

UNIVERSITÉ CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR
(UCAD)



ÉCOLE DOCTORALE SCIENCES DE LA VIE, DE LA SANTÉ ET DE
L'ENVIRONNEMENT (ED-SEV)

FACULTÉ DES SCIENCES ET TECHNIQUES (FST)

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE (BA)

ANNÉE : 2017

N° d'ordre : 201751

THÈSE DE DOCTORAT

SPÉCIALITÉ : ÉCOLOGIE ET GESTION DES ÉCOSYSTÈMES

Présentée par : **Ayatoulaye DIONE**

BIOMÉTRIE ET RÉGIMES ALIMENTAIRES CHEZ TROIS ESPÈCES DE POISSONS
TÉLEOSTÉENS (*Boops boops*, *Cepholopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) ET
ULTRASTRUCTURE DU SPERMATOZOÏDE DE LEURS DIGÈNES

Soutenue le 28 décembre 2017 devant le jury composé de :

Président : Ousmane FAYE, Professeur Titulaire, FST/UCAD (Sénégal)

Rapporteurs : Bernard MARCHAND, Professeur Titulaire, Université Pascal Paoli de Corse (France)

Papa Ibnou NDIAYE, Maître de conférences, FST/UCAD (Sénégal)

Yann QUILICHINI, Maître de recherche, Université Pascal Paoli de Corse (France)

Examineurs : Malick DIOUF, Maître de conférences, FST/UCAD (Sénégal)

Mady NDIAYE, Professeur Titulaire, FST/UCAD (Sénégal)

Pape NDIAYE, Directeur de recherche, IFAN (Sénégal)

Directeur de thèse : Cheikh Tidiane BA, Professeur Titulaire, FST/UCAD (Sénégal)

DEDICACES

A mon père **Aliou DIONE**, je vous dédie ce travail pour vos conseils, votre soutien sans faille, vos encouragements, vos prières et toute l'affection que j'ai reçus de vous, trouve en ce travail le témoignage de ma profonde admiration. Que DIEU vous laisse encore devant nous.

A ma mère **Awa DIOUF**, votre affection chaleureuse, votre amour et vos prières sont toujours là pour moi. Trouve en ce travail l'expression de ma profonde gratitude.

A mon épouse **Mame Coumba DIOUF**, ton amour, ton affection et ton soutien permanent m'ont toujours accompagné tout le long de ce travail. Que Dieu te garde.

A ma fille **Mariama DIONE**, je te dédie ce travail. Que Dieu te protège.

A mes frères et sœurs **Marie DIONE**, **feu Mohamed DIONE**, **Ibrahima Niasse DIONE**, **Ndèye DIONE**, **Massa DIONE** et **Mame DIONE**, votre soutien et vos encouragements me vont droit au cœur. Vous avez beaucoup contribué dans ma formation.

A ma grand-mère **feu Woly DIAFFATE**, vous m'avez accueilli dans votre maison dès la seconde, rien ne me manquait. Vous avez beaucoup contribué à ma réussite, soyez éternellement remerciée. Que Dieu vous accueille au paradis.

A mes amis **Abib SENE** et **François DIOUF**, nous formons un trio inséparable depuis le bas âge. Votre amitié n'est plus à démontrer. Trouvez le gage de la fraternité de longue date. Ce travail est le vôtre.

A mon ami et frère **Pape DIOP**, je suis en phase avec ceux qui nous considèrent comme des jumeaux. Nous nous sommes connus depuis le lycée Demba DIOP de Mbour. Complices de tous les temps, nous avons partagé de bons moments. Que DIEU raffermisse les relations. Parfois dire merci n'est pas suffisant pour exprimer ce que l'on peut ressentir, merci le maire pour ton soutien, ton amitié et tes encouragements sans limite.

A mon ami et frère **Abdoulaye BA**, qui m'a beaucoup aidé tout au long de cette étude avec ses conseils et ses appuis techniques, merci pour tout Docteur. Je te serai redevable.

A tous mes amis et collaborateurs du laboratoire, **Abdoulaye Jacques BAKHOUM**, **Adjii Mama MARIGO**, **Mallé NDOM**, **Mbagnick DIAGNE**, **Ngoné DIOP**, **Mme MBODJI Aïssatou BA**, **Aïssatou SECK**, **Mme SAMB Aminata SENE** et **Diaga SENE**, vos conseils, vos suggestions fertiles m'ont beaucoup aidé dans ce travail.

Je remercie également tout le **personnel du lycée Cheikh Ahmadou Lamine DABO (CALD)** de Mbour et mention spéciale à **Monsieur Abdou Sène** (Professeur d'anglais) qui m'a beaucoup aidé pour la traduction en anglais.

REMERCIEMENTS

Ce travail a été réalisé dans le cadre du partenariat scientifique entre le laboratoire de « Biologie évolutive, écologie et gestion des écosystèmes » de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar (UCAD) et le Service d'Étude et de Recherche en Microscopie Électronique (SERME) de l'Université Pascal Paoli de Corse en France, sous la direction du Professeur Cheikh Tidiane BA.

Mes remerciements vont tout d'abord au **Professeur Cheikh Tidiane BA**. La rigueur scientifique, le dynamisme et la disponibilité constante déterminent l'homme de science que vous êtes. Vous avez été au début et à la fin de ce travail. Vos qualités scientifiques et humaines, votre grande disponibilité et surtout votre humilité suscitent en moi une admiration et un profond respect. Vos conseils et suggestions, toujours pertinents et féconds m'ont permis de réaliser ce travail dans de très bonnes conditions. Soyez rassuré Professeur, de mes sincères remerciements.

Je remercie le **Professeur Ousmane FAYE**. En dépit d'un emploi de temps très chargé, il a accepté spontanément de présider mon jury de thèse. Vos remarques nous seront très utiles. Trouvez ici l'expression de ma profonde gratitude.

Je tiens à remercier sincèrement le **Professeur Mady NDIAYE** qui a accepté d'évaluer mon travail malgré un emploi du temps très chargé. Vos remarques nous seront très utiles.

Je remercie le **Docteur Malick DIOUF**, Maître de conférences. C'est un grand plaisir pour moi de vous compter parmi les membres du jury de ce mémoire. Votre rigueur, votre dynamisme et votre engagement dans le travail sont autant de qualités qui forcent le respect. Merci d'avoir accepté de juger mon travail.

Je remercie très sincèrement le **Docteur Pape Ibnou NDIAYE**, Maître de conférences qui m'a aidé tout au long de cette étude avec ses conseils et ses appuis techniques. J'ai beaucoup apprécié sa disponibilité et ses qualités humaines et professionnelles. Les précieux conseils très constructifs que vous m'aviez prodigués m'ont été très profitables pour bien finaliser ce travail. Je vous remercie aussi d'accepter de juger mon travail comme rapporteur.

Mes remerciements vont également au **Professeur Bernard MARCHAND** et au **Maître de recherche Yann QUILICHINI** qui m'ont fait l'honneur de juger mon travail comme rapporteurs. Qu'ils soient assurés de ma profonde reconnaissance.

Je voudrais témoigner toute ma reconnaissance à tout le personnel technique et administratif du département de Biologie Animale, en particulier Messieurs **DIOUF**, **MBENGUE**, **NGOM**, **SARR** et Madame **DIOUF Rokhaya SENGHOR** qui m'ont soutenu et aidé pour la bonne réussite de ce travail.

SOMMAIRE

INTRODUCTION GENERALE.....	1
CHAPITRE I : QUELQUES GENERALITES SUR LES POISSONS TELEOSTEENS ET LES DIGENES.....	4
I. Quelques généralités sur les poissons Téléostéens.....	5
II. Quelques généralités sur les Digènes.....	7
1. Morpho-anatomie des Digènes.....	9
1.1. Appareil digestif.....	9
1.2. Appareil excréteur.....	9
1.3. Appareil génital.....	9
2. Ultrastructure du spermatozoïde des Digènes.....	11
2.1. Les centrioles.....	11
2.2. Les axonèmes.....	11
2.3. Le noyau.....	12
2.4. Les microtubules corticaux.....	12
2.5. Les ornements extramembranaires.....	13
2.6. La mitochondrie.....	13
CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES.....	15
A. MATERIELS	
I. Zone d'étude.....	16
II. Poissons étudiés.....	20
1. <i>Boops boops</i>	20
1.1. Position systématique.....	20
1.2. Répartition géographique.....	20
1.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques.....	21
2. <i>Cephalopholis taeniops</i>	22
2.1. Position systématique.....	22
2.2. Répartition géographique.....	22
2.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques.....	23
3. <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	24
3.1. Position systématique.....	24
3.2. répartition géographique.....	24
3.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques.....	25
III. Digènes étudiés.....	27
1. <i>Hemiurus appendiculatus</i>	27
1.1. Position systématique	27
1.2. Morpho-anatomie.....	27
2. <i>Holorchis micracanthum</i>	28
2.1. Position systématique.....	28
2.2. Morpho-anatomie.....	28
3. <i>Labrifer</i> sp.....	30
3.1. Position systématique.....	30
3.2. Morpho-anatomie.....	30

B. METHODES

I.	Identification, biométrie et régime alimentaire des poissons (<i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>).....	32
I.1.	Identification des poissons.....	32
I.2.	Biométrie des poissons.....	32
I.3.	Etude du régime alimentaire.....	35
II.	Identification et ultrastructure du spermatozoïde des Digènes.....	36
II.1.	Identification des Digènes.....	36
II.1.1.	Extraction des helminthes.....	36
II.1.2.	Fixation.....	37
II.1.3.	Coloration et différenciation.....	37
3. a.	Coloration.....	37
3. b.	Différenciation.....	38
II.1.4.	Déshydratation.....	38
II.1.5.	Montage entre lame et lamelle.....	38
II.1.6.	Détermination des Digènes.....	38
II.2.	Ultrastructure du spermatozoïde.....	39
II.2.1.	Au microscope électronique à transmission.....	39
II.2.2.	Au microscope électronique à balayage.....	39
CHAPITRE III : RESULTATS OBTENUS.....		41
A.	Biometrie sur <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> , <i>Boops boops</i> et <i>Cephalopholis taeniops</i>	42
1.	Sex-ratio.....	42
2.	Relation longueur-poids.....	42
3.	Le facteur de condition.....	45
B.	Régimes alimentaires de <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	50
1.	Coefficient de vacuité.....	50
2.	Nature et classement des proies.....	52
C.	Ultrastructure du spermatozoïde de <i>Hemiurus appendiculatus</i> , <i>Holorchis micracantum</i> et <i>Labrifer</i> sp.....	64
1.	Ultrastructure du spermatozoïde de <i>Hemiurus appendiculatus</i> parasite de <i>Boops boops</i>	64
2.	Ultrastructure du spermatozoïde de <i>Holorchis micrancathum</i> parasite de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	71
3.	Ultrastructure du spermatozoïde de <i>Labrifer</i> sp. parasite de <i>Cephalopholis taeniops</i>	78
CHAPITRE IV : DISCUSSION DES RESULTATS.....		84
A.	Biométrie de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> , <i>Boops boops</i> et <i>Cephalopholis taeniops</i>	85

B. Régime alimentaire de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> , <i>Boops boops</i> et <i>Cepholopholis taeniops</i>	88
C. Ultrastructure du spermatozoïde de <i>Hemiurus appendiculatus</i> , <i>Holorchis micracanthum</i> , <i>Labrifer</i> sp.....	92
1. Extrémité antérieure du spermatozoïde.....	92
2. Extension antéro-latérale dense aux électrons.....	92
3. Ornémentations extramembranaires et microtubules corticaux.....	93
4. Corps épineux.....	97
5. Mitochondries.....	97
6. Extrémité postérieure du spermatozoïde.....	98
7. Modèle des spermatozoïdes chez les Digènes.....	101
CONCLUSION GENERALE ET PESPECTIVES.....	102
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	106
REFERENCES INTERNET.....	123
ANNEXES.....	124

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Terminologie des principaux organes externes d'un poisson osseux (Téléostéens) et les types de longueur.....	6
Figure 2: Représentation schématique du tube digestif et de l'appareil excréteur des Trématodes.....	10
Figure 3: Représentation schématique de l'appareil génital des Trématodes.....	11
Figure 4 : Schémas des types d'axonème en coupes transversales.....	12
Figure 5: Disposition des microtubules corticaux.....	13
Figure 6 : Association ou non des ornements extramembranaires aux microtubules corticaux.....	13
Figure 7: Zones écogéographiques du Sénégal, séparées par la presqu'île du Cap-Vert.....	18
Figure 8: Pirogues de la pêche artisanale, stationnées dans la baie de Soumbédioune.....	19
Figure 9 : Situation géographique des sites de débarquement de Mbour et de Soumbédioune.....	19
Figure 10: Répartition géographique de <i>Boops boops</i>	21
Figure 11: Caractères morphologiques de <i>Boops boops</i>	22
Figure 12: Répartition géographique de <i>Cephalopholis taeniops</i>	23
Figure 13: Caractères morphologiques de <i>Cephalopholis taeniops</i>	24
Figure 14: Répartition géographique de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	25
Figure 15: Caractères morphologiques de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	26
Figure 16 : Morpho-anatomie de <i>Hemiurus appendiculatus</i>	28
Figure 17 : Morpho-anatomie de <i>Holorchis micracanthum</i>	29
Figure 18 : Morpho-anatomie de <i>Labrifer</i> sp.....	31
Figure 19 : Détermination du sexe.....	34
Figure 20: Gonades femelles (ovaires).....	34
Figure 21: Gonades mâles (testicules).....	34
Figure 22: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de <i>Boops boops</i>	46
Figure 23: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de <i>Cephalopholis taeniops</i>	46
Figure 24: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	47
Figure 25: Relation longueur-poids de <i>Boops boops</i>	47
Figure 26: Relation longueur-poids de <i>Cephalopholis taeniops</i>	48
Figure 27: Relation longueur-poids de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	48
Figure 28: Evolution de la moyennes mensuelles du facteur de condition de <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	49
Figure 29: Facteur de condition des mâles et des femelles de <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	49
Figure 30: Variation annuelle du coefficient de vacuité chez <i>Boops boops</i>	51
Figure 31: Variation annuelle du coefficient de vacuité chez <i>Cephalopholis taeniops</i>	51

Figure 32: Variation annuelle du coefficient de vacuité chez <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	51
Figure 33: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Boops boops</i>	53
Figure 34: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Cephalopholis taeniops</i>	54
Figure 35: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	54
Figure 36: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Cephalopholis taeniops</i> pendant la saison chaude.....	55
Figure 37: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Cephalopholis taeniops</i> pendant la saison froide.....	55
Figure 38: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par les mâles de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	56
Figure 39: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par les femelles de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	56
Figure 40: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> pendant la saison froide.....	57
Figure 41: Pourcentage de l'indice d'importance relative des proies consommées par <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> pendant la saison chaude.....	57
Figure 42: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de <i>Boops boops</i> à partir par l'indice de Shannon-Wiener.....	58
Figure 43: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de <i>Cephalopholis taeniops</i> à partir par l'indice de Shannon-Wiener.....	59
Figure 44: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> à partir par l'indice de Shannon-Wiener.....	59
Figure 45: Deux extrémités antérieures du spermatozoïde de <i>H. appendiculatus</i> mûr.....	65
Figure 46: Extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de <i>H. appendiculatus</i>	66
Figure 47: Région médiane du spermatozoïde mûr de <i>H. appendiculatus</i>	67
Figure 48: L'extrémité postérieure du spermatozoïde mûr de <i>H. appendiculatus</i>	68
Figure 49: Coupes transversales et longitudinales du spermatozoïde mûr de <i>H. appendiculatus</i> montrant les granules de glycogène.....	69
Figure 50: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de <i>H. appendiculatus</i>	70
Figure 51: Coupes longitudinales et transversales de l'extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de <i>Holorchis micracanthum</i> (région I).....	73
Figure 52: Coupes longitudinale et transversale du spermatozoïde mûr de <i>H. micracanthum</i> (région II).....	74
Figure 53: Coupes longitudinales et transversales de la région III (9-12) et de la région IV (13-15) du spermatozoïde mûr de <i>H. micracanthum</i>	75
Figure 54: Coupes longitudinales et transversales de la région V du spermatozoïde mûr de <i>H. micracanthum</i>	76
Figure 55: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de <i>H. micracanthum</i>	77

Figure 56: Coupes transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de <i>Labrifer</i> sp. (région I).....	80
Figure 57: Coupes transversales de l'extrémité postérieure de la région IV du spermatozoïde mûr de <i>Labrifer</i> sp.....	81
Figure 58: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr <i>Labrifer</i> sp.....	82
Figure 59: Morphologie de l'extrémité postérieure du spermatozoïde chez les Digènes.....	99
Figure 60: Différents modèles de spermatozoïdes observés chez les Digènes.....	101

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Nombre de familles et genres au sein de chaque superfamille de Digènes.....	8
Tableau II: Descriptions statistiques et estimation des paramètres de la relation longueur-poids pour <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	43
Tableau III: Facteur de condition et écart type des mâles et des femelles de <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i> en fonction des saisons.....	44
Tableau IV: Composition du régime alimentaire de <i>Boops boops</i>	60
Tableau V: Composition du régime alimentaire de <i>Cephalopholis taeniops</i>	61
Tableau VI: Composition du régime alimentaire de <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	62
Tableau VII: Comparaison des données de la longueur totale et les paramètres de la relation longueur - poids pour <i>Boops boops</i> , <i>Cephalopholis taeniops</i> et <i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	87
Tableau VIII: Variation du nombre maximal de microtubules corticaux dans le spermatozoïde des Digènes.....	96
Tableau IX: Caractères ultrastructuraux de l'extrémité postérieure du spermatozoïde des Digène de la super famille des Lepocreadioidea.....	100

INTRODUCTION GENERALE

La pêche joue un rôle économique, social et culturel très important au Sénégal. Le poisson, en particulier, constitue une importante source de protéines animales (75 %) pour les populations sénégalaises (FAO, 2012). En raison du déclin de l'agriculture et de l'élevage, sources traditionnelles de protéines végétales et animales, la pêche est une composante essentielle en matière de sécurité alimentaire.

Le secteur de la pêche présente d'importantes potentialités au plan de la production, de la création d'emplois et de rentrées de devises. Il fournit aujourd'hui plus de 600 000 emplois directs et indirects contribuant ainsi largement à la résorption du chômage (FOA, 2012). Il représente 2,5% du PIB du Sénégal et constitue la première branche exportatrice du pays avec 185,4 milliards de F CFA de recettes (<http://www.ecomaritime.gouv.sn> consulté le 10/10/2016).

Malgré ses énormes potentialités, la pêche sénégalaise connaît une crise due en grande partie à la diminution drastique des ressources halieutiques qui favorise l'augmentation du prix, notamment des espèces démersales côtières. C'est ce qui justifie la rareté du poisson dans le marché sénégalais (FAO, 2012).

La faune ichtyologique des côtes sénégalaises, de par son importance pour l'économie nationale, fait l'objet depuis fort longtemps déjà, de nombreux travaux de recherches tant appliquées que fondamentales (Ba *et al.*, 2011 ; Ba, 2012 ; Ba *et al.*, 2013 ; Bakhoun *et al.*, 2012a, c ; Diagne *et al.*, 2011 ; Diagne, 2016 ; Dione, 2011 ; Dione *et al.*, 2016 ; Franqueville et Fréon, 1976 ; Ndiaye *et al.*, 2012a, 2012c, 2013b, 2014, 2015b; Njinkoue *et al.*, 2002 ; Sanchez-Carnero, 2013; Sène, 2009). Par contre, très peu d'informations existent sur la biologie des poissons Téléostéens au Sénégal.

La faune parasitaire notamment des helminthes parasites de Poissons a très peu évolué depuis les travaux de Golvan (1950), Campana-Rouget (1955), Euzet (1967), Fischthal et Thomas (1972) et Vassiliadès (1982). Ces derniers se sont limités seulement à la systématique.

Cependant, quelques études ultrastructurales des Trématodes parasites des poissons au Sénégal ont été menées (Bâ *et al.*, 2011 ; Bakhoun *et al.*, 2012a, c ; Dione, 2011 ; Dione *et al.*, 2016 ; Ndiaye *et al.*, 2012a, 2012c, 2013b, 2014, 2015b).

Pour augmenter les connaissances sur la biologie et la parasitologie des poissons, nous avons entrepris d'une part les études biométriques et de régimes alimentaires des poissons Téléostéens : *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*, d'autre

part l'ultrastructure du spermatozoïde de leurs Trématodes à savoir *Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracantum* et *Labrifer* sp.

L'objectif principal de cette étude est de contribuer à la connaissance de la biologie des poissons Téléostéens et de leurs parasites. A cet effet, trois objectifs spécifiques se dégagent :

- Déterminer la biométrie de trois espèces de poissons Téléostéens des côtes sénégalaises (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) ;
- Déterminer le régime alimentaire de ces trois espèces de poissons ;
- Etudier l'ultrastructure du spermatozoïde des parasites de ces poissons.

Notre travail comporte quatre chapitres. Le premier est consacré à quelques généralités sur les Téléostéens et les Digènes. Les deuxième, troisième et quatrième chapitres portent respectivement sur les matériels et méthodes utilisés, les résultats obtenus et leur discussion.

CHAPITRE I : QUELQUES GENERALITES SUR LES POISSONS TELEOSTEENS ET LES DIGENES

I. Quelques généralités sur les poissons Téléostéens

Les poissons à squelette entièrement ossifié constituent le groupe des Téléostéens. Un Téléostéen a ses nageoires soutenues par des rayons ; ses fentes branchiales sont recouvertes par un opercule et ses écailles sont de simples lamelles ossifiées, lisses ou rugueuses. Au cours de l'évolution, les Téléostéens sont apparus après les poissons cartilagineux. Le groupe des Téléostéens est le plus diversifié et le plus abondant de tous les groupes de poissons (Seret, 1981) : il représente 95 % de la faune actuelle, soit environ 28 000 espèces. L'ordre des Perciformes représente, à lui seul, 7 000 espèces, réparties en 150 familles (Seret, 1981). Les Perciformes ont un corps symétrique, une nageoire dorsale simple ou multiple avec toujours une partie antérieure épineuse, des pelviennes constituées d'une épine et de 5 rayons mous, quelquefois moins, et une anale en partie épineuse (Seret, 1981). La plupart des Perciformes sont des poissons marins côtiers (Nelson, 2006). Les principales familles sont : Balitoridae, Blenniidae, Carangidae, Characidae, Cichlidae, Cyprinidae, Gobiidae, Haemulidae, Mugilidae, Labridae, Loricaridae, Pomadasyidae, Polynemidae, Sparidae, Sciaenidae, Scombridae, Scorpenidae, Serranidae, et Sphyrinae, Toudae (Nelson, 2006).

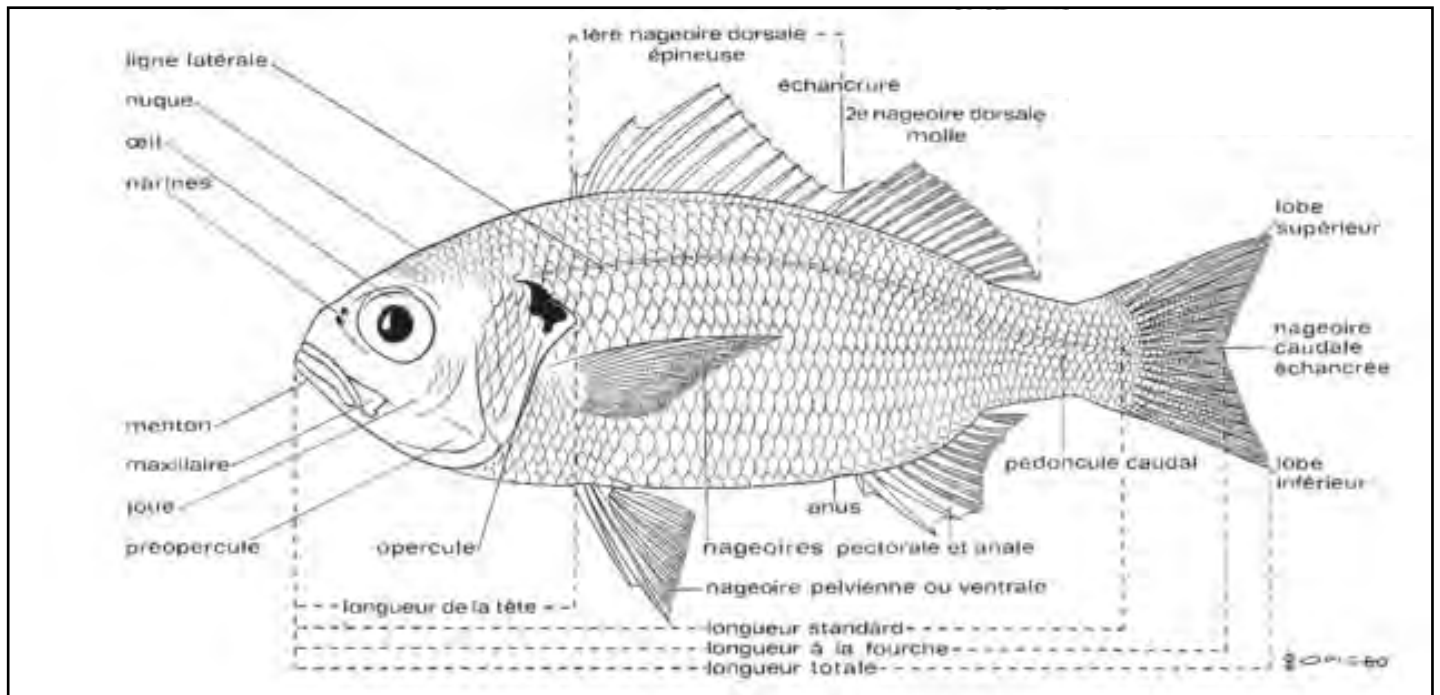


Figure 1 : Terminologie des principaux organes externes d'un poisson osseux (Téléostéens) et les types de longueur (Seret, 1981)

II. Quelques généralités sur les Digènes

Les Digenea Carus, 1863 sont des Plathelminthes endoparasites d'invertébrés et de vertébrés. Les adultes vivent dans le tube digestif et les canaux de ses glandes annexes, le sang, les poumons, la vésicule biliaire, la vessie et les oviductes de leurs hôtes (Marchand, 2014). Avec plus de 2500 genres, la classe des Digènes est de loin le groupe le plus diversifié des Plathelminthes. Elle est le plus souvent considérée au niveau des superfamilles (Tableau I) (Caira et Littlewood, 2001) et non au niveau des ordres. Malheureusement, les relations parmi les 156 familles recensées restent peu connues et par conséquent aucun schéma de niveau de classification supérieur n'a été accepté (Pearson 1992 cité par Caira et Littlewood, 2001). Caira et Littlewood (2001) divisent les Digènes en 17 groupes (Tableau I) et considèrent plutôt le concept de superfamille en se basant sur la combinaison des cycles de vie, de la morphologie des adultes et des caractères des associations hôtes.

