- Pogoreltseva, T., 1964.** New and little known species of monogenetic trematodes of fish in the Black Sea. *Problemy Parazitologii (Trudy ukr. respubl. nauch. Obshch. Parazit.)* 3, 30-42.
- Poulin, R., 2002.** The evolution of monogenean diversity. *Int J Parasitol* 32, 245-254.
- Power, A., Balbuena, J., Raga, J., 2005.** Parasite infracommunities as predictors of harvest location of bogue (*Boops boops* L.): a pilot study using statistical classifiers. *Fisheries Research* 72, 229-239.
- Price, E., 1962a.** North American Monogenetic Trematodes. X. The Family Axinidae. *Proc Helminthol Soc Wash* 29, 1-18.
- Price, E.W., 1943.** North American monogenetic trematodes. VII. The family Discocotylidae (Diclidophoroidea). *Proc Helminthol Soc Wash* 10, 10-15.
- Price, E.W., 1962b.** North American monogenetic trematodes. XI. The family Heteraxinidae. *The journal of parasitology* 48, 402-418.
- Prost, M., Euzet, L., 1962.** *Flexophora ophidii* ngn sp. un Diclidophoridae (Monogenea) parasite d'*Ophidium barbatum* (L.)(Teleostei). *Ann Parasitol Hum Comp* 37, 210-215.
- Rabehi, W., Guerfi, M., Mahi, H., 2018.** Cartographie de la vulnérabilité des communes de la baie d'Alger. Approche socio-économique et physique de la côte. Méditerranée. *Revue géographique des pays méditerranéens/Journal of Mediterranean geography*.

Rachid, B., 2016. Biologie et Exploitation de la Bogue *Boops boops* (Linné, 1758) dans la baie de Bou-Ismaïl. Université d'Oran, Oran, Algérie

Radujkovic, B.M., Euzet, L., 1989. Parasites des poissons marins du Monténégro: Monogènes. In: Radujkovic, B. M & Raibaut, A. (Eds) Faune des parasites de poissons marins des côtes du Monténégro (Adriatique Sud). Acta Adriat 30, 51-135.

Ramdane, Z., Trilles, J.-P., Mahe, K., Amara, R., 2013. Metazoan ectoparasites of two teleost fish, *Boops boops* (L.) and *Mullus barbatus barbatus* L. from Algerian coast: diversity, parasitological index and impact of parasitism. Cybium 37, 59-66.

Refes, W., 2011. Contribution à la connaissance de la biodiversité des fonds chalutables de la côte algérienne: Les peuplements ichtyologiques des fonds chalutables du secteur oriental de la côte algérienne. Thèse de Doctorat en Sciences de la Mer. Université d'Annaba Badji Mokhtar.

Renaud, F., Romestand, B., Trilles, J.-P., 1980. Faunistique et écologie des métazoaires parasites de *Boops boops* Linnaeus (1758) (Téléostéen Sparidae) dans le Golfe du Lion. Ann Parasitol Hum Comp 55, 467-476.

Repullés-Albelda, A., Kostadinova, A., Raga, J.A., Montero, F.E., 2013. Seasonal population dynamics of *Zeuxapta seriola* (Monogenea: Heteraxinidae) parasitising *Seriola dumerili* (Carangidae) in the Western Mediterranean. Vet Parasitol 193, 163-171.

Rezaiguia, W., 2008. Les monogènes parasites : inventaire et distribution chez 9 espèces de poissons téléostéens pêchés dans le golfe d'Annaba. Thèse de Magister. Université Badji-Mokhtar, Annaba, Algérie.

Robinson, E.S., 1961. Some monogenetic Trematodes from marine fishes of the Pacific. Trans Am Microsc Soc 80, 235-266.

Rohde, K., 1973. Ultrastructure of the protonephridial system of *Polystomoides malayi* Rohde and *P. renschi* Rohde (Monogenea: Polystomatidae). Int J Parasitol 3, 329-333.

Rohde, K., 1977. Habitat partitioning in Monogenea of marine fishes. *Heteromicrocotyla australiensis*, sp. nov. and *Heteromicrocotyloides mirabilis*, gen. and sp. nov. (Heteromicrocotylidae) on the gills of *Carangoides emburyi* (Carangidae) on the Great Barrier Reef, Australia. Zeitschrift für Parasitenkunde 53, 171-182.