Tableau I : Nombre de familles et genres au sein de chaque superfamille de Digènes (d'après Caira et Littlewood, 2001).

Superfamilles	Nombre de familles	Nombre de genres
Allocreadioidea	3	179
Clionostomoidea	1	13
Cyclocoeloidea	4	45
Diplostomoidea	10	158
Echinostomatoidea	21	213
Hemiuroidea	16	358
Gymnophalloidea	12	176
Lepocreadioidea	10	162
Microphalloidea	3	85
Notocotyloidea	7	76
Opisthorchioidea	8	236
Paramphistomatoidea	15	162
Plagiorchioidea	29	462
Schistosomatoidea	3	84
Transversatrematoidea	1	5
Troglotrematoidea	7	29
Zoogonoidea	6	110
Total	156	2553

1. Morpho-anatomie des Digènes

Les Digènes ont la forme d'une feuille ovale, plus ou moins épaisse. Ils sont caractérisés par la présence de ventouses musculeuses généralement paires, hémisphériques, d'orifices génitaux qui, généralement, s'ouvrent ventralement entre les ventouses et un unique pore excréteur postérieur. La bouche s'ouvre dans la ventouse antérieure. La ventouse postérieure, imperforée, est appelée acétabulum (Figures 2 et 3) (Marchand, 2014). L'organisation générale des Digènes est relativement simple : ils sont dépourvus d'appendices et d'appareils respiratoire et circulatoire. Par contre, ils présentent un appareil digestif, un appareil excréteur et deux appareils génitaux mâle et femelle (Beaumont et Cassier, 1978).

1.1. Appareil digestif

L'appareil digestif (Figure 3) ne présente qu'un seul orifice, la bouche, qui s'ouvre généralement au milieu de la ventouse antérieure. Elle est suivie d'un pharynx musculeux, d'un œsophage et d'un intestin. Ce dernier est généralement bifide et réalise deux caeca, mais il peut dans certains cas être très ramifié. Il n'existe pas d'anus (Marchand, 2014).

1.2. Appareil excréteur

L'appareil excréteur (Figure 2) est constitué de protonéphridies. Les canalicules des cellules flammes se réunissent pour former des canaux plus larges qui peuvent s'ouvrir indépendamment à l'extérieur (chez la larve) ou s'unir pour former une vessie urinaire qui s'ouvre par un seul orifice près de l'extrémité postérieure du corps (chez l'adulte) (Marchand, 2014).

1.3. Appareil génital

Les Digènes sont le plus souvent hermaphrodites (Marchand, 2014). L'appareil génital mâle (Figure 3) présente généralement deux testicules. Cependant, on peut en dénombrer plus d'une centaine chez les schistosomes d'oiseaux et il n'existe qu'un seul chez la plupart des espèces de la famille de Monorchiiidae. Les testicules sont drainés par un canal déférent qui aboutit dans un organe copulateur musculeux et exsertile : le cirre. C'est l'équivalent d'un pénis. Il est muni d'une prostate et permet de transférer le sperme à un autre ver ou à la partie femelle du même ver.

L'appareil génital femelle (Figure 2) est complexe en raison de la dissociation des fonctions vitellogènes et gamétogènes. Il comprend un ovaire suivi d'un oviducte qui aboutit dans un

ootype. La paroi de l'ootype est tapissée des glandes de Melhis. Un utérus relie l'ootype à l'orifice génital. L'oviducte porte un réceptacle séminal et communique avec le canal de Laurer qui s'ouvre sur la face dorsale. Le canal de Laurer est un canal vestigial qui serait l'équivalent du vagin des Turbellariés et des Monogènes. Il sert à évacuer les cellules vitellines en excès, mais pourrait également jouer un rôle dans l'accouplement en raison de sa proximité avec le réceptacle séminal. Enfin, deux glandes vitellogènes aboutissent à l'ootype par deux vitellooductes.

Les glandes vitellogènes produisent des cellules contenant du vitellus et des protéines destinées à l'élaboration de la coque des œufs. Ces glandes peuvent être dispersées ou condensées. Elles sont drainées par des vitellooductes qui se rejoignent avant d'atteindre l'ootype. Ces canaux peuvent alors se dilater pour former un réservoir vitellin.

Les glandes de Melhis entourent l'ootype et sécrètent un liquide lubrifiant pour l'utérus. Cette sécrétion aurait également un rôle à jouer dans l'activation des spermatozoïdes.

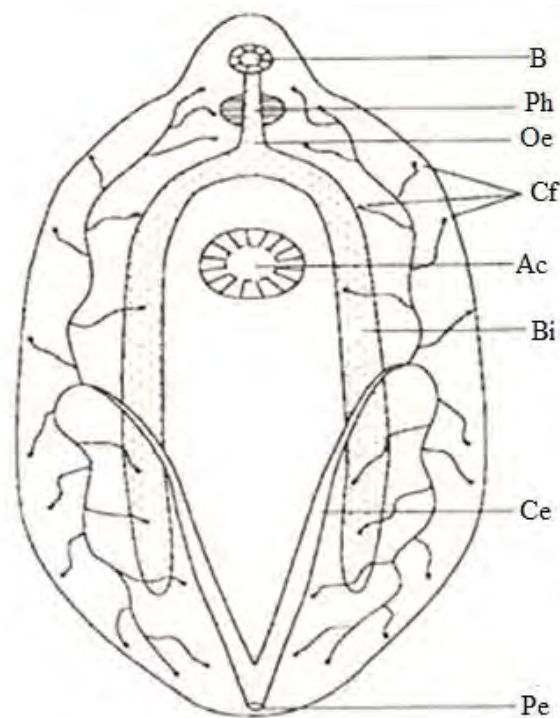


Figure 2: Représentation schématique du tube digestif et de l'appareil excréteur des Trématodes (Marchand, 2014). Ac, acétabulum ; B, bouche ; Bi, branche intestinale ; Ce, canal excréteur ; Cf, cellules flammées ; Oe, œsophage ; Pe, pore excréteur ; Ph, pharynx.

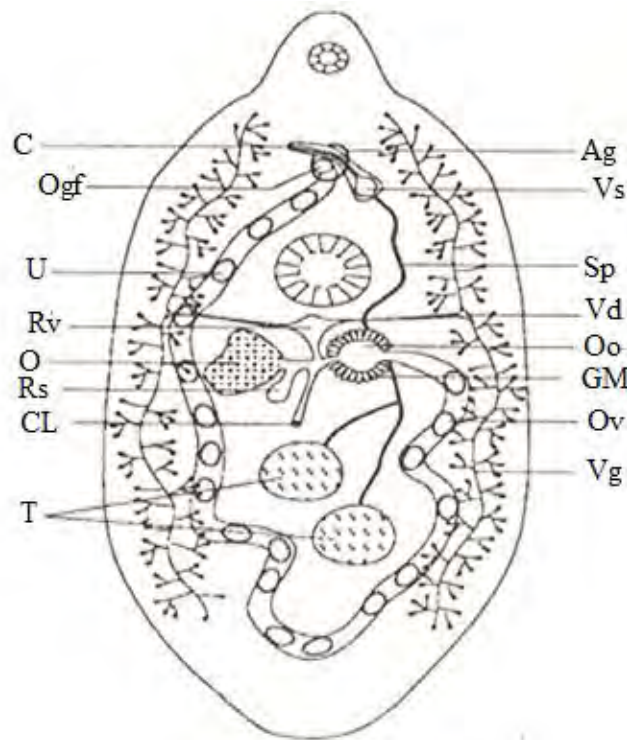


Figure 3: Représentation schématique de l'appareil génital des Trématodes (Marchand, 2014). Ag, Atrium génital ; C, cirre (ou pénis) ; CL, canal de Laurer ; GM, glandes de Melhis ; O, ovaire ; Ogf, orifice génital femelle ; Oo, ootype ; Ov, oviducte ; Rs, réceptacle séminal ; Rv, réservoir vitellin ; Sp, spermiducte ; T, testicule ; U, utérus ; Vd, vitelloducte ; Vg, glande vitellogène ; Vs, vésicule séminale.

2. Ultrastructure du spermatozoïde des Digènes

Des coupes transversales et longitudinales du spermatozoïde des Digènes ont permis de mettre en évidence des caractères ultrastructuraux distinctifs, notamment au niveau de leurs centrioles, axonèmes, noyaux, microtubules corticaux, ornements extramembranaires et mitochondries.

2.1. Les centrioles

Dans le spermatozoïde, les centrioles sont généralement simplifiés en singulets sauf chez *Schistosoma* dont les centrioles sont en triplets aussi bien dans les spermatides que dans les spermatozoïdes.

2.2. Les axonèmes

Selon Justine (1985), les axonèmes constituent les structures les plus originales des spermatozoïdes des Digènes (Figure 4). Ils sont constitués de neuf doublets de microtubules

en forme d'un cercle au centre duquel se trouve un élément central qui n'est ni un microtubule ni constitué de la tubuline (Figure 4A). L'axonème est peu particulier chez *Schistosoma* où l'élément central est peu dense (Figure 4C) et absent chez *Didymozoon* 9 + 0 (Figure 4B). Lors de la spermiogenèse, les axonèmes sont observés au niveau des flagelles.

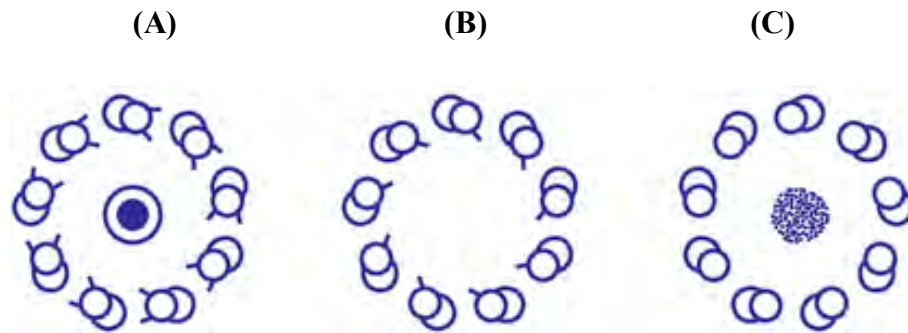


Figure 4 : Schémas des types d'axonème en coupes transversales (D'après Justine, 1985)

A : axonème de type type 9+"1" des spermatozoïdes des Plathelminthes parasites ;

B : axonème de type type 9+0 de Didymozoon (pas d'élément central) ;

C : axonème de type type 9+"1" de Schistosoma (le cylindre central est remplacé par une élément peu dense aux électrons)

2.3. Le noyau

Il apparait dans la partie postérieure du spermatozoïde, parfois accompagné de deux axonèmes, de microtubules corticaux et d'une mitochondrie. Il présente une membrane constituée de deux feuillets denses aux électrons séparés par un espace clair appelé espace périnucléaire. La chromatine se condense progressivement et devient plus dense à la fin de la spermiogenèse.

2.4. Les microtubules corticaux

Ils apparaissent au tout début de la spermiogenèse entre l'extrémité postérieure du noyau et la membrane plasmique. En coupe longitudinale, ils apparaissent parallèles entre eux tout au long du spermatozoïde mûr. Ils peuvent se répartir en un ou deux champs (Quilichini *et al.*, (2007) (Figure 5A et B). Ils sont absents chez les Didymosoon (Justine and Mattei, 1983) (Figure 5C).

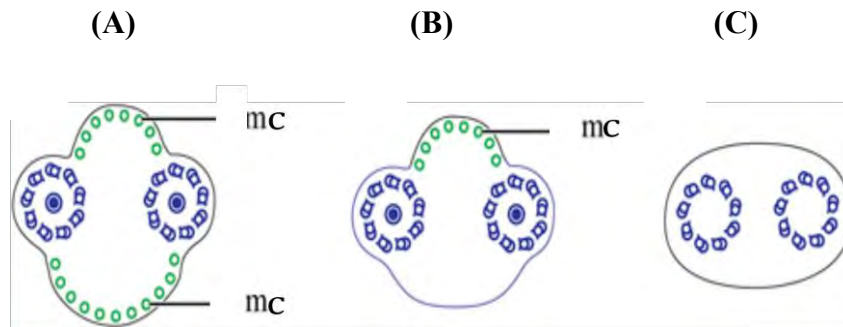


Figure 5: Disposition des microtubules corticaux (mc) en un champs (A), en deux champs (B) (D'après Quilichini *et al.*, 2007) ou complètement absents (C) (D'après (Justine et Mattei, 1983).

2.5. Les ornementsations extramembranaires

Elles sont assimilables à un glycocalyx de structure particulière. Elles ont été appelées de "bristles" par Silveira et Porter (1964) et de "radial spine-like projections" par Jamieson et Daddow (1982). Elles se présentent en coupes transversales comme des granules denses aux électrons, accolés à la membrane plasmique des spermatozoïdes. Elles sont régulièrement espacées le long du spermatozoïde (Justine et Mattei, 1982a). Elles peuvent être associées (Quilichini *et al.*, 2011) (Figure 6B) ou non aux microtubules corticaux (Figure 6A) (Quilichini *et al.*, 2010).

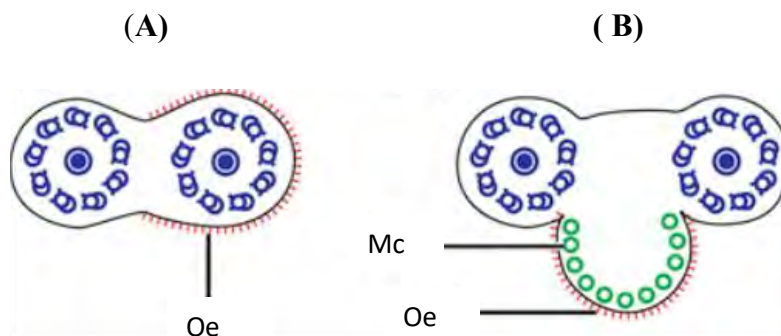


Figure 6 : Association ou non des ornementsations extramembranaires (Oe) aux microtubules corticaux (Mc).

2.6. La mitochondrie

La mitochondrie s'insinue dans le spermatozoïde vers la fin de la spermiogenèse. Le nombre de mitochondrie dans le spermatozoïde des Digènes varie selon les auteurs. Certains auteurs ont fait état de la présence, au niveau du spermatozoïde, d'une seule mitochondrie (Burton, 1972 ; Rees, 1979 ; Jamieson et Daddow, 1982 ; Robinson et Halton, 1982 ; Iomini et Justine,

1997). D'autres ont pu mettre en évidence l'existence de deux ou trois mitochondries (Ndiaye *et al.*, 2003a, 2004 ; Quilichini *et al.*, 2007a, Quilichini *et al.*, 2011a ; Ashour *et al.*, 2007 ; Ternengo *et al.*, 2009). Chez *Schistosoma*, un « agglomérat » de mitochondries apparaît dans la partie antérieure du spermatozoïde, surmontant le noyau (Justine, 1985 ; Justine *et al.*, 1993 et Yang *et al.*, 1998).

CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

A. MATERIELS

Ce sous chapitre comporte trois volets : la zone d'étude, les poissons et les Digène étudiés.

I. zone d'étude

Le Sénégal possède une façade maritime longue de 700 km et un plateau continental d'une superficie de 28 700 km² (Diallo, 1989). En outre, le pays bénéficie d'un phénomène naturel de remontée d'eaux froides profondes riches en sels nutritifs (eaux d'upwelling), favorisant ainsi le développement d'une faune marine diversifiée et des eaux marines très poissonneuses (Domain, 1976). La topographie du plateau sénégalais se caractérise par une côte nord (entre Dakar et Saint Louis) où il est étroit et présente une forte pente au large; la côte située au sud de Dakar, de pente douce, est beaucoup plus large (Domain 1976).

Le déplacement saisonnier de l'anticyclone des Açores, de la dépression saharienne et de la zone intertropicale de convergence déterminent le balancement des alizés et donc la position et l'intensité des upwellings le long de la côte Ouest Africaine (Parrish et *al.*, 1983).

La circulation superficielle au dessus du plateau sénégalais, largement dépendante de ces alizés, est généralement dirigée vers le sud : c'est le courant des Canaries, qui du reste, fait l'unité de cette vaste région. C'est un courant froid permanent venant du nord, bifurquant à l'Ouest au niveau du cap Blanc (Mauritanie) pour former le courant Nord Equatorial. Exceptionnellement en saison chaude au Sénégal, la circulation de surface est inversée (Parrish et *al.*, 1983).

L'upwelling démarre sur le plateau continental sénégalais avec l'installation des alizés entre novembre et janvier; il s'étend ensuite de la côte nord à la côte sud; son intensité est maximale en mars et avril. Sur la côte nord, l'upwelling s'installe au niveau de Saint-Louis, il est extrêmement côtier et maximal de février à avril (Barry-Gérard, 1994).

A l'échelle interannuelle, il existe une succession d'années à upwelling fort (1971 à 1978 et après 1985) et à upwelling faible (1963 à 1970 et 1978 à 1984) (Barry-Gérard, 1994). Les fluctuations d'intensité de l'upwelling déterminent, pour une large part, l'importance de la production primaire et secondaire, conditionnant ainsi le niveau de recrutement des espèces notamment pélagiques côtières. Dans le domaine marin sénégalais, l'écosystème le plus important est constitué par l'ensemble du plateau continental marqué par l'alternance entre une saison froide avec régime d'alizés (novembre à avril) qui provoquent un upwelling côtier

avec une forte variabilité spatio-temporelle du signal thermique et une saison chaude (mai à octobre) avec des vents de mousson (Rossignol, 1973) et qui correspond à l'arrivée d'eaux chaudes sur le plateau (Barry-Gérard, 1994) et des précipitations qui dessalent les couches de surface. La saison chaude est caractérisée par des amplitudes thermiques faibles (Dème-Gning *et al.*, 1990). Ces caractéristiques hydroclimatiques font que les eaux sénégalaises sont parmi les plus poissonneuses du globe parce que favorisant d'une part une production importante de plancton, base de la chaîne alimentaire et d'autre part des conditions de reproduction très favorables pour beaucoup de poissons.

Les côtes sénégalaises sont peu accidentées dans l'ensemble à l'exception des canyons de Rufisque et de Kayar. Les fonds sont variés, sableux, rocheux ou vaso-sableux et propices au développement de ressources halieutiques variées (Gerlotto *et al.*, 1979). L'essentiel de la pêche artisanale est concentré sur cette zone séparée en deux côtes, nord et sud par la presqu'île du Cap-Vert (Figure 7). Ces côtes sont divisées en deux sites écogéographiques, séparées par la presqu'île du Cap-Vert (Barry-Gérard, 1994).

- La Grande Côte (Nord) s'étend de Dakar à Saint-Louis, avec une côte sableuse et rectiligne.

C'est une zone à forte houle avec un plateau continental moins large qui favorise la présence d'une barre importante au large de Saint-Louis. Elle est aussi caractérisée par la présence d'un canyon important à Kayar et de dunes blanches le long du littoral. La Grande Côte concentre des centres de pêche très importants tels que Saint Louis, Fass Boy et Kayar (Barry-Gérard, 1994).

- La Petite Côte (Sud), située entre la baie de Hann et Djifère, s'étend sur une longueur d'environ 120 km. Elle est limitée au nord par la presqu'île du Cap-Vert, à l'Ouest par l'océan Atlantique, au Sud par la latitude 14°54 Nord. Sur la Petite Côte, l'enrichissement des eaux est relativement permanent pendant l'année (upwelling plus régulier que sur la Grande Côte). En saison chaude les apports fluviaux provenant du Saloum, de la lagune de Mbodiène, etc. sont importants et favorisent le développement du phytoplancton, ce qui explique le maintien d'une activité de pêche toute l'année, même si de nombreuses espèces sont saisonnières.

La Petite Côte est relativement mieux abritée par rapport à la Grande Côte par la presqu'île du Cap-Vert qui la protège de la houle ; la largeur importante du plateau continental sur la Petite Côte, évite la formation d'une barre importante comme il en existe sur la côte Nord. Ce qui explique l'importance des centres de pêche sur la côte

sud (Petite Côte, Îles du Saloum, Casamance) par rapport à la Grande Côte (Kayar, Saint-Louis, etc) (Barry-Gérard, 1994).

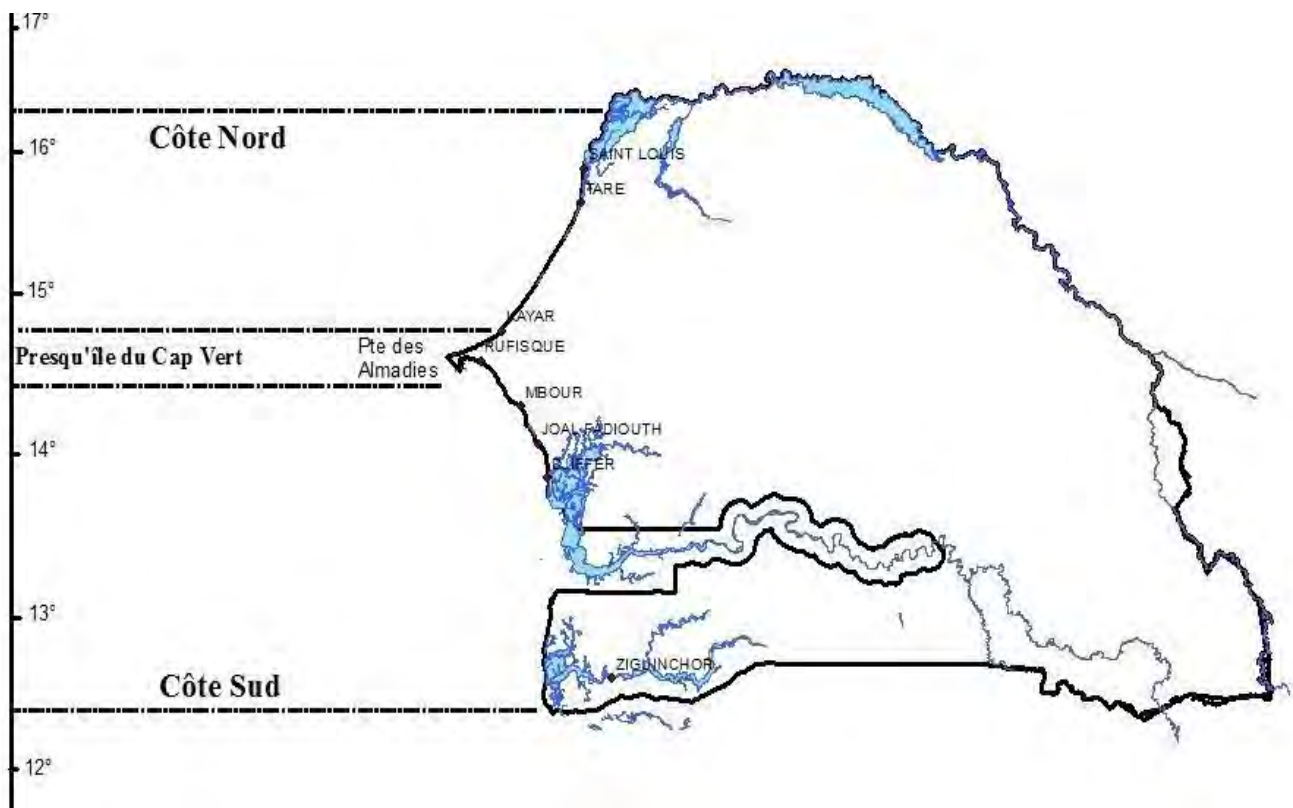


Figure 7: zones écogéographiques du Sénégal, séparées par la presqu'île du Cap-Vert d'après Barry-Gérard, 1994 (modifié)

Les poissons que nous avons étudiés proviennent de la baie de Soumbédioune et du quai de pêche de Mbour. Ces deux zones font partie des plus importants sites de débarquement de poissons du Sénégal :

- Soumbédioune, est un village traditionnel dans l'agglomération de Dakar. La majeure partie des pirogues n'utilise que les lignes. C'est un important point de débarquement (Figure 7). C'est un site de débarquement d'accès facile et se trouve au cœur d'un milieu urbain. Il est délimité en deux parties « terrou lebou » et « terrou Guet Ndar ». Les lebous sont les plus nombreux ; ils pratiquent la pêche à la ligne et à la palangre. Les « guets ndariens » utilisent les lignes et les filets dormants de fond.
- Mbour, situé sur le littoral sud à 80 km de Dakar (Figure 9), est un grand centre urbain de la pêche artisanale, où l'on retrouve toutes les formes d'exploitations avec une prédominance de pirogues pêchant à la ligne et qui est pratiquée par les autochtones.



Figure 8: Pirogues de la pêche artisanale, stationnées dans la baie de Soumbédioune (Dione, 2016).

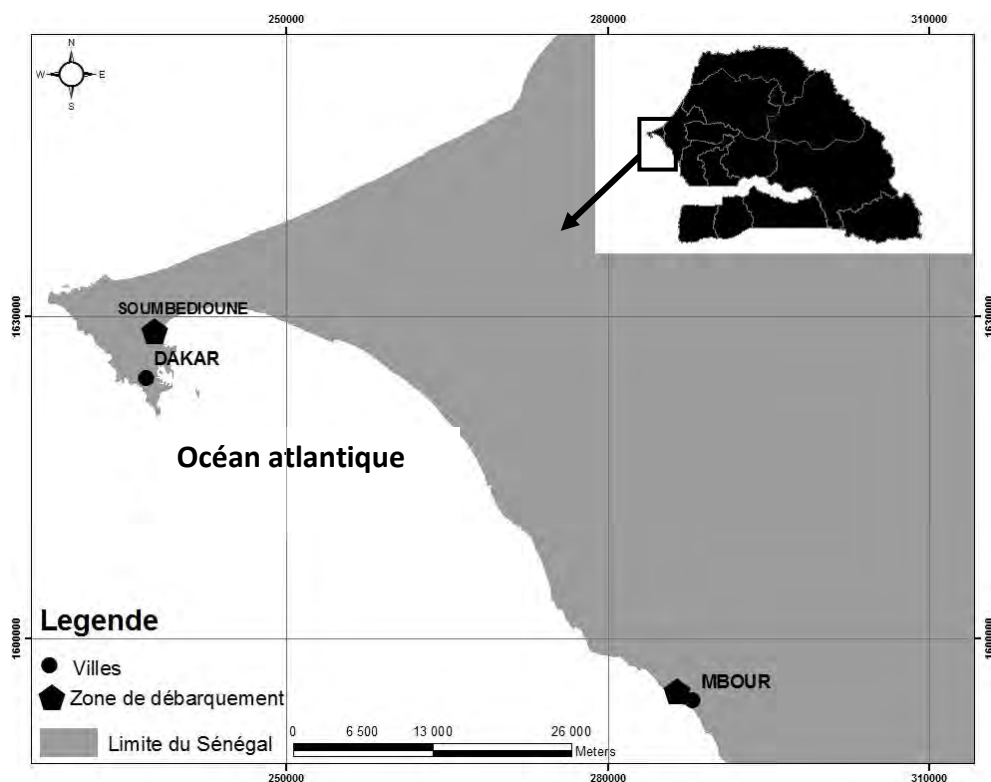


Figure 9 : Situation géographique des sites de débarquement de Mbour et de Soumbédioune

II. Poissons étudiés

Il s'agit de *Boops boops*, *Cepholopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*. Ce choix est motivé par l'importance de ces espèces dans les pêcheries artisanales au Sénégal. Nous présentons leur position systématique, leur répartition géographique ainsi que leurs caractères morphométriques et bioécologiques.

1. *Boops boops* Linnaeus, 1758

1.1. Position systématique

- Embranchement : Vertébrés
- Super classe : Poissons
- Classe : Ostéichthyens
- Sous-classe : Actinoptérygiens
- Super ordre : Téléostéens
- Ordre : Perciformes
- Famille : Sparidae
- Nom de genre : *Boops* Linnaeus, 1758
- Nom d'espèce : *Boops boops* Linnaeus, 1758
- Nom vernaculaire en Wolof : «Wékhé wékhé»
- Nom vernaculaire en français : la bogue

1.2. Répartition géographique

Boops boops est présente en Atlantique Est : de la Scandinavie au nord, jusqu'en Angola au sud, y compris les îles Canaries et Cap Vert, ainsi qu'en Méditerranée et en mer Noire (<http://www.fishbase.org>) (Figure 10).

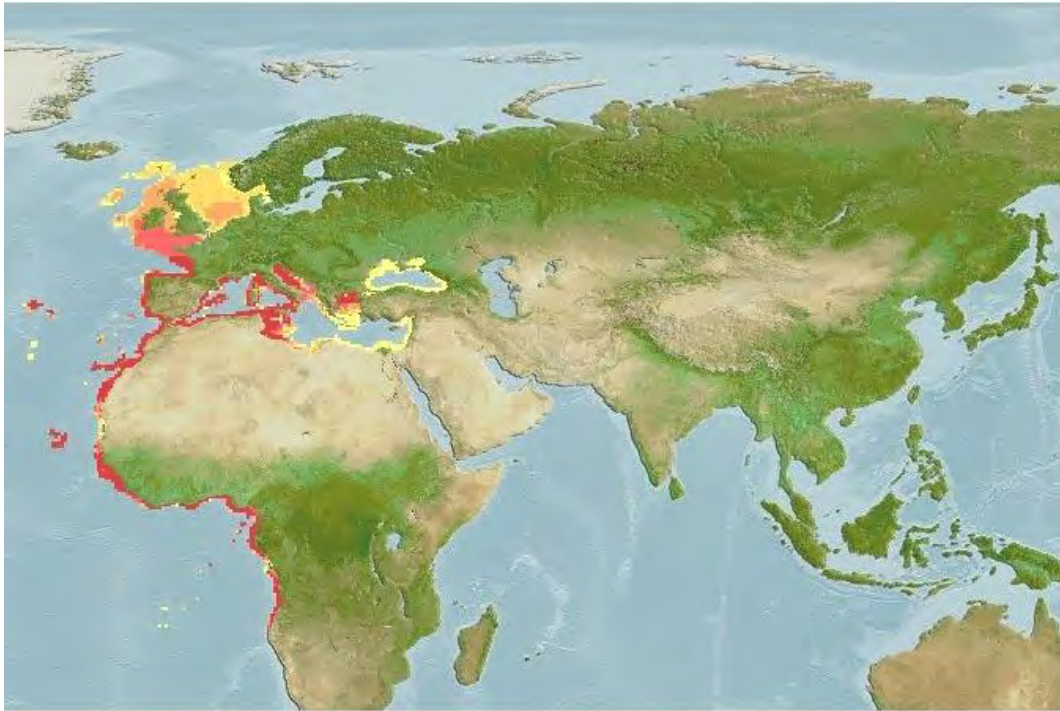


Figure 10: Répartition géographique de *Boops boops*. (Source : <http://www.fishbase.org>, consulté le 10/09/2016)

1.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques

Avec son corps fusiforme à section presque ronde, la bogue est la plus allongée des espèces de Sparidae. Sa petite bouche présente une rangée de dents incisiformes à la mâchoire supérieure et des dents triangulaires et pointues à la mâchoire inférieure; il n'y a aucune dent molariforme. Enfin la nageoire dorsale possède 13 à 15 épines. La coloration est gris argenté à reflets bronzés, avec 4 ou 5 bandes longitudinales jaune doré sur les flancs (Figure 11). C'est une espèce côtière (75-200 m), qui vit en bancs à proximité du fond ou en pleine eau. Elle se nourrit d'algues et de petits crustacés. Commune en Méditerranée et en Atlantique oriental, du Golfe de Gascogne à l'Angola, elle est parfois très abondante, mais sa chair est peu estimée. Elle atteint 30 cm de long.



Figure 11: Caractères morphologiques de *Boops boops* (adulte) (Dione, 2016)

Barre d'échelle : 6 cm

2. *Cephalopholis taeniops* Valenciennes, 1828

2.1. Position systématique

- Embranchement : Vertébrés
- Super classe : Poissons
- Classe : Ostéichthyens
- Sous-classe : Actinoptérygiens
- Super ordre : Téléostéens
- Ordre : Perciformes
- Famille : Serranidae
- Nom de genre : *Cephalopholis* Valenciennes, 1828
- Nom d'espèce : *Cephalopholis taeniops* Valenciennes, 1828
- Nom vernaculaire en Wolof : « Khonke »
- Nom vernaculaire en français : le mérrou à points bleus

2.2. Répartition géographique

La distribution de *Cephalopholis taeniops* s'étend de l'Atlantique Est, du Sahara occidental à l'Angola, y compris le Cap-Vert et les îles São Tomé et Príncipe (Heemstra et Randall, 1993). *Cephalopholis taeniops* est plus abondant au large du Sénégal et de la Mauritanie (Figure 12).



Figure 12: Répartition géographique de *Cephalopholis taeniops*. (Source : <http://www.fishbase.org>, consulté le 10/09/2016)

2.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques

Cephalopholis taeniops est un Serranidae qui a une seule nageoire dorsale ; constituée d'une partie antérieure à 9 épines et d'une partie postérieure à 13-15 rayons mous; l'anale a 3 épines et 9-10 rayons mous. Sa livrée permet de le reconnaître sans doute possible : la coloration est en effet rouge vermillon très vif, parsemé de nombreux petits ocelles bleus (Figure 13). Il existe une variété à la livrée noir brillant, marquée également de points bleus. Ce sont des hermaphrodites potentiels dans la mesure où l'un des tissus sexuels est inhibé par l'autre: le tissu à l'état latent ne se développe que si le tissu fonctionnel cesse son activité : il peut donc y avoir inversion sexuelle: l'individu est d'abord femelle puis mâle (hermaphrodisme progynique) ou inversement (hermaphrodisme protandrique). C'est une espèce littorale de petite taille, très commune le long des côtes occidentales d'Afrique. Il est carnivore et sa chair est excellente.



Figure 13: Caractères morphologiques de *Cephalopholis taeniops* (adulte) (Dione, 2016)

Barre d'échelle : 4,5 cm

3. *Plectorhinchus mediterraneus* Guichenot, 1850

3.1. Position systématique

- Embranchement : Vertébrés
- Super classe : Poissons
- Classe : Ostéichthyens
- Sous-classe : Actinoptérygiens
- Super ordre : Téléostéens
- Ordre : Perciformes
- Famille : *Haemulidae*
- Nom de genre : *Plectorhinchus* Guichenot, 1850
- Nom d'espèce : *Plectorhinchus mediterraneus* Guichenot, 1850
- Nom vernaculaire en Wolof : « Banda »
- Nom vernaculaire en français : la dorade gise

3.2. La répartition géographique

Plectorhinchus mediterraneus vit dans l'Atlantique, le long de la côte ouest africaine, de l'Angola à la Tunisie (Figure 14) (Fischer *et al*, 1981).

Sa distribution bathymétrique est comprise entre 10 et 180 mètres (Seret, 1981 ; Fischer *et al*, 1981).

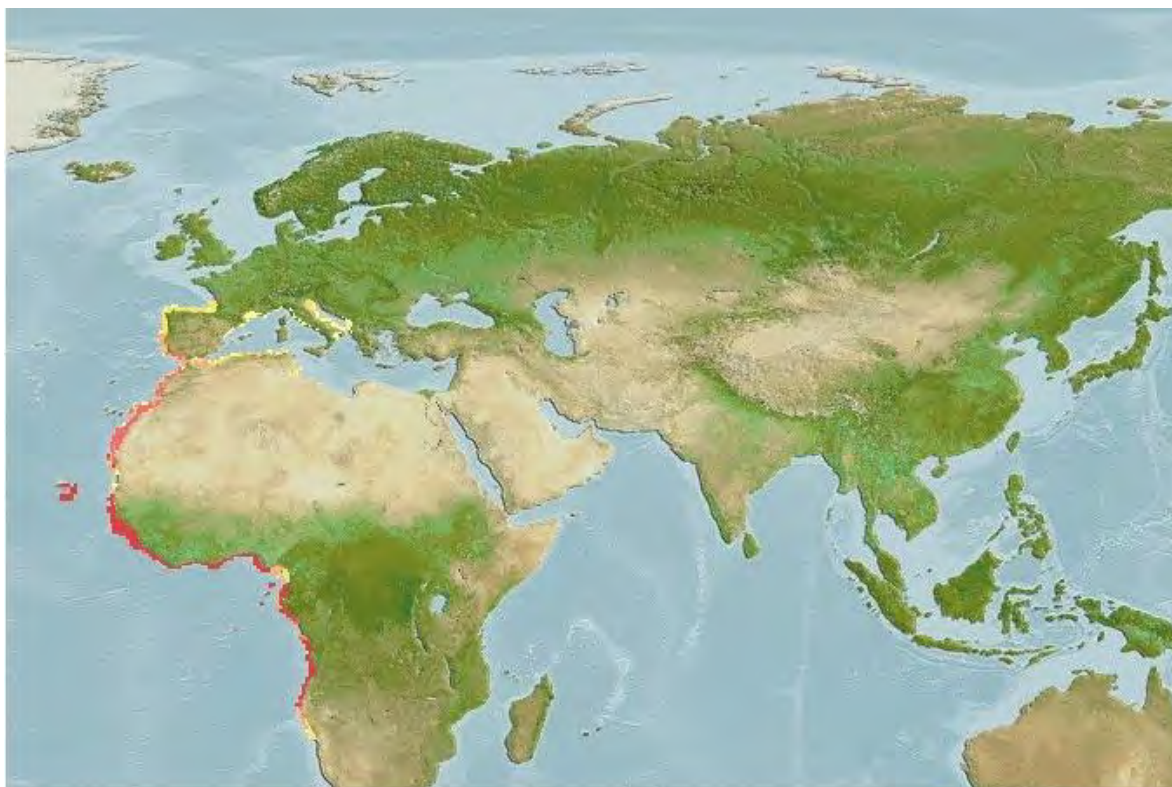


Figure 14: Répartition géographique de *Plectorhinchus mediterraneus*. (Source : <http://www.fishbase.org>, consulté le 10/09/2016)

3.3. Caractéristiques morphologiques et bioécologiques

Plectorhinchus mediterraneus a un corps allongé, comprimé latéralement et recouvert d'écailles de type cténoïdes (rugueuses au toucher) au nombre de 54 sur la ligne latérale. La bouche est petite et présente de grosses lèvres. La nageoire dorsale est composée de 10 à 13 épines et de 17 à 20 rayons mous. La nageoire caudale est échancrée avec des lobes pointus (Figure 15).

La coloration est uniformément gris violet plus ou moins foncée chez les adultes. Les jeunes présentent de larges bandes alternativement claires et sombres (Figure 15).

La qualité de la chair des individus de grande taille en fait un poisson de choix, en particulier pendant les périodes de repos biologique en vigueur en Mauritanie (Mai-juin ; Septembre-octobre). En effet, pour les consommateurs, la chair de cette espèce est comparable à celle du mérrou qui est un poisson de grande valeur commerciale.



Figure 15: Caractères morphologiques de *Plectorhinchus mediterraneus* (adulte) (Dione, 2016)

Barre d'échelle : 6,5 cm

Plectorhinchus mediterraneus se nourrit essentiellement de crustacés (Fischer et *al.*, 1981).

Il effectue des migrations saisonnières reproductrices le long de la côte, entre le Sénégal, la Mauritanie et la zone du Sahara (Champagnat et Domain, 1978 ; Mahfoudh, 2005).

Pendant la saison chaude, les adultes sont trouvés entre les latitudes 20° et 24° Nord. Pendant la saison froide, ils migrent vers le Sud, le long de la petite côte, entre le Cap Vert et le Sine Saloum. En Mai et Juin, la migration vers le Nord s'accompagne de ponte. Les jeunes sont trouvés près de la côte entre les latitudes 14 et 24° Nord, mais, les principales zones de croissances se situent le long de la petite côte et au niveau du banc d'Arguin en Mauritanie (Champagnat et Domain, 1978).

III. Digènes étudiés

Il s'agit de *Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum* et *Labrifer* sp.

1. *Hemiurus appendiculatus*

1.1. Position systématique

Phylum : Plathelminthes Schneider, 1873

Sous-phylum : Neodermata Ehlers, 1958

Classe : Trematoda Rudolphi, 1808

Sous-classe : Digenea Carus, 1863

Ordre : Plagiorchiida La Rue, 1957

Superfamille : Hemiuroidea Looss, 1899

Famille : Hemiuridae Looss, 1899

Genre : *Hemiurus* Rudolphi, 1809

Espèce : *Hemiurus appendiculatus* Rudolphi 1802

1.2. Morpho-anatomie

Le corps est allongé. La cuticule est recouverte de petites épines jusqu'au niveau de l'ovaire. La ventouse est circulaire et terminale. L'acétabulum est plus développé que la ventouse orale. Pharynx est ovale. La bifurcation des caeca commence près du pharynx. Ils se prolongent jusqu'à l'extrémité postérieure. Les testicules sont au nombre de deux. Ils sont ovales et sont disposés obliquement. La vésicule séminale se chevauche avec l'acétabulum. Elle est bipartite. Le pore génital est situé dans la partie médiane et derrière l'acétabulum. L'ovaire est ovale et est situé loin des testicules, dans la partie postérieure. L'utérus se trouve entre la bifurcation des caeca et la partie postérieure. Les œufs sont jaunâtres.

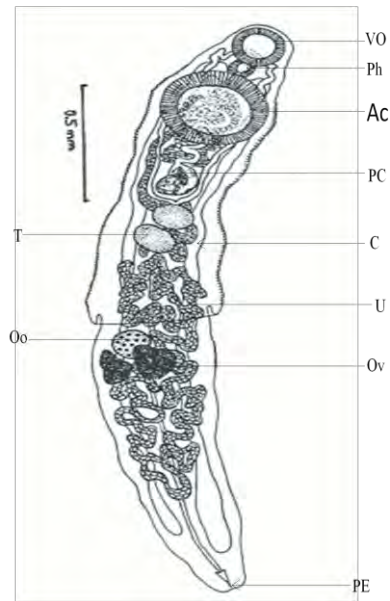


Figure 16 : Morpho-anatomie de *Hemiurus appendiculatus* (D'après Paradižnik & Radujković, 2007)

Ac, Acetabulum ; C, Caecum ; Ph, Pharynx ; PE, Pore Excréteur ; Oo, Ootype ; Ov, Ovaire ; T, Testicules ; U, Utérus ; VO, Ventouse Orale

2. *Holorchis micracanthum*

2.1. Position systématique

Phylum : Plathelminthes Schneider, 1873

Sous-phylum : Neodermata Ehlers, 1958

Classe : Trematoda Rudolphi, 1808

Sous-classe : Digenea Carus, 1863

Ordre : Plagiorchiida La Rue, 1957

Superfamille : Lepocreadioidea Odhner, 1905

Famille : Aepnidiogenidae Yamaguti, 1934

Genre : *Holorchis* Stossich, 1901

Espèce : *Holorchis micracanthum* Stossich, 1888

2.2. Morpho-anatomie

Le corps est allongé. La ventouse orale est circulaire et termino-ventrale (Figures 16) Le prépharynx est absent. Le pharynx est en partie dorsal à la ventouse orale. L'œsophage est très court. Les caeca d'abord transversaux ou presque, puis parallèles aux bords latéraux du corps, se terminent à une faible distance de l'extrémité postérieure. L'acetabulum est arrondi et légèrement plus grand que la ventouse orale. Il se situe à la fin du premier tiers de la longueur, ou à peu près. Les testicules sont globuleux, volumineux, contigus et, presque en

tandem dans l'espace intercaecal, touchent latéralement les caeca. La poche du cirre est plus ou moins allongée. (Figure 17). La poche du cirre se chevauche avec l'acetabulum. Le cirre est très réduit et à peine visible. L'ovaire est trilobé, en position dextre, situé en arrière de l'acetabulum. Les vitellogènes sont très abondants dans la partie postérieure du corps. Elles recouvrent partiellement les testicules et se prolongent jusqu'à la hauteur de l'ovaire. L'utérus se situe entre le testicule antérieur, l'ovaire et la partie senestre de l'acetabulum où il est bourré d'œufs. Il débouche dans l'orifice génital femelle situé entre l'acetabulum et la bifurcation caecale. La vésicule excrétrice débouche dans un pore excréteur situé à l'extrémité postérieure du corps (Figure 17)

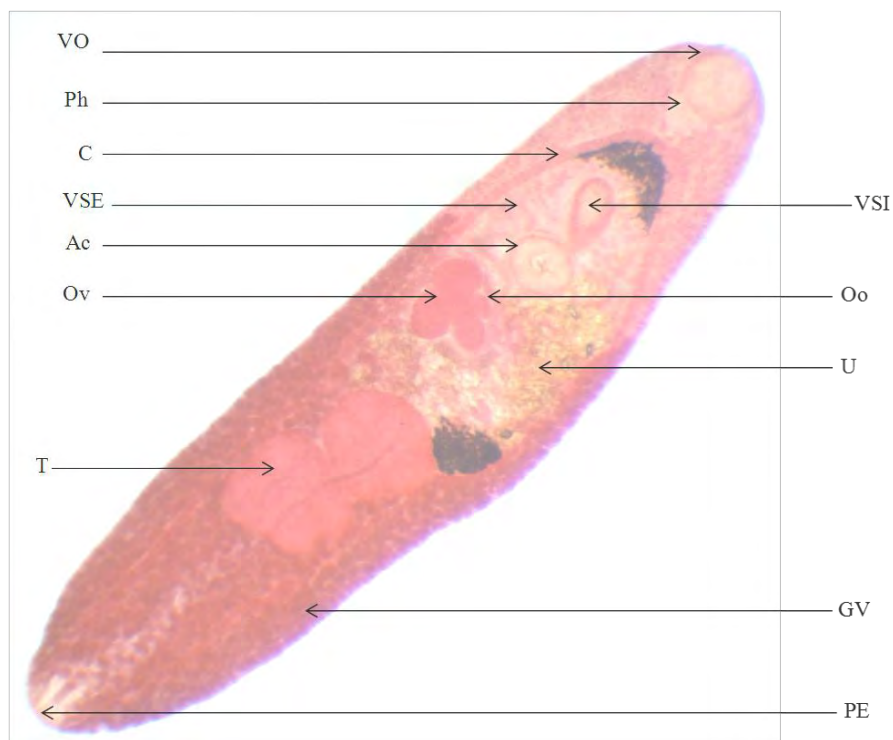


Figure 17 : Morpho-anatomie de *Holorchis micracanthum* (Photo prise à la loupe binoculaire)

Ac, Acetabulum ; C, Caecum ; GV, Glandes Vitellogènes ; PC, Poche du Cirre ; Ph, Pharynx ; PE, Pore Excréteur ; Oe, Œsophage ; Oo, Ootype ; Ov, Ovaire ; T, Testicules ; U, Utérus ; VO, Ventouse Orale (×20).

3. *Labrifer* sp.

3.1. Position systématique

Phylum : Plathelminthes Schneider, 1873

Sous-phylum : Neodermata (Ehlers, 1958)

Classe : Trematoda Rudolphi, 1808

Sous-classe : Digenea Carus, 1863

Ordre : Plagiorchiida La Rue, 1957

Superfamille: Lepocreadioidea Odhner, 1905

Famille: Lepocreadiidae Odhner, 1905

Genre : *Labrifer* Yamaguti, 1936

Espèce : indéterminée

3.2.Morpho-anatomie

Le corps est piriforme. Le tégument est épineux ou non armé. La ventouse orale est subterminale et subglobulaire. L'acetabulum est très développé et se trouve dans la moitié antérieure du corps. Le prépharynx est court. Le pharynx est ovale. L'œsophage est court. La bifurcation des caeca commence près du pharynx. Les caeca se prolongent jusqu'à l'extrémité postérieure du corps. Les deux testicules sont ovales, disposés en tandem ou légèrement obliques, dans la partie médiane. La vésicule séminale externe s'étend jusqu'à la poche cirre. La vésicule séminale interne est courte et de forme tubulaire. Les vitellogènes sont très abondants dans la partie postérieure du corps. L'ovaire est subglobulaire. L'utérus se trouve près des testicules et entre les caeca. La vésicule excrétoire est en forme de I.

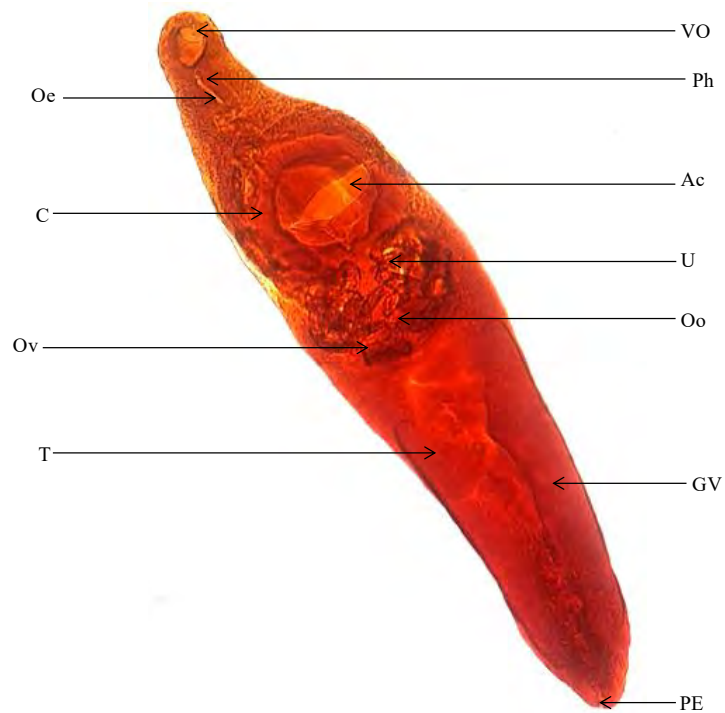


Figure 18 : Morpho-anatomie de *Labrifer* sp. (Photo prise à la loupe binoculaire)

Ac, Acetabulum ; C, Caecum ; GV, Glandes Vitellogènes ; Ph, Pharynx ; PE, Pore Excréteur ; Oe, Œsophage ; Oo, Ootype ; Ov, Ovaire ; T, Testicules ; U, Utérus ; VO, Ventouse Orale (×20).

B. METHODES

Elles ont portées sur deux volets : identification, biométrie et régime alimentaire des poissons (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) et identification et ultrastructure des Digènes (*Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracantum* et *Labrifer* sp.).

I. Identification, biométrie et régime alimentaire des poissons (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*)

I.1. Identification des poissons

Pour l'identification de ces espèces de poissons, nous avons utilisé les clés d'identification de Bauchot et al. (1986), Blache et al. (1970), Fischer et al. (1981) et Seret (1981).

I.2. Biométrie des poissons

Un échantillonnage aléatoire mensuel de 25 individus, de chacune des trois espèces ciblées, a été conduit de Septembre 2013 à Août 2014 dans deux sites (Mbour et Soumbédioune). On note l'absence de *Boops boops* dans le site de Mbour. Les mensurations de longueur et de poids ainsi que l'estimation du facteur de condition ont concerné les 3 espèces de poissons, *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*. Ces poissons sont parmi les plus abondants et d'intérêt commercial, capturés par les pêcheurs avec des filets à mailles (35-40 mm) et des hameçons appâtés de tailles n° 7 à 12. Les mensurations de la taille ont été effectuées à 0,1 cm près par un ichtyomètre. Chez les trois espèces, nous avons mesuré la longueur de l'extrémité antérieure du museau à l'extrémité postérieure de la nageoire caudale (longueur totale) (Figure 1). Le poids total de chaque poisson a été mesuré à 0.5 gramme près par la balance KERN 440-45. La relation entre la longueur des poissons et leur poids est représentée par la relation $P_T = a L_T^b$ (Le Cren, 1951), où P_T est le poids total du poisson en g et L_T est la longueur totale du poisson en cm ; a et b sont des facteurs caractéristiques du milieu et de l'espèce. La transformation logarithmique linéaire de type $\ln(P_T) = \ln(a) + b \cdot \ln(L_T)$ (Hayes et al., 1995) permet de réduire la variabilité et d'homogénéiser les deux variables (P_T et L_T).