Rohde, K., 1979. The buccal organ of some Monogenea Polyopisthocotylea. Zool Scr 8, 161-170.

Rohde, K., 1981. Ultrastructure of the buccal organs and associated structures of *Zeuxapta seriola* (Meserve, 1938) Price, 1962, and *Paramicrocotyloides reticularis* Rohde, 1978 (Monogenea, Polyopisthocotylea). Zool Anz 206, 279-291.

Rohde, K., 1982. The flame cells of a monogenean and an aspidogastreaean, not composed of two interdigitating cells. Zoologische Anzeiger 209, 311-314.

Rohde, K., 1993. Ecology of marine parasites. CAB International, Wallingford.

Rohde, K., 1997. Ultrastructure of the protonephridial system of the oncomiracidium of *Zeuxapta seriola* (Meserve, 1938) (Monogenea, Polyopisthocotylea, Axinidae). Acta Parasitol 42, 127-131.

- Rohde, K., 1999.** Ultrastructure of the egg and epidermis of the oncomiracidium of *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) (Monogenea, Polyopisthocotylea, Axinidae). *Acta Parasitol* 43, 171-180.
- Rohde, K., 2005.** *Marine Parasitology*. CSIRO Publishing, Collingwood, 565 p.
- Rohde, K., 2016.** Ecology and biogeography, future perspectives: examples marine parasites. *Geoinformatics & Geostatistics: An Overview* 4, 2.
- Rohde, K., Watson, N., Roubal, F., 1989.** Ultrastructure of flame bulbs, sense receptors, tegument and sperm of *Udonella* (Platyhelminthes) and the phylogenetic position of the genus. *Zoologische Anzeiger* 222, 143-157.
- Rohde, K., Watson, N., Roubal, F., 1992.** Ultrastructure of the protonephridial system of *Anoplodiscus cirrusspiralis* (Monogenea Monopisthocotylea). *Int J Parasitol* 22, 443-457.
- Rohde, K., Watson, N.A., 1995.** Ultrastructure of the buccal complex of *Polylabroides australis* (Monogenea, Polyopisthocotylea, Microcotylidae). *Int J Parasitol* 25, 307-318.
- Rumolo, P., Basilone, G., Fanelli, E., Barra, M., Calabrò, M., Genovese, S., Gherardi, S., Ferreri, R., Mazzola, S., Bonanno, A., 2017.** Linking spatial distribution and feeding behavior of Atlantic horse mackerel (*Trachurus trachurus*) in the Strait of Sicily (Central Mediterranean Sea). *J Sea Res* 121, 47-58.
- Saitou, N., Nei, M., 1987.** The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Mol Biol Evol* 4, 406-425.
- Sandars, D.F., 1945.** Five new microcotylids from fish from Western Australian waters. *J R Soc West Aust* 29, 107-135.
- Šantić, M., Pallaoro, A., Rađa, B., Jardas, I., 2016.** Diet composition of greater weever, *T rachinus draco* (L innaeus, 1758) captured in the eastern-central Adriatic Sea in relation to fish size, season and sampling area. *J Appl Ichthyol* 32, 675-681.
- Šantić, M., RADA, B., PALLAORO, A., 2013.** Diet of juveniles Mediterranean horse mackerel, *Trachurus mediterraneus* and horse mackerel, *Trachurus trachurus* (Carangidae), from the eastern central Adriatic. *Cah. Biol. Mar* 54, 41-48.
- Santos, C.P., Buchmann, K., Gibson, D.I., 2000.** *Pseudorhabdosynochus* spp. (Monogenea : Diplectanidae) from the gills of *Epinephelus* spp. in Brazilian waters. *Syst Parasitol* 45, 145-153.
- Schoelinck, C., 2012.** Systématique évolutive des Diplectanidae (Plathelminthes, Monogenea) parasites des Mérous des récifs coralliens (Perciformes, Serranidae). Université Pierre et Marie Curie, Paris.
- Seillaoui, N., 2010.** Les mammifères Marins d'Algérie. Status, répartition, Biologie et écologie. Université d'Oran, Oran, Algérie.
- Sepúlveda, F.A., González, M.T., 2015.** Patterns of genetic variation and life history traits of *Zeuxapta seriolae* infesting *Seriola lalandi* across the coastal and oceanic areas in the southeastern Pacific Ocean: potential implications for aquaculture. *Parasites Vectors* 8, 282.