Le coefficient d'allométrie b (pente de la droite de régression) varie entre 2 et 4, mais il est souvent proche de 3. Il exprime la forme relative du corps d'un poisson. Lorsqu'il est égal à 3, la croissance est dite isométrique donc la densité spécifique du poisson ne change pas. Lorsqu'il s'en éloigne, ou du moins est différent de 3, la croissance est allométrique. Un

coefficient b supérieur à 3 indique une meilleure croissance en poids qu'en longueur et inversement (Micha, 1973 ; Ricker, 1980). La constante de proportionnalité a de la relation entre le poids et une puissance de la longueur était déterminée par calcul ($a = e^x$, avec x comme constante logarithmique de la courbe de régression) (Pauly et Moreau, 1997). La corrélation linéaire entre ces deux variables (poids et longueur) est exprimée par un coefficient de corrélation (r^2). Dans le souci de vérifier si la valeur de b déduite des courbes de régression était différente de 3 pour chaque espèce et pour chaque sexe de chaque espèce, le test de Student a été aussi utilisé pour tester la valeur du coefficient b de la relation longueur-poids des mâles et des femelles par rapport à la valeur isométrique de b (3) (Pallaoro *et al.*, 2005) et par rapport à d'autres études antérieures sur les mêmes espèces dans d'autres régions du monde au seuil de signification de 5%. Les paramètres a et b ont été calculés pour les femelles et les mâles par itération à l'aide de la fonction "estimation non linéaire" des logiciels XLSTAT® 2016, STATISTICA 7.0 et du tableur EXCEL 2007®.

Le facteur (ou coefficient) de condition (K) permet de déterminer l'état physiologique d'un poisson, y compris sa capacité de reproduction ainsi que l'influence du milieu de vie sur l'espèce. Ainsi, plus un poisson est lourd pour une longueur donnée, plus son coefficient de condition est élevé (Ricker, 1980 ; Williams, 2000). Dans les relations longueur-poids, le taux d'allométrie exprime la façon dont le poids évolue en fonction de la longueur. Cette évolution dépend de l'embonpoint des individus de l'échantillon. Or, le poids est tributaire des conditions du milieu extérieur et de l'état physiologique du poisson. Le taux d'allométrie devient ainsi, fonction :

- de l'espèce (transformation des métabolites),
- de la structure démographique (compétition alimentaire),
- du lieu et du temps (conditions hydrologiques, disponibilité de la nourriture) (Mouneimné, 1981).

Le facteur de condition K est défini par le rapport entre le poids et la taille du poisson. Il est donné par la formule $K = (P_T / L_T^b) \times 100$ (Tesch, 1971 ; Lalèye *et al.*, 1995).

Où P_T = poids total du poisson en g ; L_T = longueur totale du poisson en cm ; b = coefficient d'allométrie, est l'exposant de la relation longueur-poids.

Les sexes des poissons sont déterminés visuellement, en observant les gonades après l'ouverture de l'abdomen (Figure 19). Elles occupent le quart postérieur de l'abdomen et sont très différenciées selon les sexes. Les gonades femelles (Figure 20) ont une couleur qui varie du rouge au jaune, avec une structure globuleuse et innervée. Les gonades mâles (Figure 21) ayant une coloration blanchâtre, sont légèrement aplatis et sans innervation. Après la

détermination des sexes, le sex-ratio est étudié. Cette étude permet d'estimer la proportion des individus de chaque sexe dans une population.



Figure 19 : Détermination du sexe



Figure 20: Gonades femelles (ovaires)



Figure 21: Gonades mâles (testicules)

I.3. Etude du régime alimentaire

L'étude du régime alimentaire des trois espèces de poissons (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) est ici basée sur l'analyse des contenus stomacaux de 1437 poissons femelles et mâles dont 300 individus de *Boops boops*, 559 individus de *Cephalopholis taeniops* et 578 individus de *Plectorhinchus mediterraneus*.

L'estomac de chaque individu a été excisé et l'intérieur rincé avec de l'éthanol à 70% afin de recueillir toutes les matières qui pourraient être déposées ou prises au piège à l'intérieur de l'estomac (Cortés & Gruber, 1990). Le contenu est gardé dans un pot puis conservé dans l'éthanol à 70%. Au laboratoire, le contenu de chaque poisson a été versé dans une passoire avec un maillage et égoutté pour enlever l'excès d'eau avant la pesée. Les proies ont été comptées, pesées (g), identifiées au niveau taxonomique le plus bas possible en utilisant des guides d'identification différents (Fischer *et al.*, 1981 ; Séret & Opic, 1981 ; Bellemans *et al.*, 1988). Les proies ont été identifiées lorsque cela était possible à partir de la morphologie externe ou à partir des restes par l'utilisation d'un microscope à dissection chaque fois que cela était nécessaire.

Divers indices alimentaires ont été calculés. Le coefficient de vacuité digestive a été calculé selon la formule : $Cv : (Ev / N) \times 100$, avec Cv = coefficient de vacuité, Ev = nombre de tubes digestifs vides, N = nombre total de tubes digestifs examinés. Le degré d'importance des proies a été évalué en utilisant le pourcentage en nombre (%N), le pourcentage en masse (%W), le pourcentage selon la fréquence d'occurrence (%F) et l'Indice d'Importance Relative (IRI) (Pinkas *et al.*, 1971) exprimé en pourcentage (%IRI) (Cortés, 1997 ; 1998). Ces valeurs ont été calculées pour chaque type de proie et les %IRI ont également été calculés pour les plus grands taxons (Téléostéens, Crustacés et Mollusques, par exemple). Le %IRI a été utilisé pour faciliter les comparaisons entre les proies (Saïdi *et al.*, 2009) avec la formule suivante :

$$\%IRI_i = 100 \frac{IRI_i}{\sum_{i=1}^n IRI_i}$$

Où IRI_i est le pourcentage d'importance relative de la proie i .

Saïdi *et al.* (2009) considèrent que lorsque :

- * (%IRI > 50%) la proie est préférentielle ;
- * (10 < %IRI < 50%) la proie est secondaire ;
- * (1 < %IRI < 10 %) la proie est complémentaire ;

* (%IRI <1%) la proie est accidentelle.

La diversité trophique a été calculée par l'indice de diversité Shannon-Weiner H' (Krebs, 1989).

$$H = - \sum_{i=1}^s (p_i) \log_{10}(p_i)$$

S le numéro précédemment attribué au type de proie ou de groupe de proies, et p_i la proportion du groupe i par rapport à l'échantillon total.

Afin de voir si la taille de l'échantillon est suffisante, le nombre cumulé d'estomacs a été combiné avec la diversité des proies à l'aide de l'indice de diversité cumulé de Shannon-Weiner avec la valeur asymptotique de la courbe, indiquant le nombre minimum d'estomacs qui doit être analysé pour obtenir des informations précises et donc des résultats plus fiables (Cortés, 1997 ; McElroy *et al.*, 2006).

Pour déterminer si des différences significatives existent dans les contenus stomacaux entre mâles et femelles, entre la saison froide et la saison chaude et entre les sites d'échantillonnage (Mbour et Soumbédioune) , une analyse multivariée de la variance (MANOVA) a été utilisée (Moura *et al.*, 2008).

II. Identification et ultrastructure du spermatozoïde des Digènes

II.1. Identification des Digènes

Elle comporte l'ensemble des processus allant de l'extraction des helminthes de l'hôte jusqu'à leur détermination au microscope photonique. (Langeron, 1949a, b ; Feliu, 1980 ; Montoliu, 1984 ; Casanova, 1993 ; Miquel, 1993 ; Justine *et al.*, 2012).

II.1.1. Extraction des helminthes

D'abord une fiche est établie pour chaque poisson. Dans cette fiche figurent le lieu de récolte, la date, le nombre et le nom de l'espèce parasite rencontrée. Une fois que toutes ces données sont notées, nous procédons à la dissection et à l'extraction des helminthes. Pour cela, nous procédons à une incision ventrale, de l'anus vers l'opercule à l'aide de ciseaux, ensuite nous déposons séparément dans des boîtes de Pétri contenant de l'eau physiologique ou de l'eau de mer les différents organes ciblés (intestin, estomac, cœur, foie, etc.). Après un examen

minutieux de ces différents organes sous la loupe binoculaire à l'aide du matériel de dissection élémentaire (aiguille montée, bistouris, ciseaux, gants, pincés...), les Trématodes vivants obtenus sont isolés dans une salière contenant de l'eau physiologique (solution de NaCl à 9 ‰) ou de l'eau de mer à l'aide de fins pinceaux (ou tout simplement pipetés lorsqu'ils sont très petits).

II.1.2. Fixation

Nous avons utilisés comme fixateurs le Picroformol ou liquide de Bouin et parfois de l'alcool éthylique à 70°. D'abord, nous déposons les Digènes sur une lame avec une goutte d'eau physiologique, pour qu'il soit bien étalé. Ensuite, nous déposons une goutte de liquide de Bouin sur la face inférieure de la lamelle (c'est-à-dire la face qui sera en contact avec le spécimen). Par la suite, la lamelle est déposée sur le Digène. Cette opération doit être effectuée soigneusement et sous la loupe binoculaire afin de s'assurer de la position correcte du Digène vivant avant de déposer la lamelle. Il peut arriver que le Digène soit incorrectement positionné. Dans une telle situation, on peut à l'aide d'une aiguille montée corriger sa position en donnant quelques légers coups sur la bordure de la lamelle. Le Digène ainsi fixé doit rester entre lame et lamelle durant environ 10 minutes, puis il est récupéré à l'aide d'un fin pinceau et déposé dans une salière contenant du liquide de Bouin durant 30 minutes. Ensuite, nous plaçons le Digène dans une autre salière contenant cette fois-ci de l'alcool éthylique à 70° pour permettre sa décoloration suite à la couleur jaunâtre que lui confère le liquide de Bouin. Il est important de changer régulièrement le bain alcoolique jusqu'à l'élimination complète de l'excès de Bouin. Finalement, le Digène décoloré est gardé dans un petit flacon étiqueté contenant de l'alcool éthylique à 70° jusqu'à la coloration.

II.1.3. Coloration et différenciation

3. a. Coloration

Elle est l'étape qui suit la fixation. Elle vise à mettre en évidence les structures internes des Digènes afin de bien mener le diagnostic spécifique. Elle est réalisée en utilisant des colorants tels que le carmin boracique de Grenacher, le carmin chlorhydrique alcoolique, le carmin aluminique, le carmin de Gower, l'acéto-carmin ferrique ou le carmin acétique de Semichon (Nezelof *et al.*, 1972).

Dans notre étude nous avons utilisé le carmin acétique de Semichon pour la coloration des Digènes. Pour cela, nous plaçons le Digène dans le carmin acétique de Semichon durant 30 minutes.

3. b. Différentiation

Les vers colorés sont placés dans une solution d'alcool éthylique à 70° où ils sont différenciés en ajoutant goutte-à-goutte de l'acide chlorhydrique (HCl) commercial pour éliminer l'excès de colorant des structures internes. Cette phase nécessite beaucoup d'attention et doit être contrôlée sous la loupe binoculaire afin d'avoir une coloration adéquate et d'éviter une décoloration complète. Généralement, la différenciation est bonne lorsque les spécimens apparaissent colorés en rose et qu'on aperçoit nettement les organes internes. Une fois différenciés, les Digènes sont déposés dans une salière contenant de l'alcool éthylique à 70° durant environ 10 minutes avant de passer à la phase de déshydratation.

II.1.4 Déshydratation

Les Digènes sont placés successivement dans des salières contenant de l'alcool éthylique à 70°, 80°, 90°, 96° et, finalement, alcool isopropylique ou butylique durant 15 minutes. Ce temps peut être réduit dans le cas de spécimen très petit et peu épais. Par la suite, les vers sont placés dans du xylène durant 5 à 10 minutes. Il est important que cette dernière manipulation soit contrôlée sous la loupe binoculaire du fait du pouvoir éclaircissant du xylène.

II.1.5. Montage entre lame et lamelle

Il consiste à placer les Digènes entre lame et lamelle en utilisant comme liquide de montage le baume de Canada.

Après leur montage, les préparations étiquetées sont séchées à l'étuve à 40-45°C ou à la température ambiante.

II.1.6. Détermination des Digènes

Cette étape consiste à identifier les Digènes montés entre lame et lamelle à l'aide du microscope photonique et de la bibliographie nécessaire. Elle s'effectue en observant la morphologie et l'anatomie générale de chaque espèce de Digènes. Pour la détermination générique et parfois même spécifique, nous avons utilisé les clefs de Gibson *et al.* (2002), Jones *et al.* (2005) et Bray *et al.* (2008). Pour la confirmation de la détermination spécifique,

nous avons consulté d'autres travaux (Gayevskaya et Aljoshkina, 1983 ; Aljoshkina et Gayevskaya, 1985; Bartoli, 1987 ; Gargouri Ben Abdallah *et al.*, 2011) et solliciter l'aide du spécialiste Rodney A. Bray du Département de Zoologie du Muséum d'Histoire Naturelle du Royaume Uni.

II.2. ultrastructure du spermatozoïde

II.2.1. Au microscope électronique à transmission

Au cours de ce travail, nous avons étudié l'ultrastructure du spermatozoïde de trois espèces de Digènes (*Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum* et *Labrifer* sp.) appartenant à trois familles (Hemiuridae, Aepnidiogenidae et Lepocreadiidae) et à deux superfamilles (Lepocreadioidea et Hemiuroidea) récoltées dans trois espèces d'hôte (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*).

Ces espèces de Digenea ont été prélevées vivantes dans l'intestin de leur hôte. Elles ont ensuite été rincées avec de l'eau physiologique (solution de NaCl à 9‰) puis fixées au froid (4°C) avec du glutaraldéhyde froid (4°C) à 2,5% tamponné par une solution de cacodylate de sodium 0,1 à pH 7,2 ; post-fixées au tétroxyde d'osmium froid à 1% pendant 1 heure, déshydratées dans une série d'éthanol et d'oxyde de propylène et finalement incluses dans de l'épon polymérisé à 60°C pendant 24 heures.

Les coupes ultrafines ont été réalisées à l'ultramicrotome Power Tome PC, RMC Boeckeler ®, et contrastées par de l'acétate d'uranyle et du citrate de plomb selon la méthode de Reynolds (1963).

Les observations ont été faites au microscope électronique à transmission Hitachi H-7650 du Service d'Etude et de Recherche en Microscopie électronique de l'Université de Corse (Corte, France). Le glycogène a été mis en évidence dans le spermatozoïde de *Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum* et *Labrifer* sp. grâce à la méthode Thiery (1967).

II.2.2. Au microscope électronique à balayage

Des parties des testicules ou de la poche du cirre de *Hemiurus appendiculatus*, préalablement fixées au glutaraldéhyde froid à 2,5% tamponné par une solution de cacodylate de sodium 0,1M à PH 7,2 pendant 24 heures, ont été ensuite déshydratées par une série croissante d'alcool éthylique et séchés par passage au point critique en utilisant du CO₂ liquide. Le matériel a été par la suite, monté sur des supports métalliques et recouvert d'une pellicule d'or

par la méthode du Sputtering avant d'être examinés au microscope électronique à balayage type Hitachi S-3400-N.

CHAPITRE 3 : RESULTATS OBTENUS

A. Biometrie sur *Plectorhinchus mediterraneus*, *Boops boops* et *Cephalopholis taeniops*

1. Sex-ratio

Le sex-ratio est traditionnellement calculé en utilisant le nombre total de femelles et de mâles dans la population. Le résultat attendu est en général une égalité numérique entre les sexes, et les différences éventuelles sont considérées comme des déviations apparentes par rapport à la situation normale. Le sex-ratio global de *Boops boops* est de 1,2/1 (femelles/mâles) et n'est pas significativement différent du rapport au résultat attendu 1/1 ($\chi^2 = 0,04$; $p < 0,05$). Pour *Plectorhinchus mediterraneus* et *Cephalopholis taeniops*, il est respectivement de 1,4/1 et 5/1, et sont différents du rapport attendu 1/1 ($\chi^2 = 0,12$; $p > 0,05$ et $\chi^2 = 15$; $p > 0,05$) respectivement pour *Plectorhinchus mediterraneus* et *Cephalopholis taeniops*.

2. Relation longueur-poids

La distribution de longueur totale, le facteur de condition (K) et les paramètres a et b de la relation longueur-poids des trois espèces de poissons (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) des côtes sénégalaises sont consignés dans le tableau II. Une différence significative est notée dans la distribution des fréquences des longueurs, entre les sexes pour les trois espèces ($P < 0,05$) (Tableau II).

Pour ces espèces, les distributions de fréquences de longueurs sont différentes entre les mâles et les femelles. Généralement, les mâles sont plus longs (Kolmogorov-Smirnov, $p < 0,05$), sauf pour *Cephalopholis taeniops* où les femelles sont plus longues que les mâles (Kolmogorov-Smirnov, $p > 0,05$) (les figures 15, 16 et 17). La relation longueur-poids pour les deux sexes combinés est, $P_T = 0,016L_T^{2,8382} \text{ g}$ ($r^2 = 0,8659$; $n = 296$), $P_T = 0,0108L_T^{3,0968} \text{ g}$ ($r^2 = 0,9633$; $n = 569$) et $P_T = 0,0215L_T^{2,8511} \text{ g}$ ($r^2 = 0,9684$; $n = 569$), respectivement, pour *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus* (Figures. 25, 26 et 27).

Tableau II : Descriptions statistiques et estimation des paramètres de la relation longueur-poids pour *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*.

Espèces	Sexes	N	L _T (cm)	P _T (g)	a	b	ES (b)	r ²	P	K±ET	K T-test
<i>Boops boops</i>	Femelles	162	20.6-38.1	72-461	0.0227	2.8329	1.8690	0.9668	-0.089	0.95±0.13	0.7401
	Mâles	134	22.2-34.1	97-342	0.0206	2.8676	1.6722	0.9645	-0.079	0.95±0.14	
<i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	Femelles	327	20.3-57.1	112-2390	0.0090	3.0063	3.3082	0.9305	0.002	1.32±0.34	0.6726
	Mâles	242	21.3-55.7	131-2229	0.0352	2.6083	3.3957	0.7687	-0.115	1.31±0.17	
<i>Cephalopholis taeniops</i>	Femelles	474	14.5-33.0	45-496	0.0121	3.0613	1.1372	0.9457	0.054	1.46±0.19	0.0166
	Mâles	95	14.5-39.5	43-837	0.0092	3.1480	3.3631	0.9769	0.044	1.47±0.24	

a, interception; b, coefficient d'allométrie (pente de la relation longueur-poids); ES, erreur standard de la pente b ; ET, écart-type ; K, facteur de condition; K T-test, test t P-valeur pour le test t comparant les différences de facteur de condition; L_T, longueur totale ; P, P-valeur pour le test t comparant les différences de croissance isométrique (b = 3) ; P_T, poids total; N, taille de l'échantillon par sexe; r², coefficient de détermination.

Tableau III: Facteur de condition (K) et écart type (ET) des mâles et des femelles de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus* en fonction des saisons.

Sexes	Saisons	<i>P. mediterraneus</i>		<i>B. boops</i>		<i>C. taeniops</i>	
		K	ET	K	ET	K	ET
Femelles	Saison chaude	1,30	0,11	0,92	0,11	1,46	0,18
	Saison froide	1,30	0,15	0,99	0,15	1,46	0,20
	Total des femelles	1,30	0,13	0,95	0,13	1,46	0,19
Mâles	Saison chaude	1,29	0,21	0,92	0,07	1,43	0,27
	Saison froide	1,32	0,13	0,98	0,18	1,55	0,14
	Total des mâles	1,31	0,17	0,95	0,14	1,47	0,24

La valeur du coefficient allométrique b est légèrement inférieure à 3 pour les femelles et les mâles de *Boops boops* (2,8329 et 2,8676), ce qui signifie qu'ils présentent une croissance allométrique négative (c'est à dire la longueur augmente plus rapidement que le poids). Les valeurs de b pour les femelles de *Plectorhinchus mediterraneus* (3,0063) et les femelles et les mâles de *Cephalopholis taeniops* (3.0613 et 3.1480) montrent une allométrie positive (c'est-à-dire que le poids augmente plus rapidement que la longueur) (Tableau II).

Le test de student, utilisé pour vérifier si le paramètre b a une différence significative par rapport à la valeur attendue 3, a montré une différence significative pour *Boops boops* et *Plectorhinchus mediterraneus* (Tableau II) alors qu'aucune différence significative n'a été observée pour *Cephalopholis taeniops*. Dans cette étude, les valeurs de r^2 sont positives et hautement corrélées (avec $r^2 > 0,90$) entre la longueur et le poids corporel total des poissons, sauf pour les mâles de *Plectorhinchus mediterraneus* ($r^2 = 0.7687$).

3. Le facteur de condition (K)

Les deux saisons ont montré des différences significatives pour le facteur de condition (K) pour *Cephalopholis taeniops* (test $t = 0,009$; $P < 0,05$) alors qu'aucune différence significative n'a été observée par le facteur de condition pour *Boops boops* (test $t = 0,40$; $P > 0,05$) et pour *Plectorhinchus mediterraneus* (test $t = 0,69$; $P > 0,05$). Les valeurs K présentent une différence significative entre les femelles et les mâles de *Cephalopholis taeniops* mais aucune différence significative n'est observée entre les sexes aussi bien pour le *Boops boops* que pour *Plectorhinchus mediterraneus* (respectivement $t = 0,74$, et $0,67$; $p < 0,05$) (Tableau III). D'autre part, les valeurs K des femelles et les mâles de *Plectorhinchus mediterraneus* ne reflètent pas de différence significative entre les sites d'échantillonnage (test $t = 0,42$; $P > 0,05$). Une différence significative a été observée entre les deux sites d'échantillonnage pour *Cephalopholis taeniops* (test $t = 0,00$; $P < 0,05$). On rappelle que *Boops boops* n'existe pas à mbour. Les valeurs moyennes de K sont assez élevées pendant toute l'année pour *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*. Elles sont relativement faibles pour *Boops boops*, avec cependant une forte augmentation pendant le mois de mars (Figure 28).

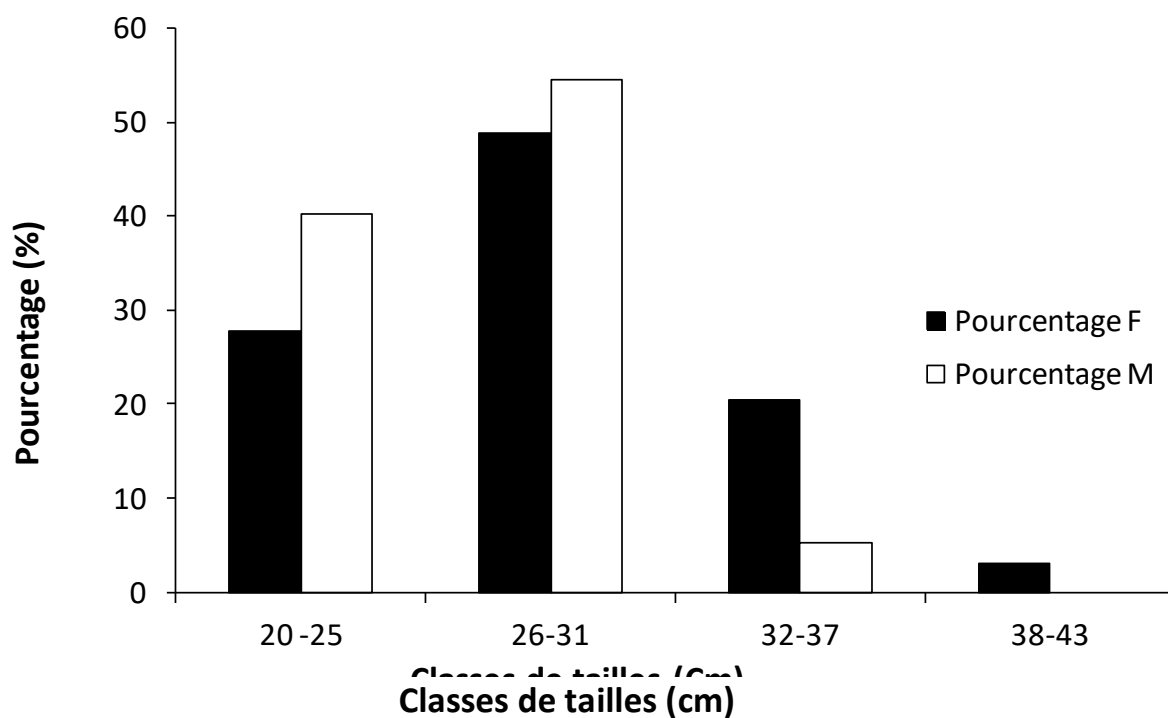


Figure 22: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de *Boops boops*.

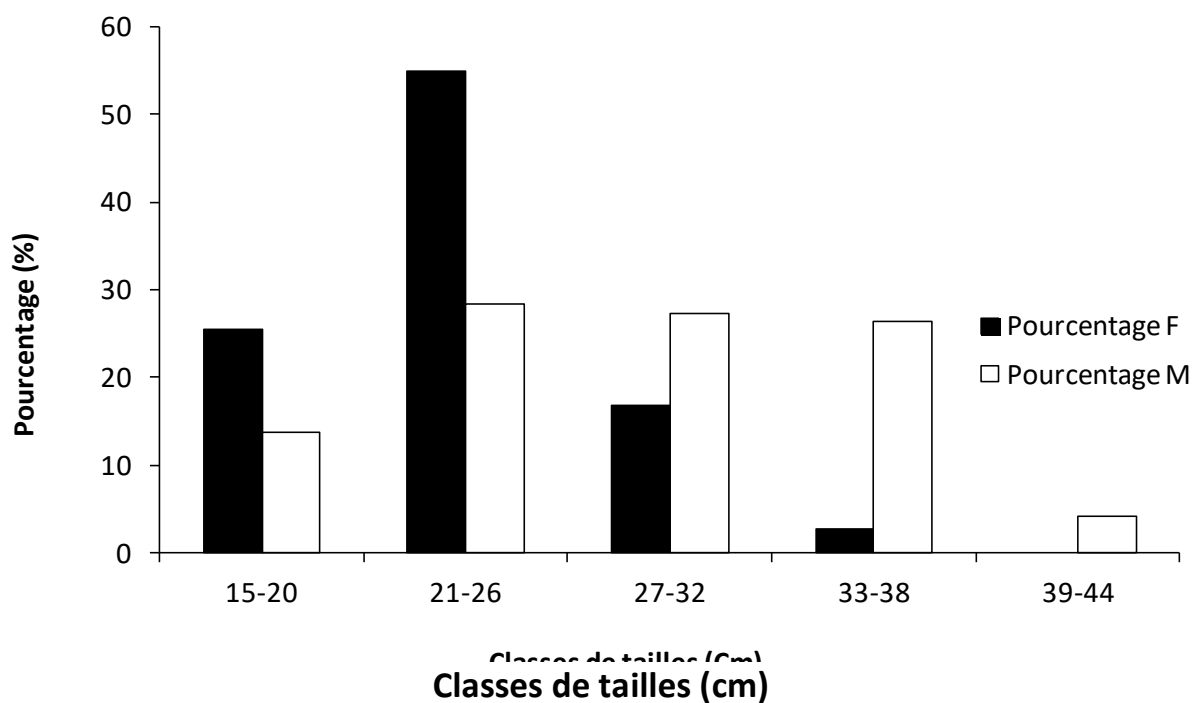


Figure 23: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de *Cephalopholis taeniops*.

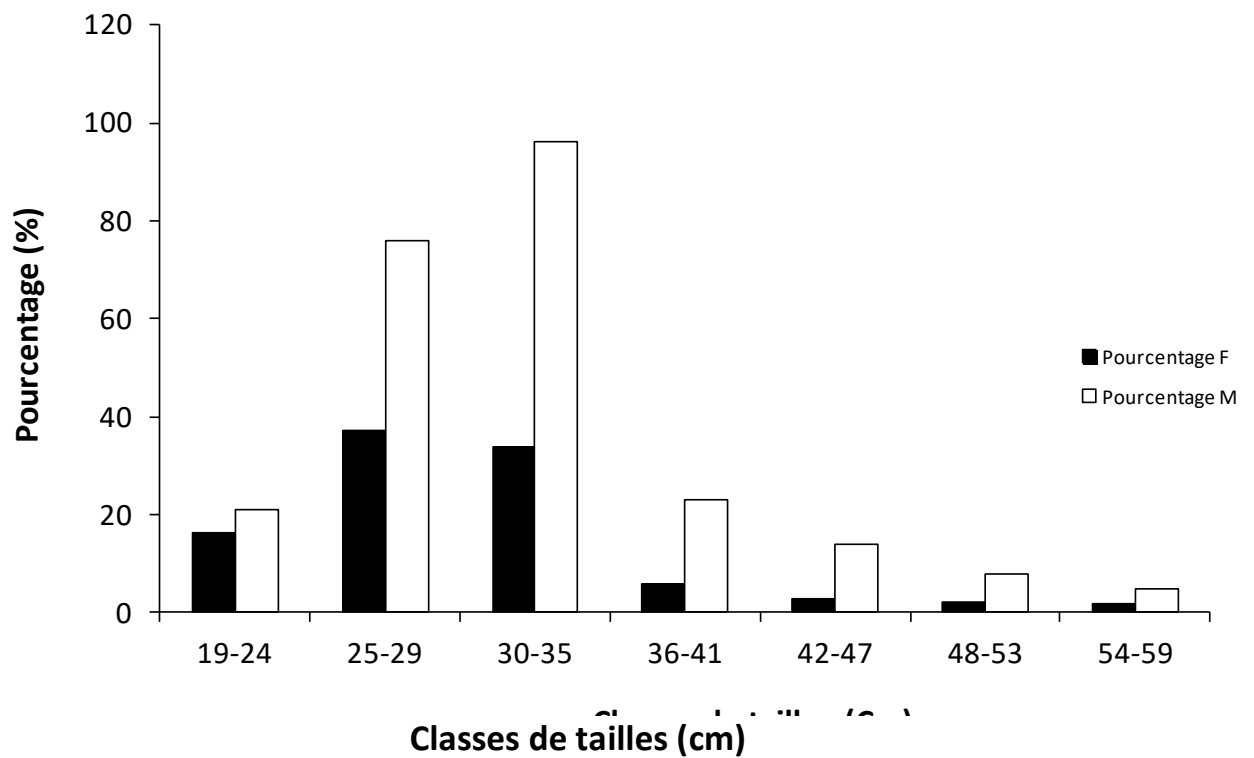


Figure 24: Pourcentage de distribution des longueurs des femelles et des mâles de *Plectorhinchus mediterraneus*.

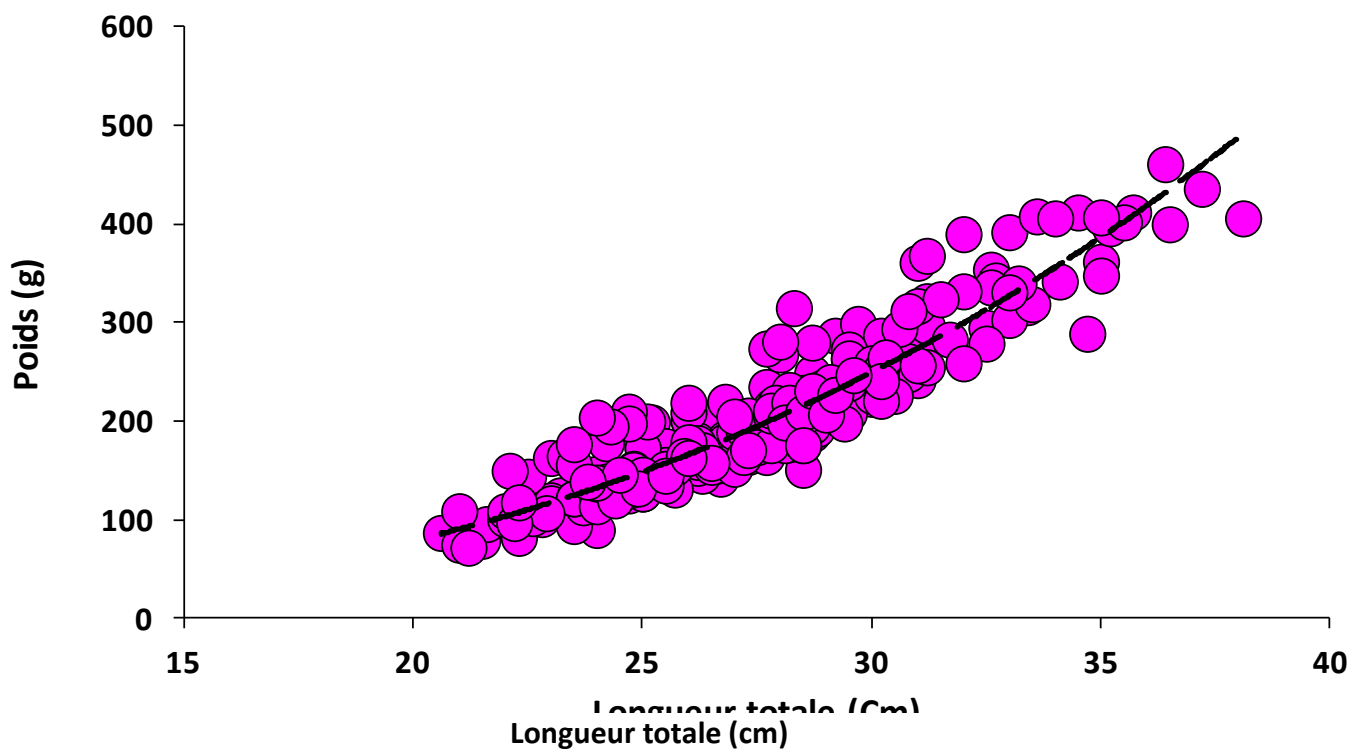


Figure 25: Relation longueur-poids de *Boops boops*.

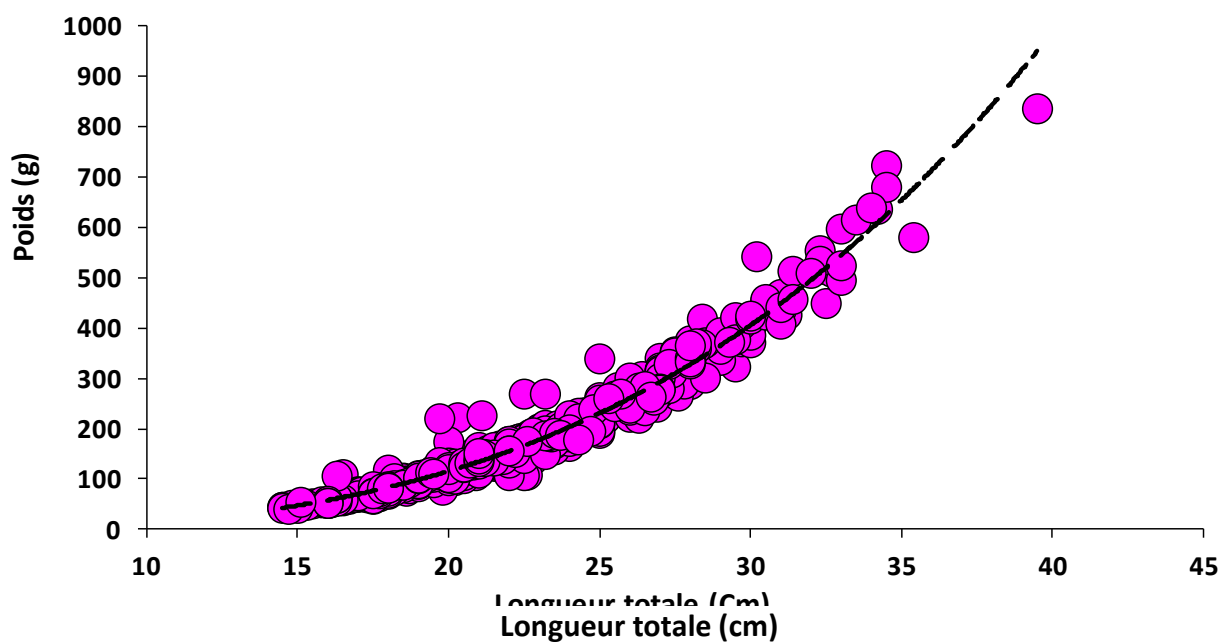


Figure 26: Relation longueur-poids de *Cephalopholis taeniops*.

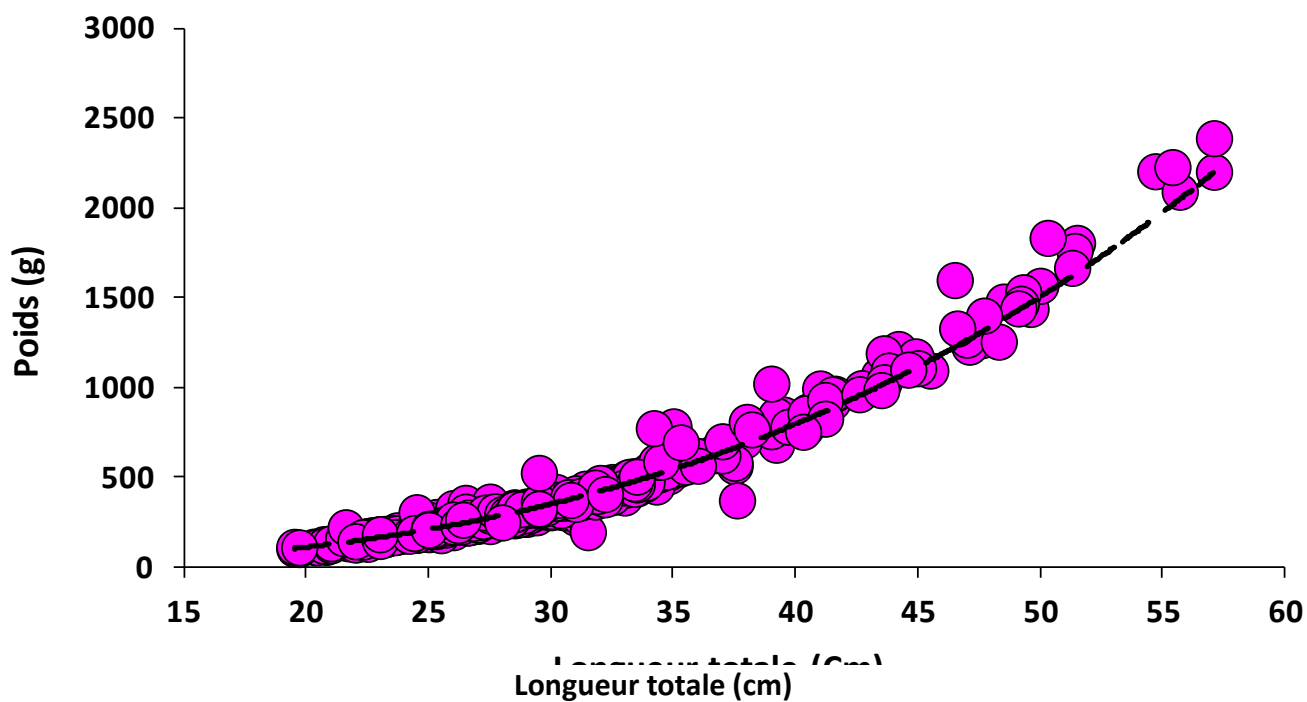


Figure 27: Relation longueur-poids de *Plectorhinchus mediterraneus*.

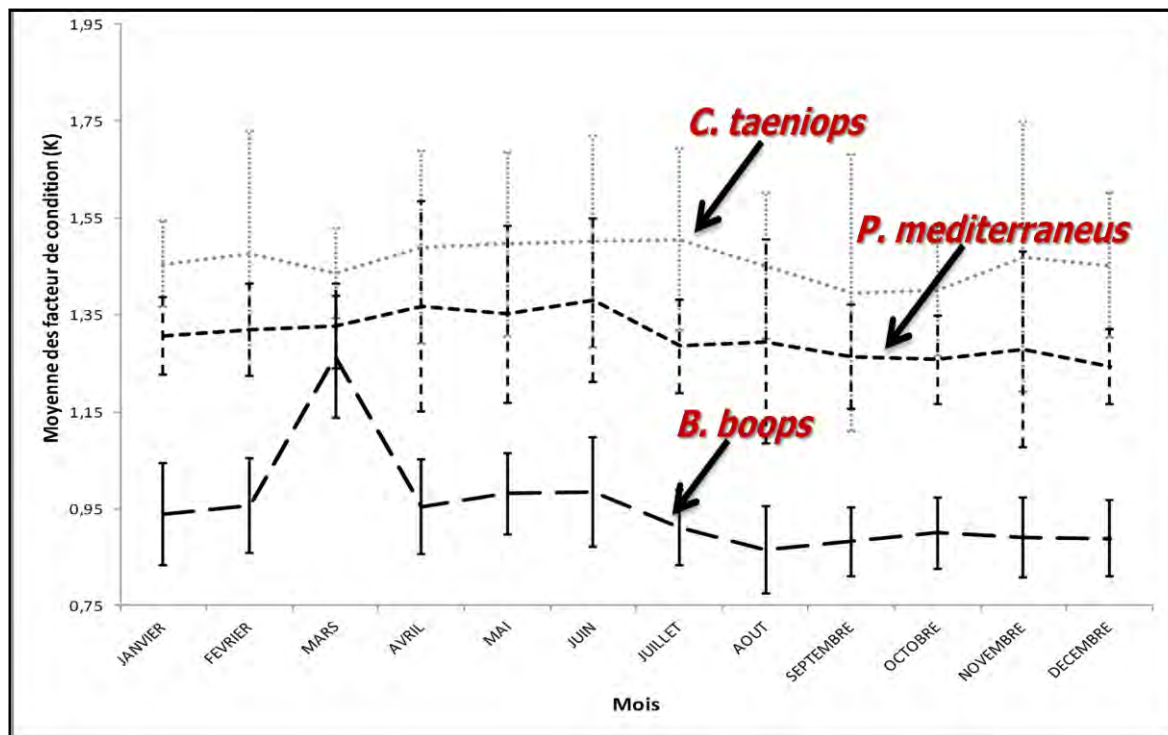


Figure 28: Evolution de la moyennes mensuelles du facteur de condition de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*.

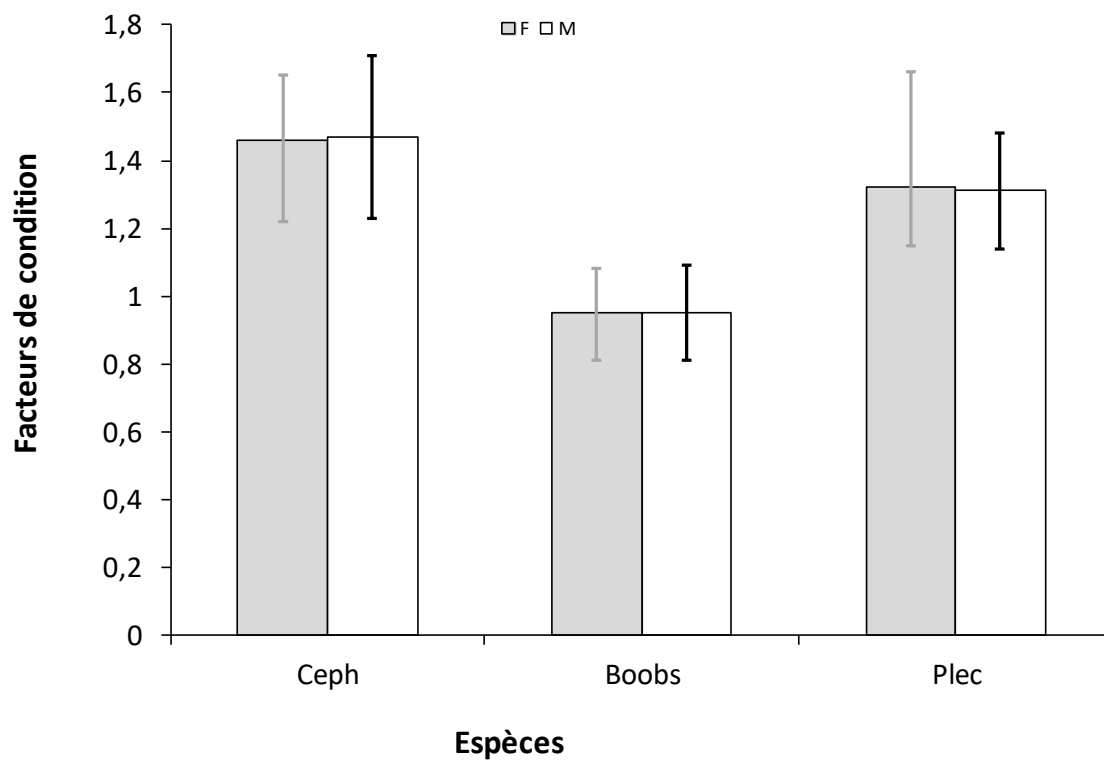


Figure 29: Facteur de condition des mâles et des femelles de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*.

B. Régimes alimentaires de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*

1. Coefficient de vacuité

Sur un total de 300 estomacs de *Boops boops* analysés, 163 étaient vides, ce qui correspond à un coefficient de vacuité annuel de 54,66%. Ce coefficient ne varie statistiquement pas avec le sexe; il est de 46,66% chez les femelles et de 63,70% chez les mâles (le test de Student montre que $p = 0,098$ est supérieur au seuil de 0,05). L'étude de ce coefficient en fonction des saisons (chaude et froide) ne montre pas une différence significative. Le test de Student montre $p = 0,969$ ($p > 0,05$). En effet, la valeur maximale de ce coefficient est enregistrée pendant la saison chaude (96%) (Juin). Cette valeur est minimale (28,57%) pendant la saison de transition froide-chaude (Mars). Le suivi mensuel du coefficient de vacuité montre deux pics avec un premier au mois de décembre et un second au mois de juin (Figure 30).

Pour *Cephalopholis taeniops*, sur 559 estomacs examinés, 504 étaient vides, ce qui correspond à un coefficient de vacuité annuel de 84,66%. Ce coefficient ne varie statistiquement pas avec le sexe; il est de 92,81% chez les femelles et de 75,58% chez les mâles (le test de Student montre que $p = 0,065$; $p > 0,05$). L'étude de ce coefficient en fonction des saisons (chaude et froide) et des sites (Mbour et Soumbédioune) montre une différence très significative. Le test de Student montre respectivement $p = 0,012$ et $p = 0,0037$ ($p < 0,05$). On note que la valeur maximale de ce coefficient est enregistrée pendant la saison froide (94%) (Novembre et Mars). Cette valeur est minimale (68,88%) pendant la saison chaude (Septembre). Le suivi mensuel du coefficient de vacuité montre deux pics avec un premier au mois de Novembre et un second au mois de Mars (Figure 31).

Sur 578 estomacs de *Plectorhinchus mediterraneus* examinés, 371 étaient vides, ce qui correspond à un coefficient de vacuité annuel de 64,18%. Ce coefficient ne varie statistiquement pas avec le sexe; il est de 62,42% chez les femelles et de 66,58% chez les mâles (le test de Student montre que $p = 0,967$ est supérieur au seuil de 0,05). L'étude de ce coefficient en fonction des saisons (chaude et froide) et des sites (Mbour et Soumbédioune) ne montre pas une différence significative. Le test de Student montre respectivement $p = 0,150$ et $p = 0,148$ ($p > 0,05$). En effet, la valeur maximale de ce coefficient est enregistrée pendant la saison chaude (72%) (Juin). Cette valeur est minimale (38%) pendant la saison de transition froide-chaude (Mars). Le suivi mensuel du coefficient de vacuité montre deux pics avec un premier au mois de décembre et un second au mois de juin (Figure 32).

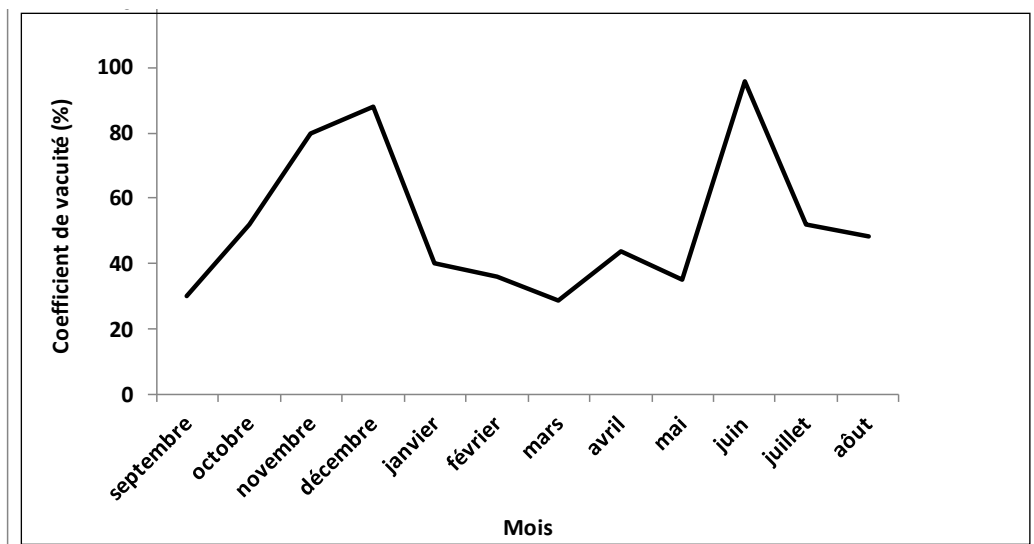


Figure 30: variation annuelle du coefficient de vacuité chez *Boops boops*.

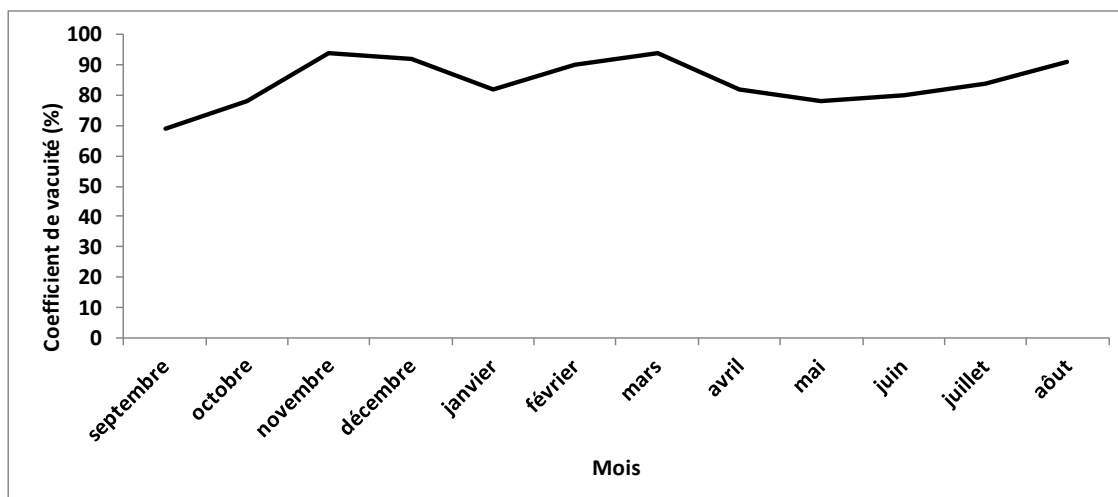


Figure 31: variation annuelle du coefficient de vacuité chez *Cephalopholis taeniops*.