Seridi, M., 2008. Les ectoparasites branchiaux de poissons Téléostéens (Sparidae ; Gadidae ; Soleidae ; Scorpaenidae ; Clupeidae) pêchés dans le golfe d'Annaba. Thèse de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie

Sharp, N., Poortenaar, C., Diggles, B., Willis, T.J., 2003. Metazoan parasites of yellowtail kingfish, *Seriola lalandi lalandi*, in New Zealand: prevalence, intensity, and site preference. N Z J Mar Freshwater Res 37, 273-282.

Shaw, M.K., 1979a. The ultrastructure of the clamp sclerites in *Gastrocotyle trachuri* and other clamp-bearing monogeneans. Zeitschrift für Parasitenkunde 59, 43-51.

Shaw, M.K., 1979b. The ultrastructure of the clamp wall of the monogenean gill parasite *Gastrocotyle trachuri*. Zeitschrift für Parasitenkunde 58, 243-258.

Shaw, M.K., 1981. The ultrastructure of synapses in the brain of *Gastrocotyle trachuri* (Monogenea, Platyhelminthes). Cell Tissue Res 220, 181-189.

Shawket, N., Elmadhi, Y., M'bareck, I., Youssir, S., El Kharrim, K., Belghyti, D., 2018. Distribution of two monogenean (Gastrocotylidae) from the North Atlantic coast of Morocco. Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences 7, 270-275.

Shi, S.-F., Li, M., Yan, S., Wang, M., Yang, C.-P., Lun, Z.-R., Brown, C.L., Yang, T.-B., 2014. Phylogeography and demographic history of *Gotocotyla sawara* (Monogenea: Gotocotylidae) on Japanese Spanish mackerel (*Scomberomorus niphonius*) along the coast of China. J Parasitol 100, 85-92.

SOLAK¹, K., ÖKTENER, A., TRILLES, J.-P., SOLAK, C.N., 2007. Report on the monogenean *Cyclocotyla bellones* and three cymothoids parasitizing two fish species from the Aegean Sea coasts of Turkey. Acta Adriat 45, 145-154.

Sproston, N., 1946. A synopsis of the monogenetic trematodes. Transactions of the Zoological Society of London 25, 185-600.

Strelkov, U., 1964. On the position of *Axine belones* in the system of monogenetic trematodes. Trudy Zoologicheskogo Instituta. Akademiia nauk USSR, XIII, 145 – 154.

Strona, G., Stefani, F., Galli, P., 2010. Monogenoidean parasites of Italian marine fish: An updated checklist. Italian Journal of Zoology 77, 419-437.

Stuart, K.R., Drawbridge, M.A., 2013. Captive spawning and larval rearing of California yellowtail (*Seriola lalandi*). Aquac Res 44, 728-737.

Subhpradha, C., 1951. *Vallisiopsis contorta* ng and n. sp. and *Gastrocotyle indica* n. sp., monogenetic trematodes from marine fishes of the Madras Coast. Parasitology 41, 162-165.

Tambireddy, N., Gayatri, T., Gireesh-Babu, P., Pavan-Kumar, A., 2016. Molecular characterization and phylogeny of some mazocraeidean monogeneans from carangid fish. Acta Parasitol 61, 360-368.

Tantaleán, M., 1974. Monogeneos de peces de las costas del Perú. I. *Axine ibañezi* n. sp. (Monogenea: Axinidae) parásito de un pez volador (*Exocoetus volitans* Linnaeus). Rev Biol Trop 22, 211-215.

Tazerouti F., 2007. Biodiversité et bioécologie des parasites de poissons Sélaciens Hypotremata du littoral algérois. Thèse de Doctorat d'État en Sciences Biologiques. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediène, Alger, 299p.

Tendeiro, J., 1960. Sur une nouvelle espèce de trématode monogénétique, *Microcotyle eduardoi* n. sp. (Dielidophoroidea, Microcotylidae), parasite du *Pomadasys suillus* (Cuv. et Val.) (Pisces, Teleostei). Libro Homenaje Jubileo (1930-1960) Doctor Eduardo Caballero, 311-314.

Theisen, S., Palm, H.W., Al-Jufaili, S.H., Kleinertz, S., 2017. *Pseudempleurosoma haywardi* sp. nov. (Monogenea: Ancyrocephalidae (sensu lato) Bychowsky & Nagibina, 1968): An endoparasite of croakers (Teleostei: Sciaenidae) from Indonesia. PLoS ONE 12, e0184376.

Theunissen, M., Tiedt, L., Du Preez, L.H., 2014. The morphology and attachment of *Protopolystoma xenopodis* (Monogenea: Polystomatidae) infecting the African clawed frog *Xenopus laevis*. Parasite 21, 20.

Tripathi, Y.R., 1956. Studies on the parasites of Indian fishes. IV. Trematoda: Monogenea, Microcotylidae. Records of the Indian Museum (1954), 52, 231-247.

Trujillo-González, A., Constantinoiu, C.C., Rowe, R., Hutson, K.S., 2015. Tracking transparent monogenean parasites on fish from infection to maturity. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 4, 316-322.

Tumlison, R., McAllister, C., Robison, H., Connior, M., Sasse, D., Cloutman, D., Durden, L., Burse, C., Fayton, T., Schratz, S., 2017. Vertebrate natural history notes from Arkansas, 2017. J Ark Acad Sci 71, 7-16.

Ulmer, M.J., James, H.A., 1981. Monogeneans of marine fishes from the Bay of Naples. Trans Am Microsc Soc 100, 392-409.

Unnithan, R.V., 1957. On the functional morphology of a new fauna of Monogenea on fishes from Trivandrum and environs. Part I, Axinidae fam. nov. Bull Cent Res Inst Univ Kerala Ser. C, 5, 27-122.

Unnithan, R.V., 1968. On six species of monogenetic trematodes, parasitic on the gills of marine fishes from the Indian seas. Treubia 27, 141-164.

Unnithan, R.V., 1971. On the functional morphology of a new fauna of Monogenoidea on fishes from Trivandrum and environs. Part IV. Microcotylidae sensu stricto and its repartition into subsidiary taxa. Am Midl Nat 85, 366-398.

Van Beneden, P.J., Hesse, C.E., 1863. Recherches sur les Bdellodes (Hirudinées) et les Trématodes marins. Mémoires de l'Académie Royale des Sciences, des Lettres et des Beaux-Arts de Belgique 34, 1-150.

Vanhove, M.P., Tessens, B., Schoelink, C., Jondelius, U., Littlewood, D.T., Artois, T., Huyse, T., 2013. Problematic barcoding in flatworms: A case-study on monogeneans and rhabdocoels (Platyhelminthes). ZooKeys, 355-379.

Villalba, C., Fernández, J., 1986. Dos nuevas especies de tremátodos parásitos de peces marinos en Chile. Parasitol Dia 10, 45-51.