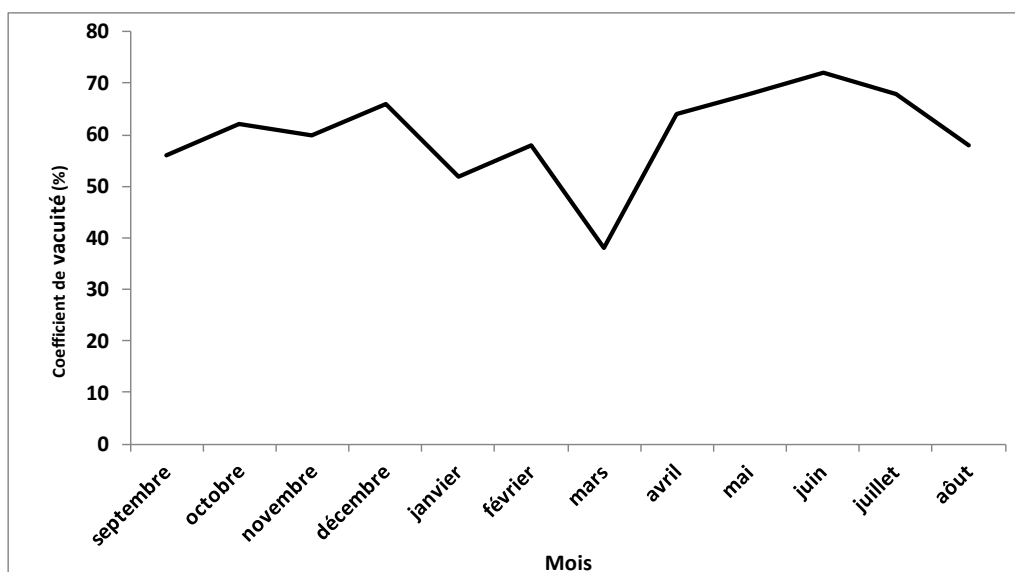


Figure 32: variation annuelle du coefficient de vacuité chez *Plectorhinchus mediterraneus*.

2. Nature et classement des proies

L'analyse des contenus digestifs des 300 estomacs de *Boops boops* a permis de mettre en évidence quatre grands groupes de proies : des Téléostéens (%IRI = 86), des crustacés (%IRI = 8), des mollusques (%IRI = 6) et des Annélides (%IRI = 0,01) (Figure 33), (Tableau IV). Les Téléostéens sont des proies préférentielles (%IRI > 50%). Les Crustacés et les mollusques sont des proies complémentaires (%IRI < 10) tandis que les Annélides sont des proies accidentelles (%IRI < 1%). Des différences significatives n'ont pas été notées entre l'alimentation des mâles et celle des femelles (MANOVA : $F = 10,128$; d.l. = 3 ; $p = 0,164$), ainsi que entre les saisons (MANOVA : $F = 10,128$; d.l. = 4 ; $p = 0,215$).

Pour *Cephalopholis taeniops*, l'analyse des contenus digestifs de 559 estomacs a permis de distinguer six grands groupes de proies : des Crustacés (%IRI = 70), des Téléostéens (%IRI = 26), des Mollusques (%IRI = 3), Débris végétaux (%IRI = 0) et Indéterminés (%IRI = 0) (Figure 34), (Tableau V). Les Crustacés sont des proies préférentielles, les Téléostéens sont des proies secondaires, les Mollusques et les Invertébrés sont des proies complémentaires, les Débris végétaux et les Indéterminés sont des proies accidentelles. Des différences significatives ont été notées entre l'alimentation de *Cephalopholis taeniops* des deux saisons (MANOVA : $F = 7,709$; d.l. = 4 ; $p = 0,048$). Pendant la saison chaude, on note Crustacés (%IRI = 66), Téléostéens (%IRI = 28) et Mollusques (%IRI = 5) (Figure 36) contre respectivement en saison froide (%IRI = 75), (%IRI = 24) et (%IRI = 0) (Figure 37). Par contre, des différences significatives n'ont pas été notées entre l'alimentation des mâles et celle des femelles (MANOVA : $F = 7,709$; d.l. = 4 ; $p = 0,056$) et entre les deux sites (Soumbédioune et Mbour) (MANOVA : $F = 224$; d.l. = 1 ; $p = 0,095$).

Concernant *Plectorhinchus mediterraneus*, l'analyse des contenus digestifs des 578 estomacs a permis de mettre en évidence dix grands groupes de proies : des crustacés (%IRI = 73), des Téléostéens (%IRI = 16,4), des mollusques (%IRI = 6,9), des Echinodermes (%IRI = 1,5), des Détritiques (%IRI = 1), des Annélides (%IRI = 0,7), des Cnidaire (%IRI = 0,2), des Invertébrés (%IRI = 0,2), des Tuniciers (%IRI = 0,1) et des Plathelminthes (%IRI = 0,00) (Figure 35), (Tableau VI). Les Crustacés sont des proies préférentielles ; les Téléostéens sont des proies secondaires ; les Mollusques, les Echinodermes et les Détritiques sont des proies complémentaires ; les Annélides, les Cnidaire, les Invertébrés, les Tuniciers et les Plathelminthes sont des proies accidentelles.

Des différences significatives ont été notées entre l'alimentation de *Plectorhinchus mediterraneus* des deux saisons (MANOVA : $F = 238,883$; d.l. = 1 ; $p = 0,003$) et entre l'alimentation des mâles et celle des femelles (MANOVA : $F = 5,318$; d.l. = 8 ; $p = 0,046$).

Pour la saison froide, on a Crustacés (%IRI = 75), Téléostéens (%IRI = 12), Mollusques (%IRI = 9), Détritus (%IRI = 2) et Invertébrés (%IRI = 0) (Figure 39) tandis que pour la saison chaude, on a respectivement : Crustacés (%IRI = 71), Téléostéens (%IRI = 21), Mollusques (%IRI = 5), Détritus (%IRI = 0) et Invertébrés (%IRI = 1) (Figure 41).

La différence significative suivant le sexe se caractérise par Crustacés (%IRI = 70), Téléostéens (%IRI = 19) pour les mâles (Figure 38) et Crustacés (%IRI = 75), Téléostéens (%IRI = 15) pour les femelles (Figure 39).

Cependant, des différences significatives n'ont pas été notées entre les deux sites (Soumbédioune et Mbour) (MANOVA : $F = 5,318$; d.l. = 8 ; $p = 0,162$).

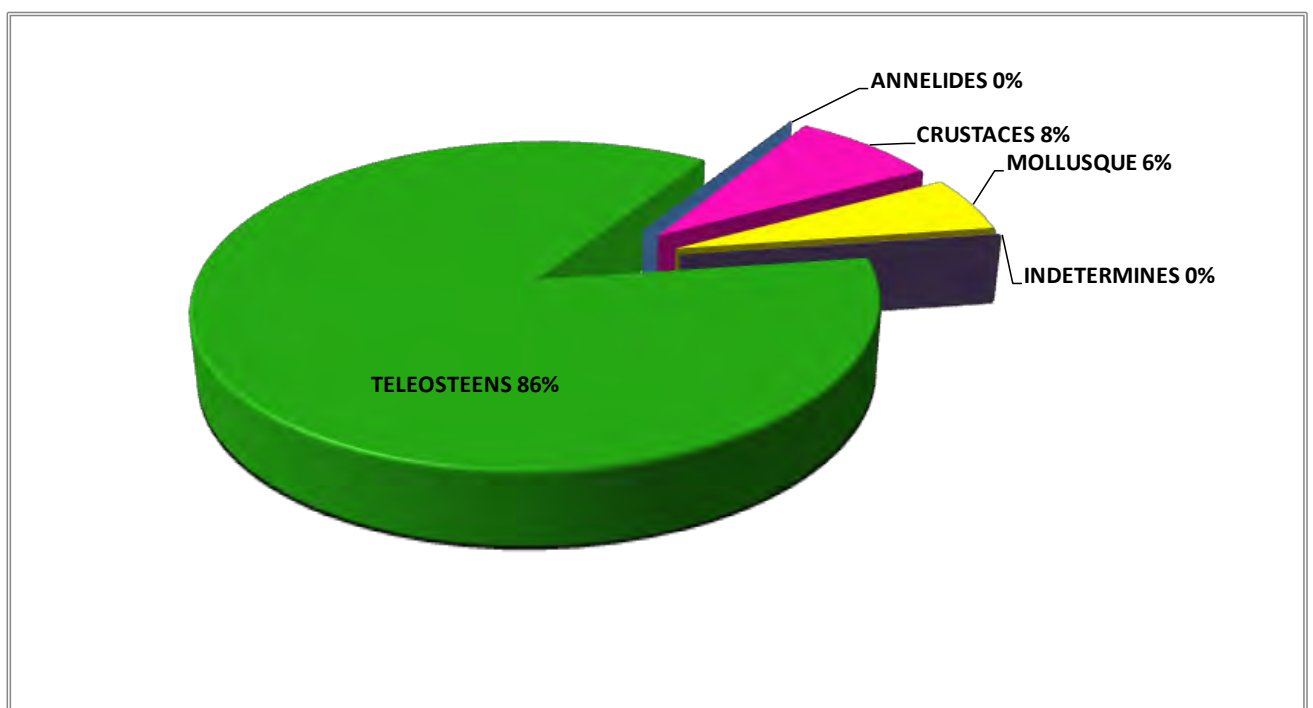


Figure 33: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Boops boops*.

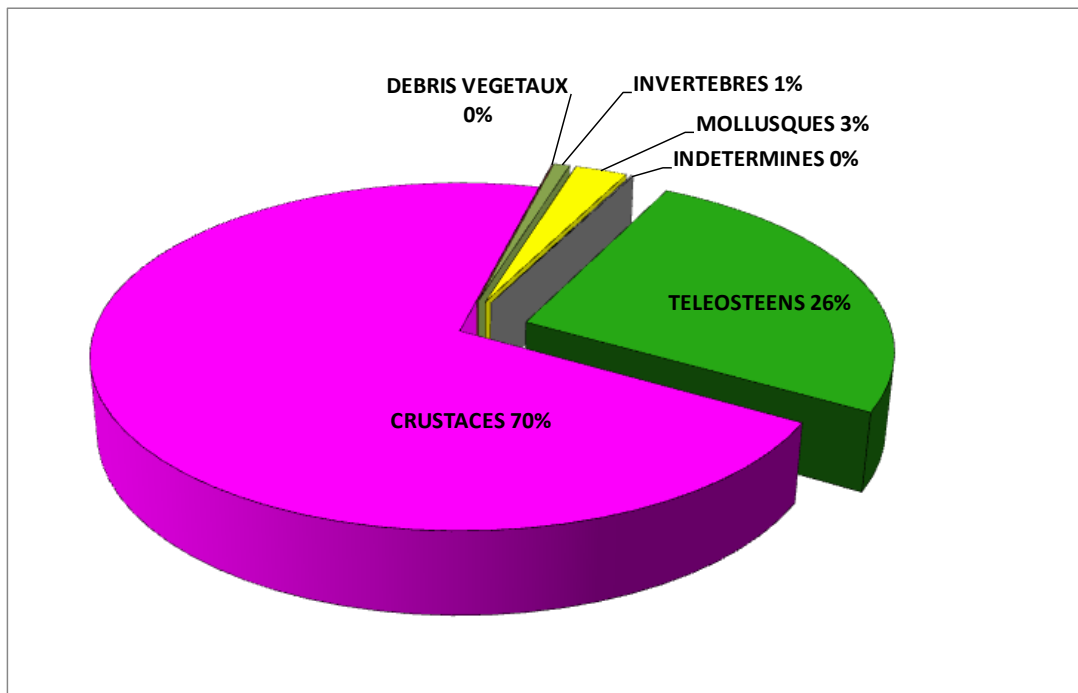


Figure 34: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Cephalopholis taeniops*.

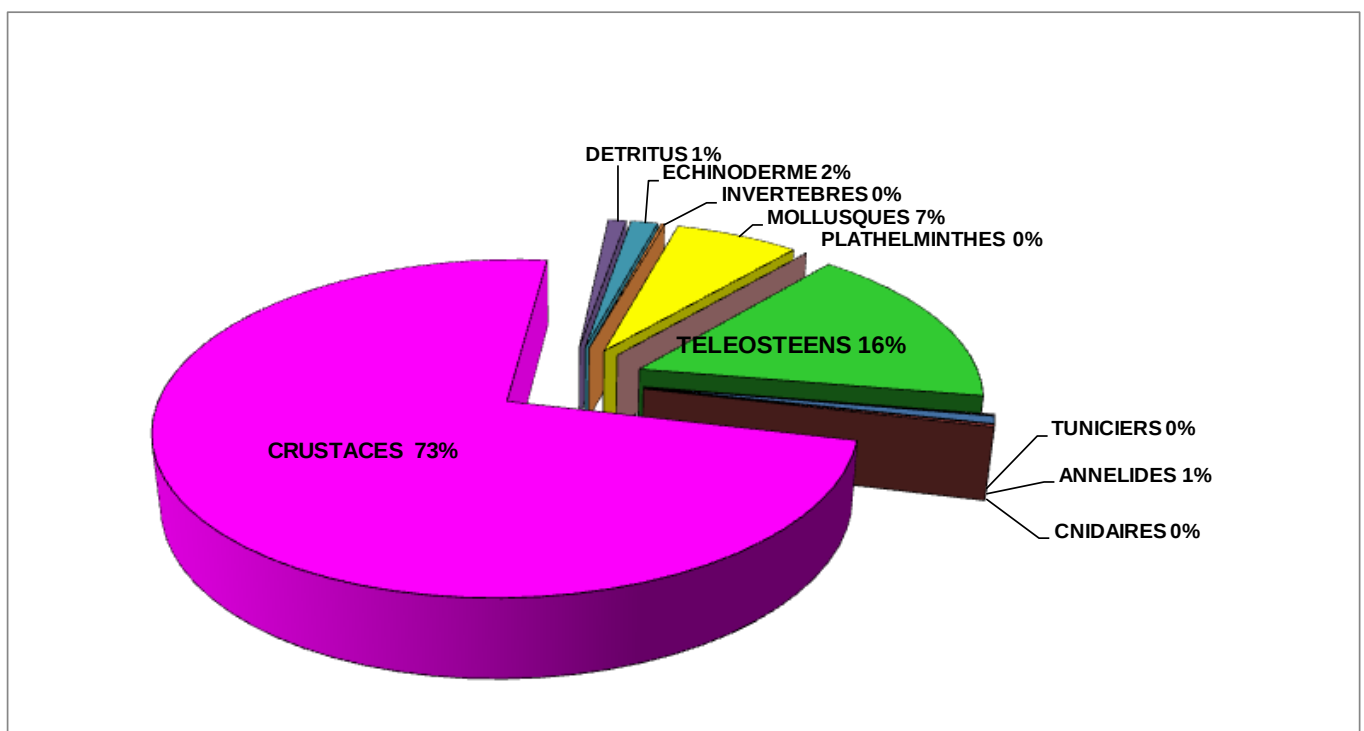


Figure 35: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Plectorhinchus mediterraneus*.

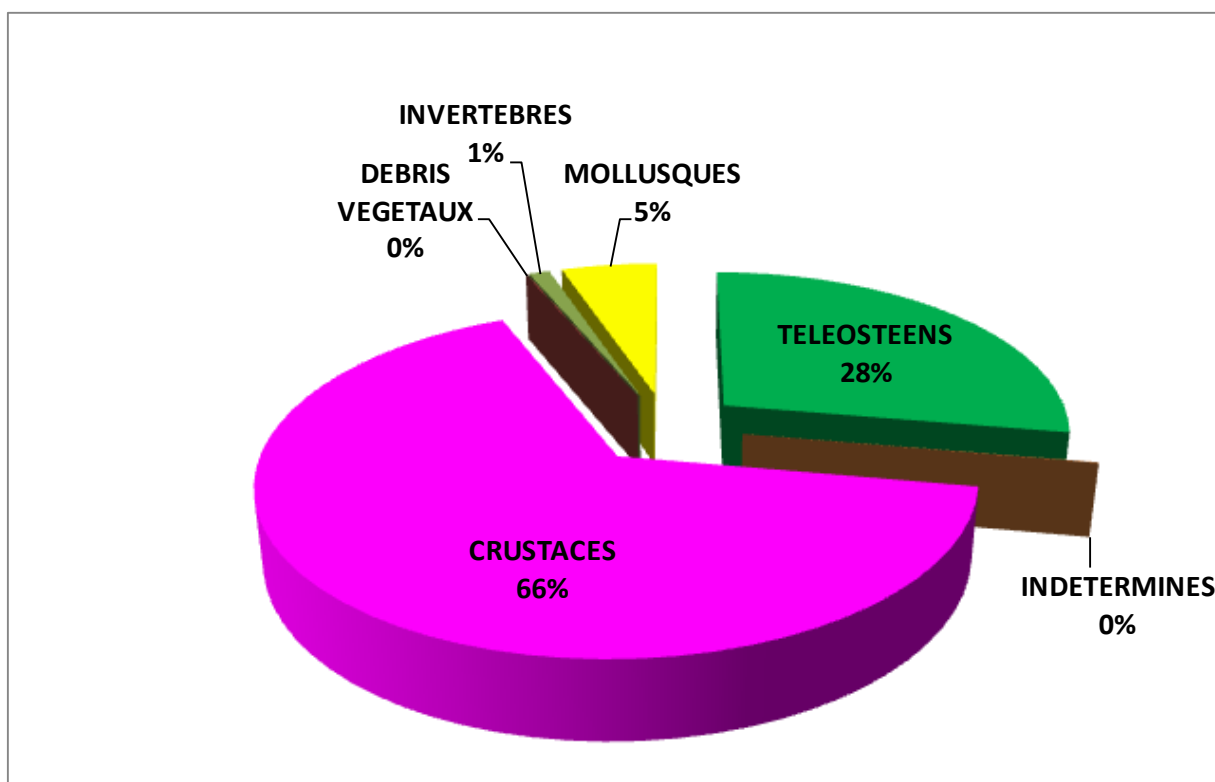


Figure 36: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Cephalopholis taeniops* pendant la saison chaude.

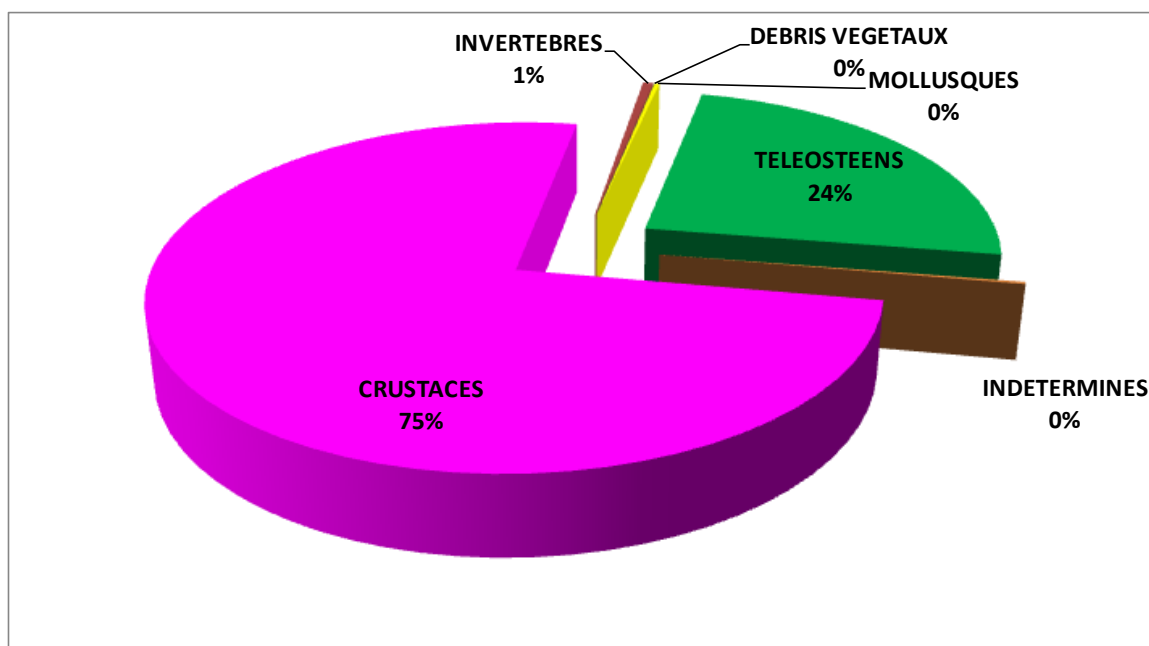


Figure 37: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Cephalopholis taeniops* pendant la saison froide.

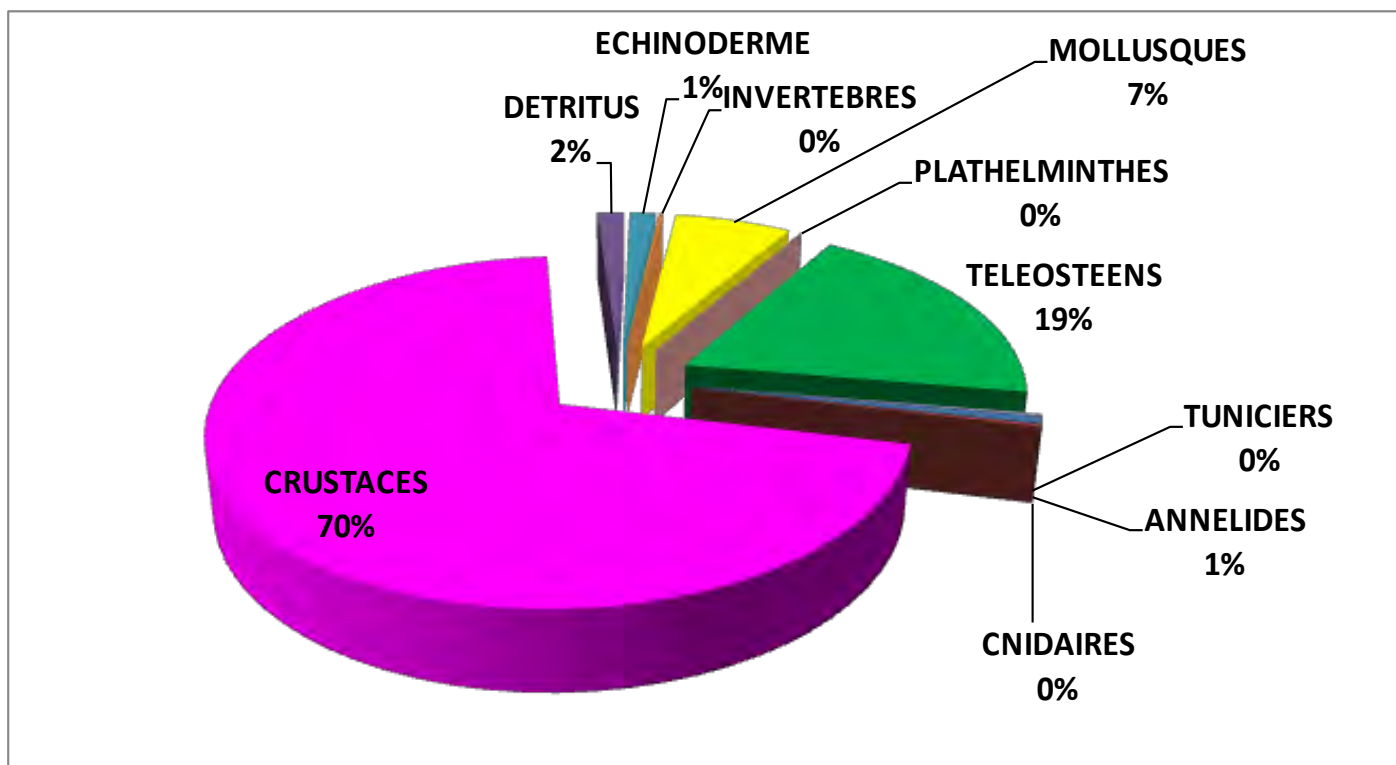


Figure 38: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par les mâles de *Plectorhinchus mediterraneus*.

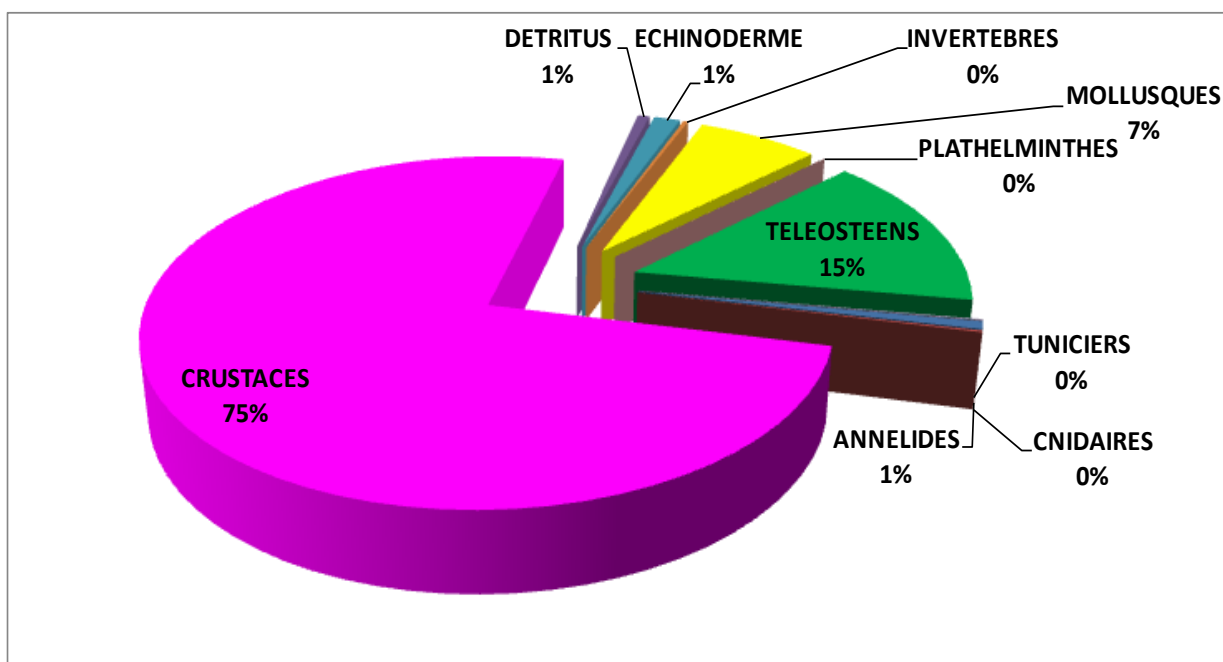


Figure 39: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par les femelles de *Plectorhinchus mediterraneus*.