- Villegas-Hernández, H., Muñoz, M., Lloret, J., 2016.** Reproductive traits of the pompano, *Trachinotus ovatus* (Linnaeus, 1758), in the north-western Mediterranean. *J Mar Biol Assoc U K* 96, 1053-1063.
- Whittington, I.D., 1997.** Reproduction and host-location among the parasitic Platyhelminthes. *Int J Parasitol* 27, 705-714.
- Whittington, I.D., 1998.** Diversity "down under": monogeneans in the Antipodes (Australia) with a prediction of monogenean biodiversity worldwide. *Int J Parasitol* 28, 1481-1493.
- Whittington, I.D., Cribb, B.W., 2001.** Adhesive secretions in the Platyhelminthes. *Adv Parasitol* 48, 101-224.
- Whittington, I.D., Deveney, M.R., Morgan, J.A.T., Chisholm, L.A., Adlard, R.D., 2004.** A preliminary phylogenetic analysis of the Capsalidae (Platyhelminthes : Monogenea : Monopisthocotylea) inferred from large subunit rDNA sequences. *Parasitology* 128, 511-519.
- Williams, A., 1991.** Monogeneans of the families Microcotylidae Taschenberg, 1879 and Heteraxinidae Price, 1962 from Western Australia, including the description of *Polylabris sandersae* n. sp. (Microcotylidae). *Syst Parasitol* 18, 17-43.
- Williams, R.E., Ernst, I., Chambers, C.B., Whittington, I.D., 2007.** Efficacy of orally administered praziquantel against *Zeuxapta seriolae* and *Benedenia seriolae* (Monogenea) in yellowtail kingfish *Seriola lalandi*. *Dis Aquat Org* 77, 199-205.
- Woolcock, V., 1936.** Monogenetic Trematodes from some Australian Fishes. *Parasitology* 28, 79-91.
- Yamaguti, S., 1938.** Studies on the helminth fauna of Japan. Part 24. Trematodes of fishes, V. *Japanese Journal of Zoology* 8, 15-74.
- Yamaguti, S., 1940.** Studies on the helminth fauna of Japan. Part 31. Trematodes of fishes, VII. *Japanese Journal of Zoology* 9, 35-108.
- Yamaguti, S., 1958.** Studies on the helminth fauna of Japan. Part 53. Trematodes of fishes, XII. *Publ Seto Mar Biol Lab* 7, 53-88.
- Yamaguti, S., 1963.** *Systema Helminthum* Volume IV Monogenea and Aspidocotylea. John Wiley & Sons.
- Yamaguti, S., 1965.** New monogenetic trematodes from Hawaiian fishes, I. *Pac Sci* 19, 55-95.
- Yamaguti, S., 1968.** Monogenetic Trematodes of Hawaiian Fishes. University of Hawaii Press, Honolulu, 287 p.
- Yan, S., Wang, M., Yang, C.-P., Zhi, T.-T., Brown, C.L., Yang, T.-B., 2016.** Comparative phylogeography of two monogenean species (Mazocraeidae) on the host of chub mackerel, *Scomber japonicus*, along the coast of China. *Parasitology* 143, 594-605.

Yoshinaga, T., Tsutsumi, N., Hall, K.A., Ogawa, K., 2009. Origin of the diclidophorid monogenean *Neoheterobothrium hirame* Ogawa, 1999, the causative agent of anemia in olive flounder *Paralichthys olivaceus*. Fisheries Science 75, 1167-1176.

Zerecero, C., 1960. *Pyragraphorus caballeroi* n. sp., trematodo de la subclase Monogenea (Carus, 1863) en peces marinos del Oceano Pacifico del Norte, In: Bravo-Hollis, M., Zerecero., M.C., Flores-Barroeta., L., Winter., E.H.-E.y.H.A. (Eds.) Libro Homenaje al Dr. Eduardo Caballero y Caballero. Secretaria de Educacion Publica, Instituto Politecnico Nacional, Mexico City, pp. 345-351.

Zhang, J., Wu, X., Xie, M., Xu, X., Li, A., 2011. The mitochondrial genome of *Polylabris halichoeres* (Monogenea: Microcotylidae). Mitochondrial DNA 22, 3-5.

Zorica, B., Sinovčić, G., Keč, V.Č., 2011. The reproductive cycle, size at maturity and fecundity of garfish (*Belone belone*, L. 1761) in the eastern Adriatic Sea. Helgol Mar Res 65, 435.

ملخص

تهدف هذه الدراسة الى معرفة التنوع البيولوجي لطفيليات البوليوبستوكوتيليا (مونوجينيا، ديدان مسطحة) الموجودة في الاسماك العظمية على مستوى الساحل الجزائري من خلال دراسة تصنيفية تجمع المورفولوجيا، التركيب البنيوي والتحليل الجزيئي بهدف وصف الأنواع الجديدة والمراجعة النقدية للأنواع الموصوفة سابقاً والتي لا تزال تشكل تحدياً من الناحية التصنيفية. لقد مكنا فحص خياشم 3565 سمكة عظمية من اكتشاف نوعين جديدين والإبلاغ عن 10 أنواع لأول مرة في سواحل الجزائر.