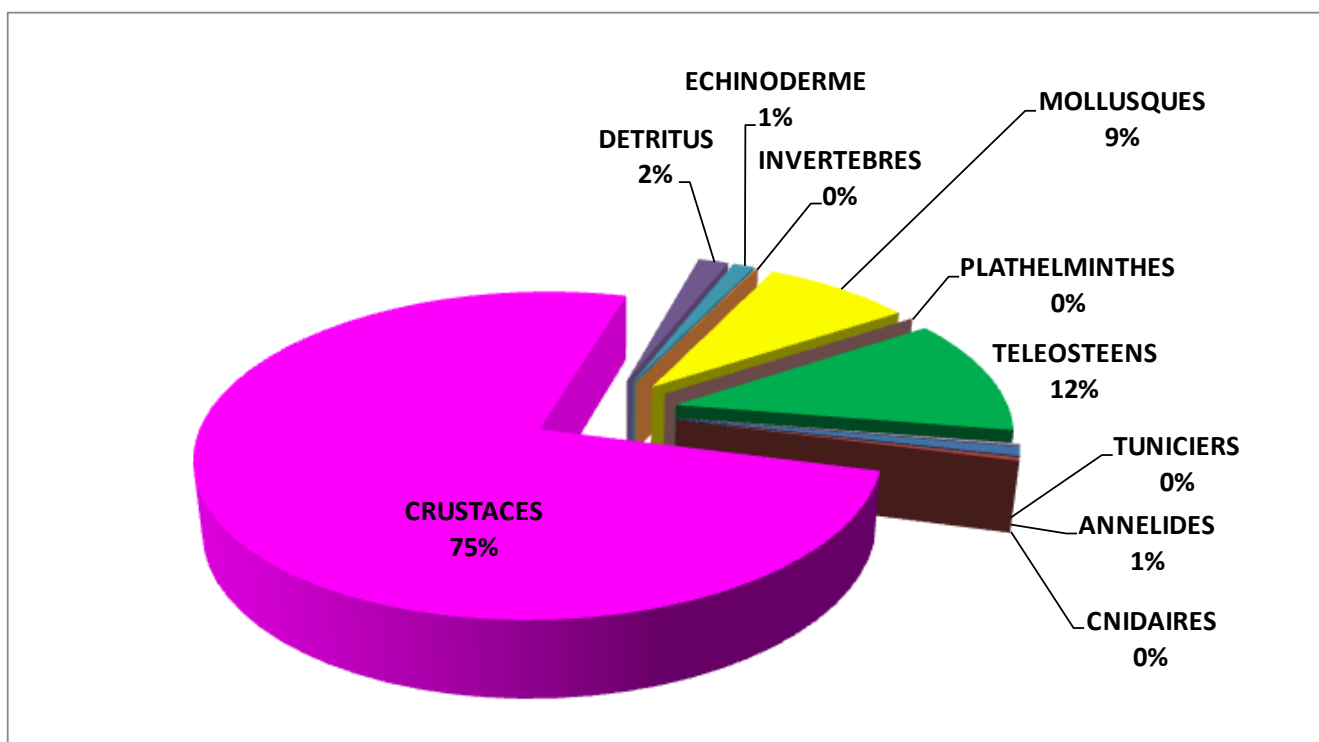


Figure 40: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Plectorhinchus mediterraneus* pendant la saison froide.

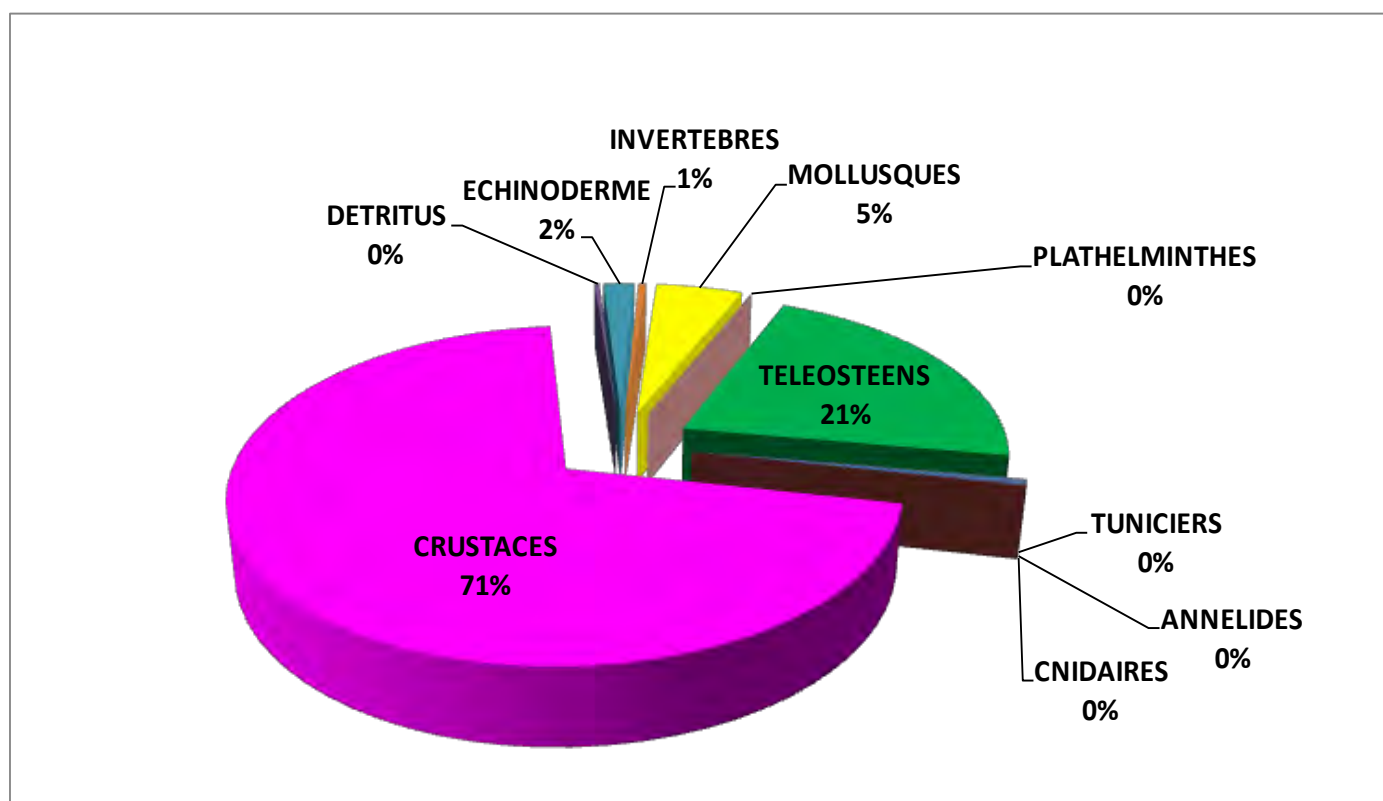


Figure 41: Pourcentage de l'indice d'importance relative (%IRI) des proies consommées par *Plectorhinchus mediterraneus* pendant la saison chaude.

La diversité des proies cumulées a atteint pour *Boops boops*, *Cepholopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus* un niveau stable respectivement à 125, 150 et 225 estomacs (Figures 41, 42 et 43)). Ces nombres indiquent la taille de l'échantillon considérée comme suffisamment grande pour décrire les régimes alimentaires globaux de *Boops boops*, *Cepholopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*.

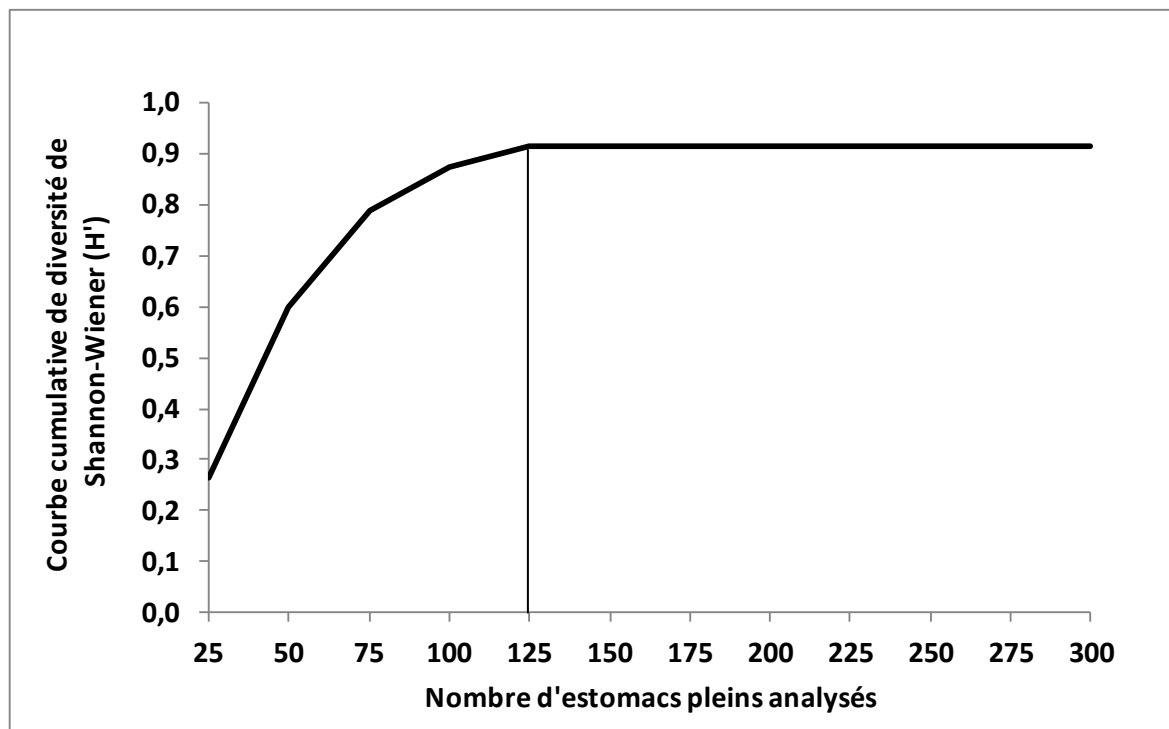


Figure 42: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de *Boops boops* à partir par l'indice de Shannon-Wiener (H').

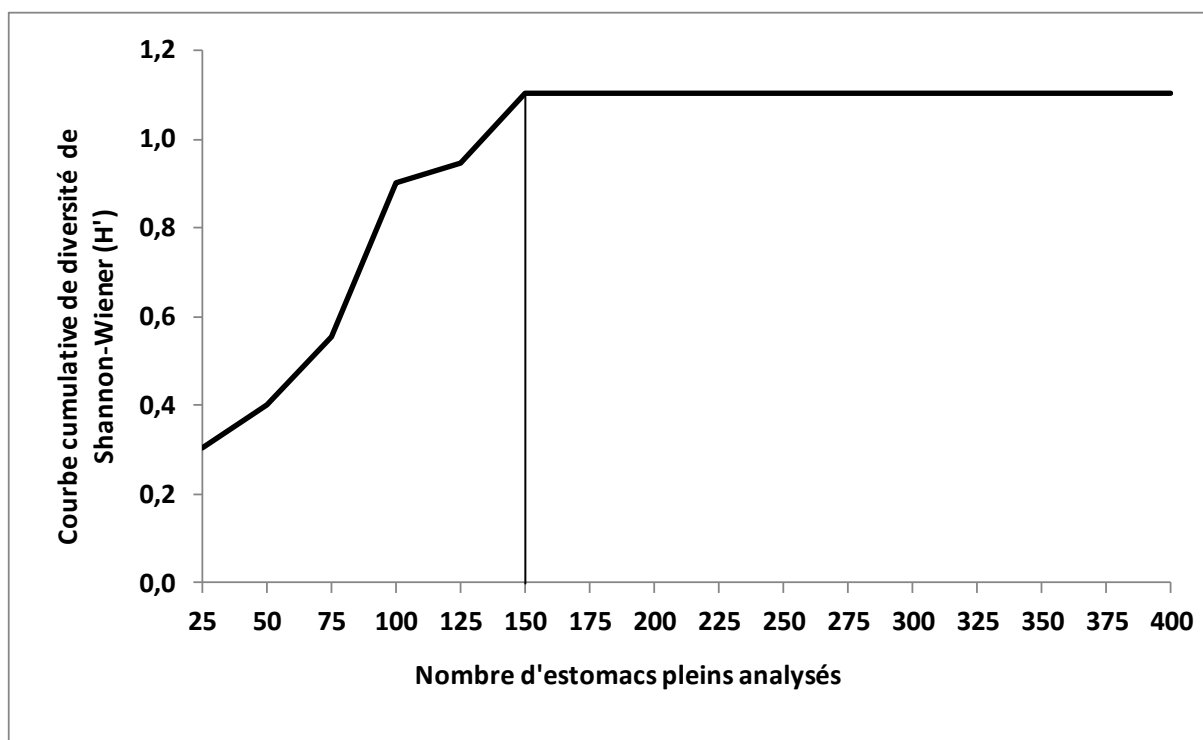


Figure 43: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de *Cephalopholis taeniops* à partir par l'indice de Shannon-Wiener (H').

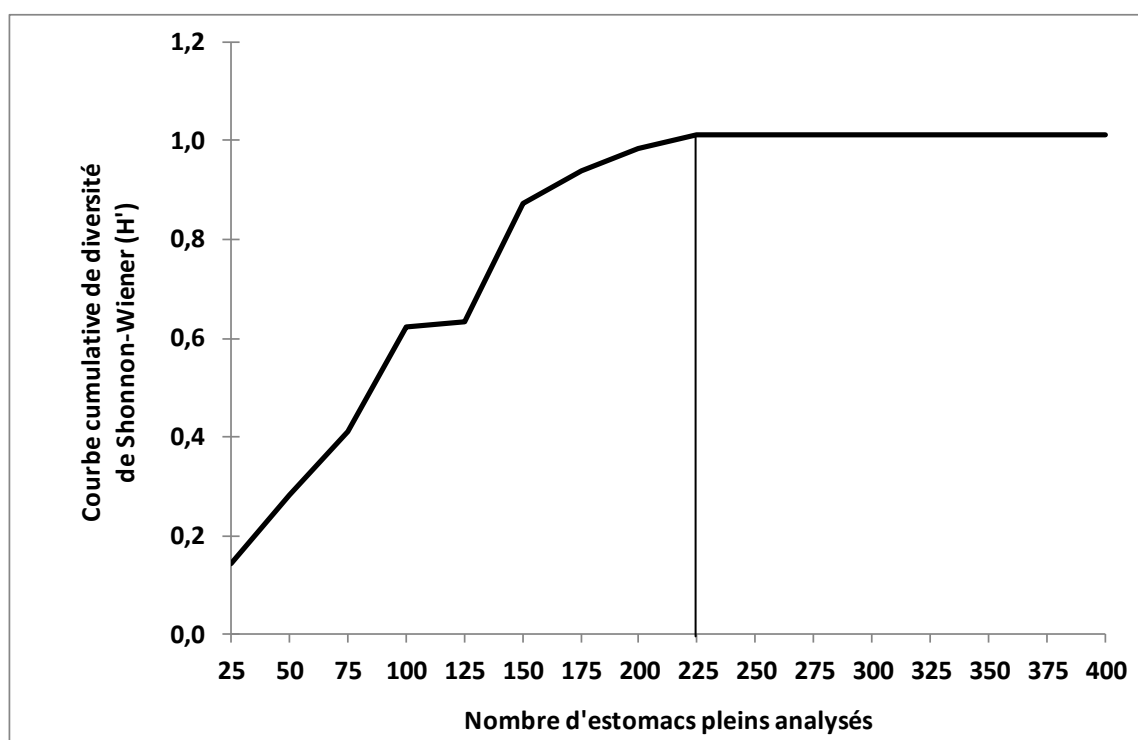


Figure 44: Courbe cumulative de la diversité des proies identifiées contenues dans l'estomac de *Plectorhinchus mediterraneus* à partir par l'indice de Shannon-Wiener (H').

Tableau IV: Composition du régime alimentaire de *Boops boops*. %Ni, %Wi, %Fi et %IRI indiquent respectivement les pourcentages en nombre, en poids, la fréquence d'occurrence et le pourcentage de l'indice d'importance relative des proies.

Taxon des proies	%Ni	%Wi	%Fi	%IRI
Téléostéens	68	36	127	86
Clupeidae	5,20	23,18	9,70	3,94
<i>Sardinella aurita</i>	10,30	25,90	3,20	11,40
<i>Sardinella maderensis</i>	12,80	15	4	10,90
<i>Sardinella</i> sp.	5,10	14,80	1,60	3,10
Sparidae	1,30	5,48	2,40	0,25
Tetraodontidae	0,90	4,67	1,60	0,13
<i>Sphoeroides</i> sp.	5,10	3,60	1,60	1,40
Caproidae	0,40	5,23	0,80	0,07
Balistidae	0,40	1,12	0,80	0,02
<i>Balistes puntatis</i>	2,60	0,90	0,80	0,30
Muraenesocidae	7,40	4,96	13,70	2,43
<i>Cynoponticus ferox</i>	43,60	3,80	13,70	63,50
Chaetodontidae	0,40	0,56	0,80	0,01
<i>Chaetodon</i> sp.	2,60	0,40	0,80	0,20
Labridae	0,40	13,63	0,80	0,16
Trichiuridae	0,40	4,11	0,80	0,05
Téléostéens indéterminés	52	3,79	96	76,66
Crustacés	22	8	42	8
Crustacés indéterminés	22,9	1,33	41,90	13,80
Mollusques	7	56	14	6
Mactridae	0,40	0,02	0,80	0,01
Pharidae	0,90	0,56	1,60	0,03
<i>Pharus</i> sp.	5,10	0,4	1,60	0,90
Sepiidae	2,20	29,38	4	1,82
<i>Sepia officinalis</i>	12,80	35,10	4	8,30
Mollusques indéterminés	3,90	1,97	7,30	0,61
Annélides	1	0,02	2	0,01
Annélides indéterminés	0,9	0,02	1,60	0,02
Indéterminés	2	0,01	4	0,07

Tableau V: Composition du régime alimentaire de *Cephalopholis taeniops*. %Ni, %Wi, %Fi et %IRI indiquent respectivement les pourcentages en nombre, en poids, la fréquence d'occurrence et le pourcentage de l'indice d'importance relative des proies.

Taxon des proies	%Ni	%Wi	%Fi	%IRI
Crustacés	61	19,3	73,9	70,66
Panaeidae	27	3,9	31,5	29,73
<i>Panaeus monodon</i>	5	2	2	0,8
<i>Panaeus notialis</i>	56	4	24	79,5
<i>Heterocarpus ensifer</i>	13	20	5	4,9
Nematocarcinidae	1	9,7	1,1	0,35
<i>Nematocarcinus africanus</i>	3	13	1	0,9
Cartidae	1	0,4	1,1	0,04
Portunidae	5	18,6	5,4	3,88
<i>Calinestes amnicola</i>	13	24	5	11
Palaemonidae	1	24,6	1,1	0,85
<i>Nematopalaemon hastatus</i>	3	32	1	2
Solenoceridae	1	2,2	1,1	0,10
<i>Solenocus africana</i>	3	3	1	0,30
Crustacés indéterminés	28	2,8	32,6	30,64
Téléostéens	25	45,7	30,4	25,70
Chaetadontidae	1	12,6	1,1	0,45
Téléostéens indéterminés	25	9,5	29,3	31,03
Mollusques	5	29,1	6,5	2,68
Mactridae	1	0,4	1,1	0,05
<i>Macra glabrata</i>	3	1	1	0,20
Nassaridae	1	1,5	1,1	0,08
Sepiidae	1	2	1,1	0,10
<i>Sepia officinalis</i>	3	3	1	0,30
Mollusques indéterminés	3	10,9	3,3	1,37
Invertébrés	5	5,2	6,5	0,87
Invertébrés indéterminés	6	1,1	6,5	1,33
Indéterminés	3	0,3	3,3	0,12
Débris végétaux	1	0,3	1,1	0,02

Tableau VI: Composition du régime alimentaire de *Plectorhinchus mediterraneus*. %Ni, %Wi, %Fi et %IRI indiquent respectivement les pourcentages en nombre, en poids, la fréquence d'occurrence et le pourcentage de l'indice d'importance relative des proies.

Taxon des proies	%Ni	%Wi	%Fi	%IRI
Crustacés	51	16	71	73
Crangonidae	0,30	41,26	0,46	0,67
Penaeidae	15,70	4,47	21,92	15,64
<i>Panaeus notialis</i>	62	32	17	91
Crustacés indéterminés	35,10	1,91	48,86	63,83
Téléostéens	11	60	15	16,4
Sparidae	0,70	27,89	0,91	0,92
Ophichthidae	0,30	0,94	0,46	0,02
Téléostéens indéterminés	9,80	10,16	13,70	9,67
Mollusques	16	5	22	6,9
Cardiidae	1,30	0,19	2,37	0,06
<i>Cardita ajar</i>	4	0,30	1	0,31
<i>Acanthocardia tuberculata</i>	1	3	0,30	0,10
Donacidae	1,60	0,58	2,28	0,18
<i>Donax rugosus</i>	3	0,30	1	0,12
<i>Donax semistriatus</i>	4	7	1	1
Nassaridae	5,20	0,47	7,31	1,48
<i>Bullia muran</i>	19	4	5	7
Solecurtidae	1	0,05	1,37	0,05
<i>Pitar tumens</i>	4	0,3	1	0,30
Turritellidae	0,30	0,23	0,46	0,01
<i>Turritella communis</i>	1	2	0,30	0,06

Tableau VI: Composition du régime alimentaire de *Plectorhinchus mediterraneus*. %Ni, %Wi, %Fi et %IRI indiquent respectivement les pourcentages en nombre, en poids, la fréquence d'occurrence et le pourcentage de l'indice d'importance relative des proies (suite et fin).

Taxon des proies	%Ni	%Wi	%Fi	%IRI
Sepiidae	0,30	7,03	0,46	0,12
<i>Sepia officinalis</i>	1	51	0,3	1
Mollusques indéterminés	6,20	1,25	8,68	2,29
Echinodermes	6	6	8	1,50
Echinodermes indéterminés	5,9	1,04	8,22	2,01
Détritus	5	4	7	1
Annélides	5	2	6	0,70
Annélides indéterminés	4,30	0,38	5,94	0,97
Cnidaires	3	1	4	0,40
Cnidaires indéterminés	2,60	0,15	3,65	0,36
Invertébrés	2	5	2	0,20
Invertébrés indéterminés	1,60	0,99	2,28	0,21
Tuniciers	2	0,01	3	0,10
<i>Ascidacea</i>	2,30	0,05	3,20	0,26
Plathelminthes	1	0,00	1	0,00
Plathelminthes indéterminés	0,70	0,05	0,91	0,00

C. Ultrastructure du spermatozoïde de *Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracantum* et *Labrifer* sp.

1. Ultrastructure du spermatozoïde de *Hemiurus appendiculatus* parasite de *Boops boops*

Les observations de photos de balayage, de coupes transversales et longitudinales du spermatozoïde mûr de *Hemiurus appendiculatus* nous ont permis de distinguer trois régions (I-III) bien distinctes :

La région I [Figures 45 (1), 46 (2-8) et 50 (I)] correspond à l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle est marquée par la présence d'un renflement terminal. Celui-ci est séparé du reste du spermatozoïde par une constriction transversale [Figures 45 (1) et 46 (2)]. Les coupes transversales de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrent la formation progressive des axonèmes 1 et 2 de type 9 + "1", la présence d'un seul microtubule cortical [Figure 45 (8)] et d'ornementations extramembranaires [Figures 46 (2-8)]. Dans leur partie antérieure, l'axonème 1, encore dépourvu d'élément central, est essentiellement constitué de doublets [Figure 46 (3)]. Quant à l'axonème 2, il n'est représenté que par six singulets associés chacun, sur une courte longueur, à une petite ornementation externe [Figures 46 (3 et 5)].

Les ornementations extramembranaires ont une répartition différenciée. Elles recouvrent la quasi-totalité de la région antérieure du spermatozoïde. Elles sont abondantes autour l'axonème 1 qu'elles recouvrent sur une grande partie de sa longueur. Par contre, elles sont peu nombreuses autour de l'axonème 2 où elles sont associées, sur une courte distance, à ses microtubules [Figures 46 (2-8)].

La région II [Figures 47 (9-14) ; 49 (23 et 24) et 50 (II)], dépourvue d'ornementations extramembranaires, correspond à la région médiane du spermatozoïde. Elle présente deux axonèmes de type 9 + "1", des zones d'attachement de flagelles [Figures 47 (9-14)], une mitochondrie filiforme de petite taille [Figures 47 (14) et 50 (II)], des granules de glycogène [Figures 49 (23 et 24)], un noyau à section grossièrement arrondie [Figures 47 (12 à 14)] dont l'extrémité antérieure dépasse celle de la mitochondrie (Figure 50) et 1 à 7 microtubules corticaux, parallèles entre eux [Figures 47 (9-14)]. De plus, elle est marquée, dans sa région postérieure, par la désorganisation progressive de l'axonème 1 [Figures 47 (13 et 14)].

La région III [Figures 48 (15-22) et 50 (III)] est l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Elle est dépourvue d'axonème 1. Par contre, comme la région précédente, elle présente un axonème 2 [Figures 48 (15 à 18)], une mitochondrie filiforme (Figure 50), des granules de glycogène [Figures 49 (23 et 25) ; 50 (III)] et un noyau à section grossièrement arrondie [Figures 48 (15 à 21) ; 50 (III)]. Elle est caractérisée par une diminution progressive du nombre de microtubules corticaux [Figures 48 (15 à 17)] et une désorganisation de l'axonème 2 [Figures 48 (19 à 22) ; 50 (III)]. Pour ce dernier, l'élément central disparaît en premier, remplacé par le noyau [Figures 48 (19 à 21) ; 50 (III)], puis, ses doublets deviennent des singulets [Figure 48 (22)].



Figure 45: Deux extrémités antérieures du spermatozoïde de *H. appendiculatus* mûr montrant chacune un renflement terminal (Rt). Ce renflement est séparé du reste du spermatozoïde par une constriction transversale (Ct). Echelle = 0.2 μ m.