-ينتمي النوعان الجديدان المكتشفان ميكروكوتيل فيزا وميكروكوتيل ايزيابيالي فصيلة الميكروكوتيليدي. كما أكدنا في نفس الفصيلة الترادف بين الجنسين ميكروكوتيلوباراميكروكوتيل مما مكنا من انشاء تركيبين جديدين باراميكروكوتيل دانيالكاربوني باراميكروكوتيل مويانوي. كذلك أكدنا الفصل بين بوسكونفيلولا تراكيني و بوسكونفيلولا دراكونيس و بالتالي الغينا الترادف المقترح بينهما.

- في فصيلة القاستروكوتيليدي تحصلنا لأول مرة علي قاستروكوتيلي بيفاجيناليس و سلطنا الضوء على تفاصيل جديدة على مستوى الجهاز التناسلي الذكري لبسوداكسين تراكوري، هذا و قد عدلا التشخيص التصنيفي للجنسين و الفصيلة . من جهة أخرى أوضحت المقارنة بين بسوداكسين و بسوداكسينوداس ترادف الجنسين مما قادنا الى تحويل كل الأنواع المدرجة سابقا في بسوداكسينوداس الى الجنس بسوداكسين.

- كما أبلغنا ولأول مرة في جنوب البحر المتوسط عن وجود فلاكسوفورا اوفيدي (فصيلة الديكليدوفوريدي) وأكنا بهذه الدراسة صحة الجنس واقترحنا تشخيصا تصنيفيا لهذا الأخير لأول مرة. كما وجدنا لأول مرة رينيكوتيل كريبيتاكوولا و ايتاراكسينويداس حنيبعلي اللدان نبلغ عنهما لأول مرة منذ 1970.

Summary

In this study, an attempt is made to predict the biodiversity of the Polyopisthocotylea (Monogenea; Platyhelminthes) parasites of teleostean fish along the Algerian coast by a taxonomic study. A combined morphological and molecular approach was used for description of the new species and for a critical review of the previously described species or genera that remains taxonomically challenging. The examination of 3565 Teleosts related to 14 species, allowed us to identify 18 species of Polyopisthocotylea of which 2 are new to science and 13 are being newly reported for the first time from the coasts of Algeria.

-Among Microcotylidae, we discovered two new species *Microcotyle visa* Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019, and a cryptic species *Microcotyle isyebi* Bouguerche, Gey, Justine & Tazerouti 2019. We also confirm the synonymy between *Microcotyle* and *Paramicrocotyle*. Consequently, we created two new combinations for *P. danielcarrioni* and *P. moyanoi*. Moreover, we confirm the separation of *Pauciconfibulatrachini* and *P. draconis* in two distinct species and we cancel the synonymy proposed.

-Within Gastrocotylidae we recovered *Allogastrocotyle bivaginalis*, the sole species of *Allogastrocotyle* that was never recorded since 1983. Our specimens were barcoded (COXI) confirming their specific identity and we amended the generic diagnosis. We report this genus for the first time in the Mediterranean. Furthermore, we highlight new data on the male reproductive system of *P. trachuri* and we hypothesize a traumatic insemination of this Monogenea. The generic status of *Allogastrocotyle* and *Pseudaxine* is confirmed, and the diagnosis of the latest, of the sub-family and the family were amended.

In addition, the comparison of *Pseudaxine bivaginalis* and *Allogastrocotyle* spp. confirms that these species are congeneric, consequently we transfer *P. bivaginalis* to the genus *Allogastrocotyle*. Otherwise, *Pseudaxine* and *Pseudaxinoides* are synonymized and we transfer all species from *Pseudaxinoides* to *Pseudaxine*. We create 7 new combinations accordingly.

-Within the Diclidophoridae, We report for the first time in the southern Mediterranean *Flexophora ophidii*, a species not reviewed since 1962. Therefore the validity of the genus is confirmed and its diagnosis is proposed for the first time. We have also found for the first

time since 1970, *Rhinecotyle crepitacula* and *Heteraxinoides hannibali* and we report them for the first time in the southern Mediterranean.