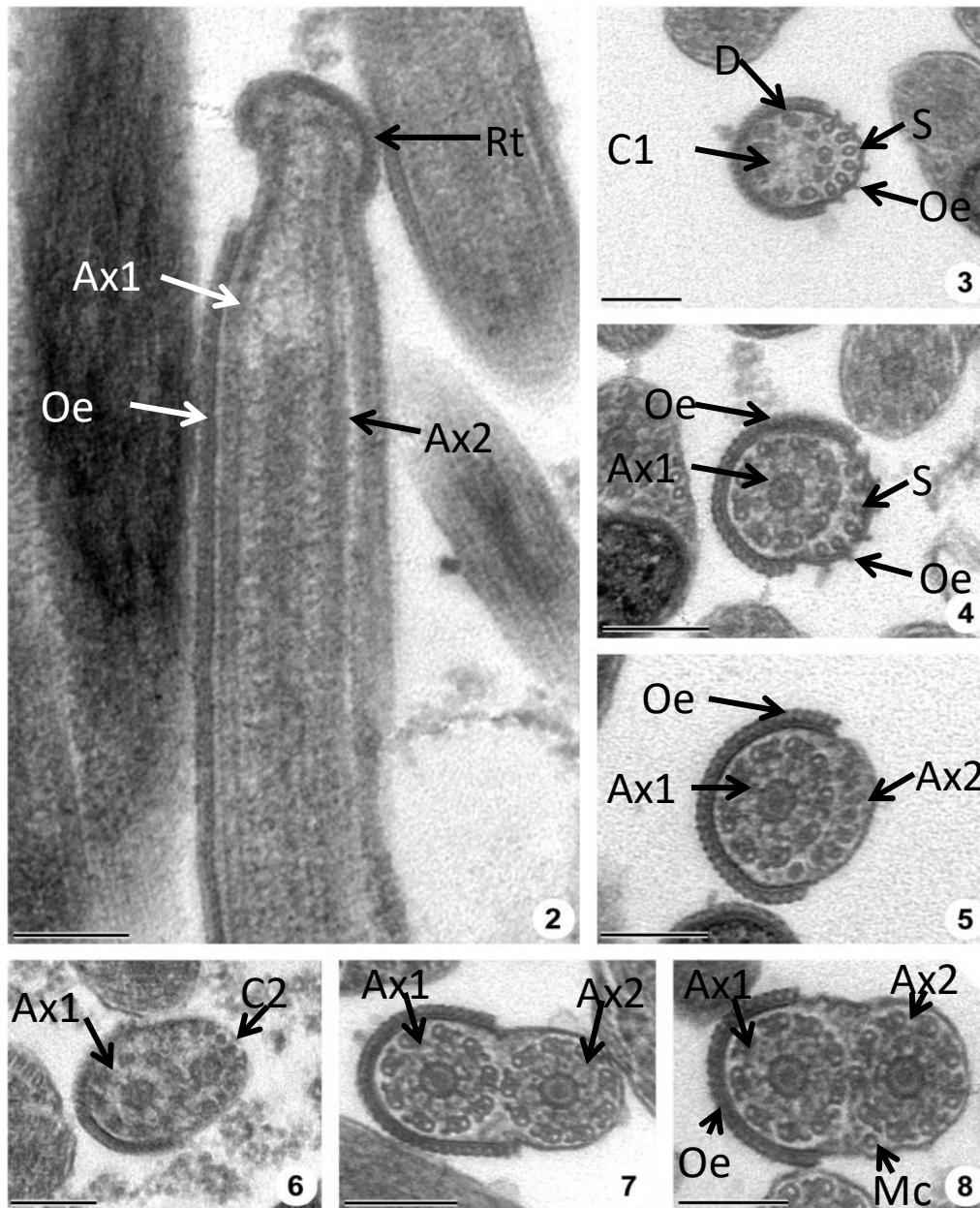


Figure 46: Extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus*.

Ax1, axonème 1; Ax2, axonème 2; C1, Centriole 1; C2, Centriole de l'axonème 2; D, doublets; Mc, microtubule cortical; Oe, ornements extramembranaires; Rt, renflement terminal; S, singulets. Echelle = 0.2 μm .

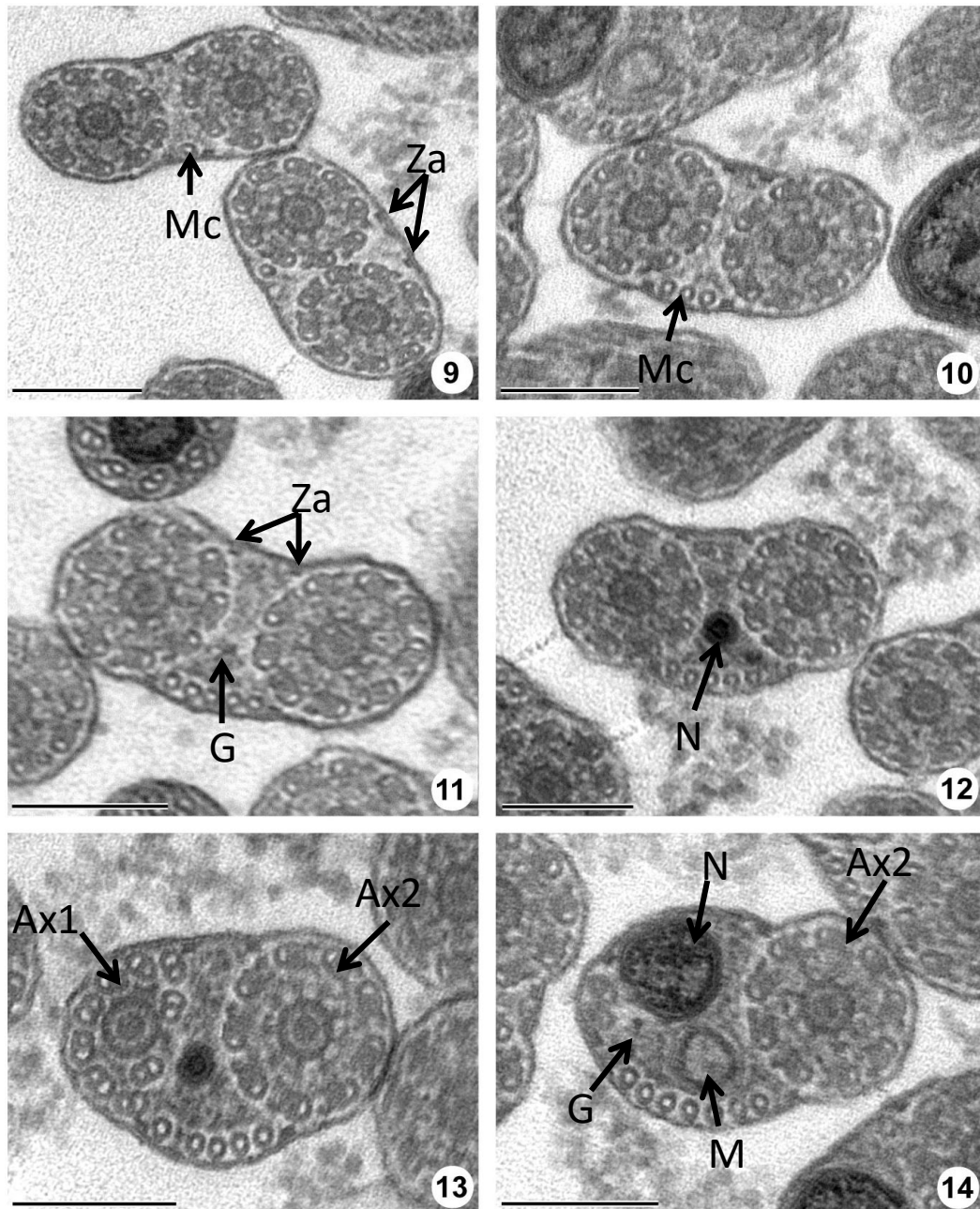


Figure 47: Région médiane du spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus*.

Ax1, axonème 1 ; Ax2, axonème 2 ; G, granule de glycogène ; M, mitochondrie ; Mc, microtubules corticaux ; N, noyau ; Za, zones d'attachement de flagelles. Echelle = 0.2 μ m.

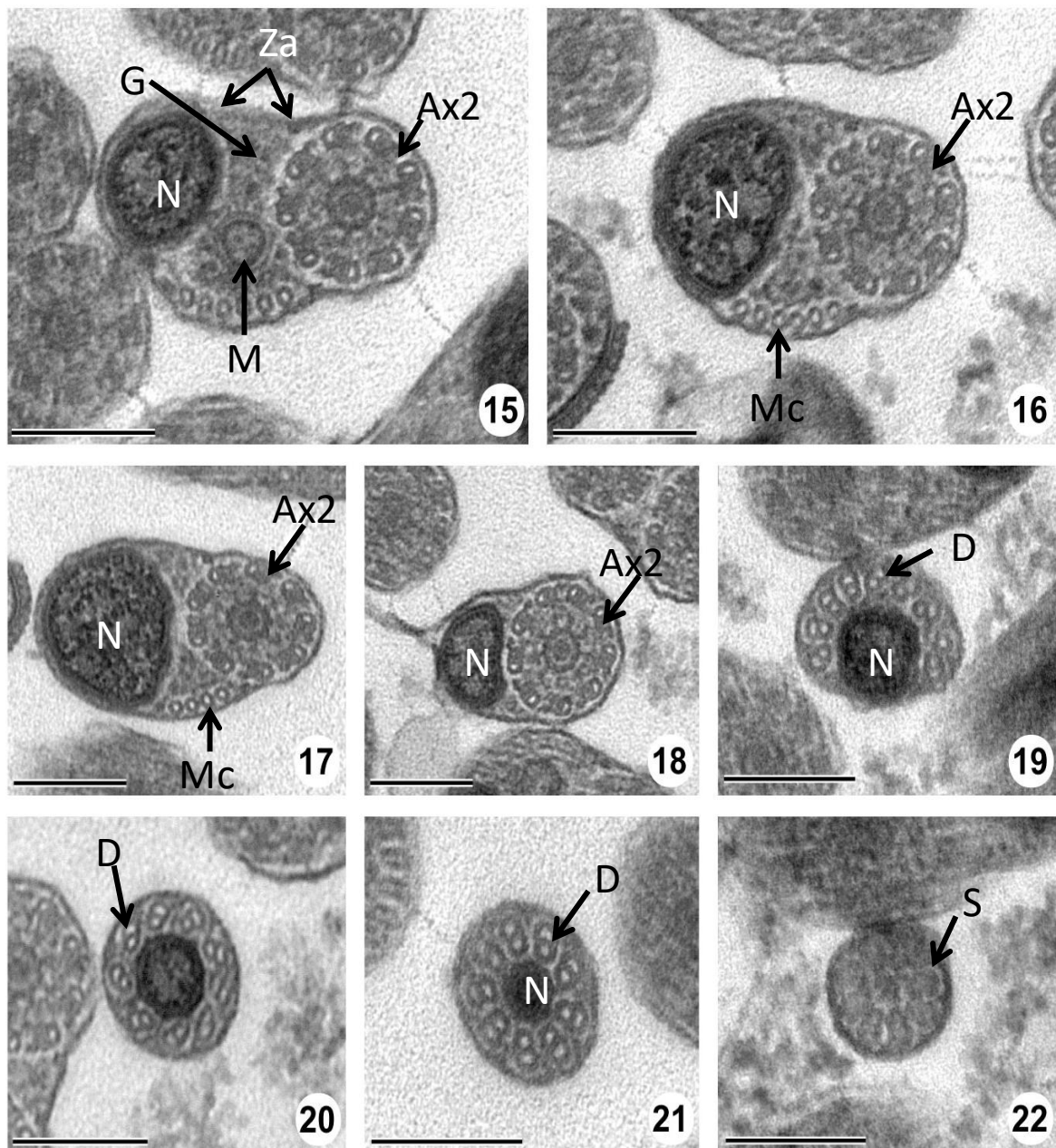


Figure 48: L'extrémité postérieure du spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus*.

Ax2, axonème 2 ; D, doublet ; G, granule de glycogène ; Mc, microtubules corticaux ; M, mitochondrie ; N, noyau ; S, singlets ; Za, zones d'attachement de flagelles. Echelle = 0.2 μm .

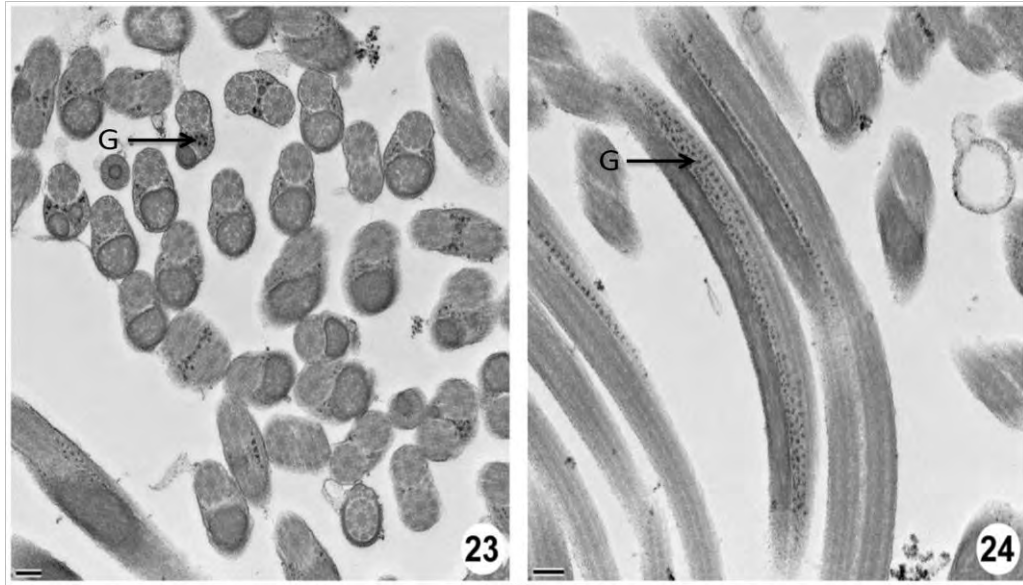


Figure 49: Coupes transversales et longitudinales du spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus* montrant les granules de glycogène (G). Echelle = 0.2 μm .

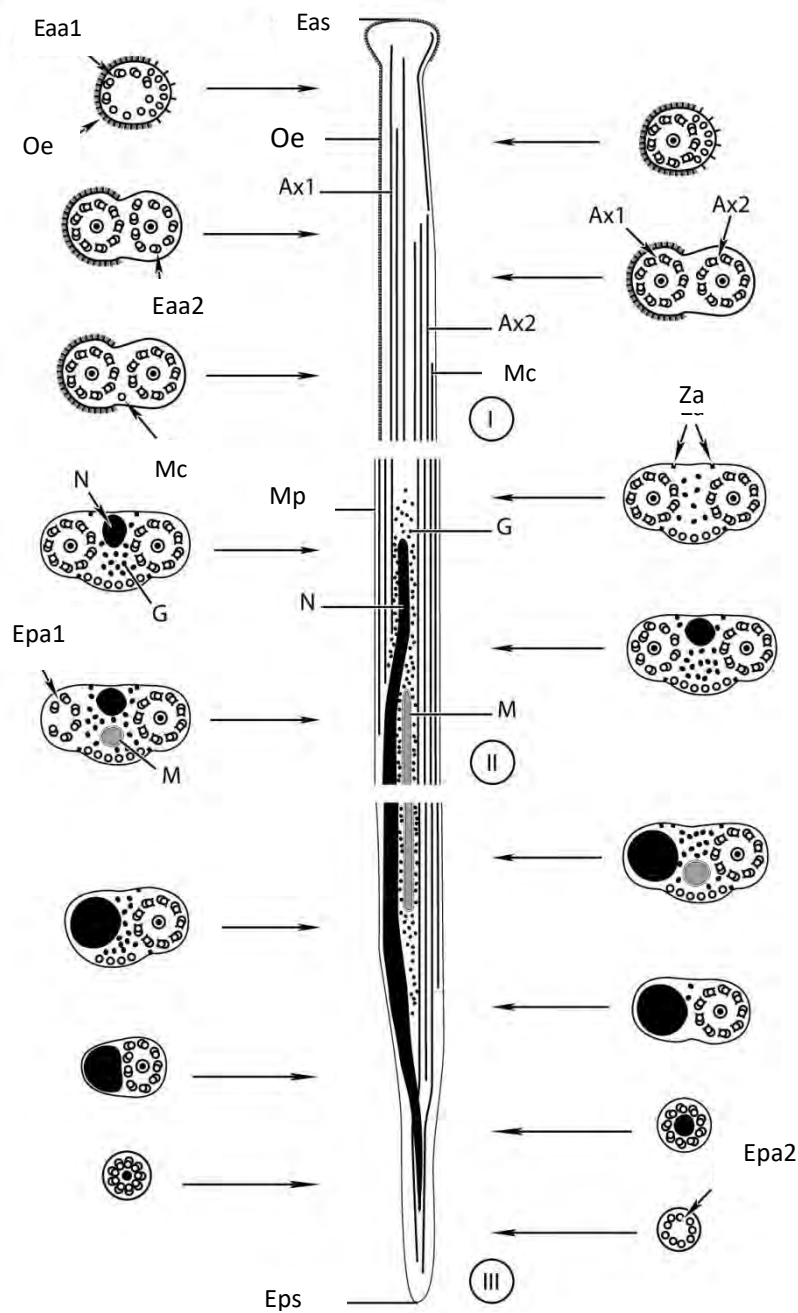


Figure 50: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus*.

Ax1, axonème 1 ; Ax2, Axonème 2; Eaa1, extrémité antérieure de axonème 1 ; Eaa2, extrémité antérieure de axonème 2 ; Eas, extrémité antérieure du spermatozoïde; Epa1, extrémité postérieure axonème 1 ; Epa2, extrémité postérieure axonème 2 ; Eps, extrémité postérieure de spermatozoïde ; G, granules de glycogène; M, mitochondrie ; Mc, microtubules corticaux ; Mp, membrane plasmique; N, noyau ; Oe, ornementations extramembranaires; Za, zones d'attachement de flagelles.

En résumé, le spermatozoïde mûr de *H. appendiculatus* contient deux axonèmes de type 9 + "1" pattern, quatre zones de fixation de flagelles. Les ornements extramembranaires ont une répartition différenciée. Elles recouvrent la quasi-totalité de la région antérieure du spermatozoïde. Elles sont abondantes autour l'axonème 1 qu'elles recouvrent sur une grande partie de sa longueur. Par contre, elles sont peu nombreuses autour de l'axonème 2 où elles sont associées, sur une courte distance, à ses microtubules. On note aussi un noyau et une mitochondrie filiforme.

2. Ultrastructure du spermatozoïde de *Holorchis micrancathum* parasite de *Plectorhinchus mediterraneus*

Des coupes longitudinales et transversales au niveau du spermatozoïde nous ont permis de distinguer d'avant en arrière cinq régions (I à V) avec des caractères ultrastructuraux distinctifs.

La région I [Figures 51 (1-5) et 55 (I)] correspond à l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle est caractérisée par la présence d'un cône apical portant un matériel dense aux électrons [Figures 51 (1 et 2) et 55 (I)] associé à l'un des deux axonèmes [figures 51 (3-5) et 55 (I)]. Les axonèmes, de type 9 + «1», sont décalées longitudinalement, l'un par rapport à de l'autre. L'extrémité antérieure de l'axonème 2, associée à l'extension latérale du matériel dense aux électrons du cône apical, apparaît après l'axonème 1 [Figures 51 (3)]. Un cytoplasme forme, entre les deux axonèmes, un pont de matière peu dense aux électrons et de faible épaisseur. Celui-ci, délimité par les zones de fixation de flagelles [Figures 51 (3-5)], contient le cordon mitochondrial [Figures 51 (4-5)] et l'extrémité antérieure des microtubules corticaux [figures 51 (5) et 55 (I)].

La région II [Figures 52 (6-8) et 55 (II)] est caractérisée par la présence de fines ornements extramembranaires [Figures 52 (6-8)]. Le cytoplasme contient deux axonèmes [Figures 52 (6 - 8)] et la mitochondrie est moniliforme [Figures 52 (7, 8) et 55 (II)]. Celle-ci, dans les coupes, apparaît selon le niveau de la section, sous la forme d'un cordon mitochondrial [Figure 52 (7)] ou d'un cordon mitochondrial associée à un renflement mitochondrial [figure 52 (8)]. Dans cette région, le nombre de microtubules corticaux (environ 7) est plus élevé que dans la région I.

La région III [Figures 53 (9-12) et 55 (III)] est dépourvue d'ornements extramembranaires. Son cytoplasme contient des granules fins de matériel denses aux électrons, des microtubules corticaux organisés en deux champs de 5 à 11 microtubules, délimités par des zones de fixation de flagelles et une mitochondrie moniliforme [Figures 53

(9 et 10)]. Cette dernière apparaît, selon le niveau de la section, en forme d'un renflement mitochondrial associé à un cordon mitochondrial [Figure 53 (11)], ou d'un cordon mitochondrial seul [figure 53 (12)]. Le nombre de microtubules corticaux augmente progressivement et est plus élevé dans cette région III.

La région IV [Figures 53 (13-15) et 55 (IV)] est marquée par la présence d'un noyau, avec une section plus ou moins circulaire et une chromatine fibreuse [Figures 53 (14 et 15)]. Comme la région précédant, le cytoplasme présente deux axonèmes de type 9 + «1», une mitochondrie moniliforme [Figure 53 (13)]. Celle-ci apparaît, selon au niveau où la section est faite, sous la forme d'un cordon mitochondrial associé avec le noyau [Figure 53 (14)] ou d'un renflement mitochondrial associé avec le noyau [Figure 53 (15)]. Les microtubules corticaux, avec un nombre maximal de 22, forment deux champs de 10 ou 11 microtubules, délimités par des zones de fixation de flagelles [Figure 53 (15)].

La région V [Figures 54 (16-20) et 55 (V)] est caractérisée par l'absence de mitochondrie. Le noyau est encore présent dans cette région [Figures 54 (16-19)]. Les deux axonèmes de type 9 + «1» pattern disparaissent l'un après l'autre [Figures 54 (17-20)]. Les microtubules corticaux forment deux champs de neuf microtubules ou au plus, séparés par des zones de fixation de flagelles [Figure 54 (17)]. Ensuite, ces champs de microtubules corticaux se rencontrent et forment un seul champ de deux à quatre microtubules [Figure 54 (18)]. Le nombre de microtubules corticaux est faible dans cette région. Ils disparaissent avant d'atteindre l'extrémité postérieure du noyau [Figure 54 (19)]. L'extrémité postérieure du spermatozoïde se termine par l'extrémité postérieure du deuxième axonème [Figure 54 (20)].

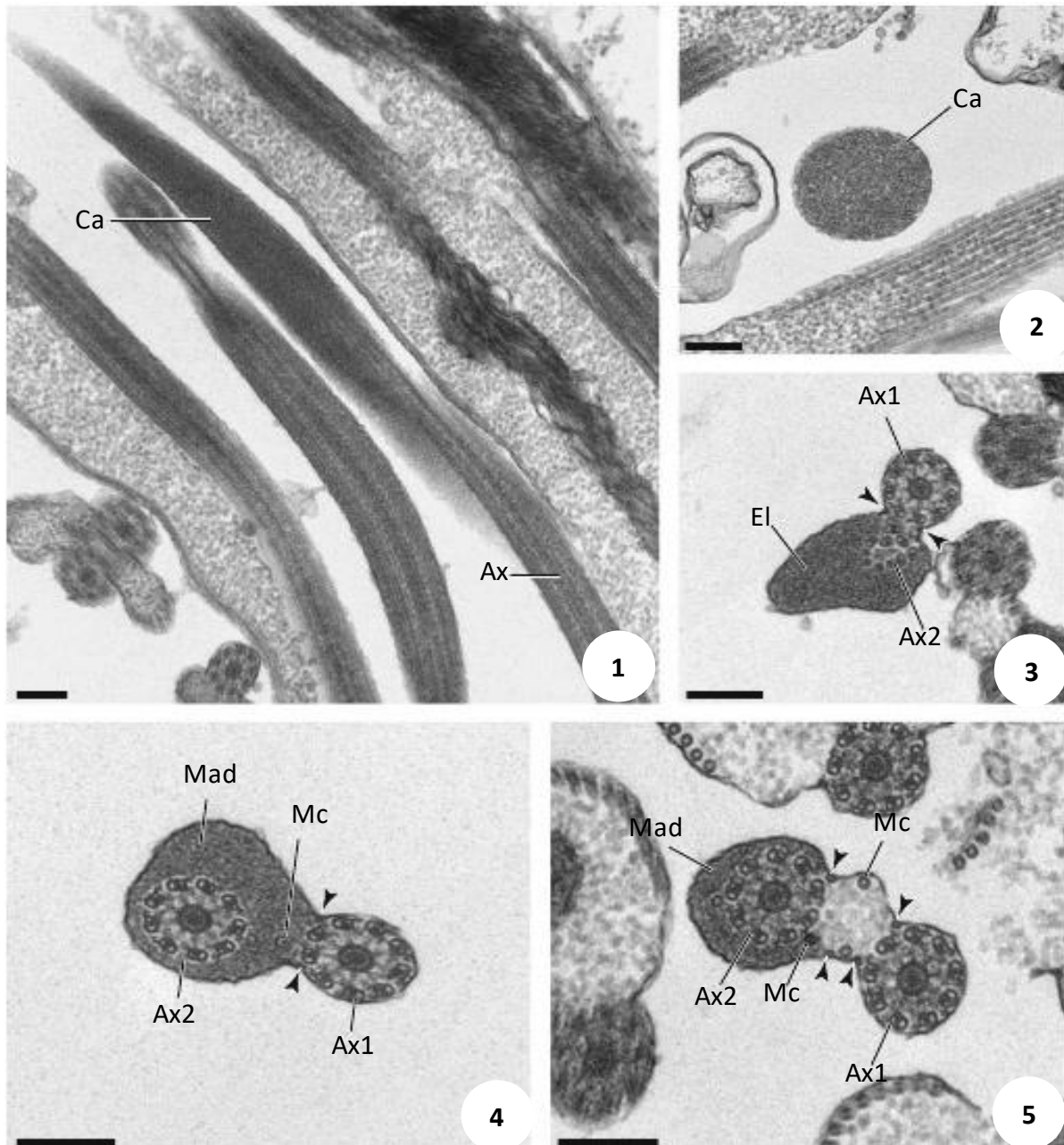


Figure 51: Coupes longitudinales et transversales de l'extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de *Holorchis micracanthum* (région I). Les pointes des flèches indiquent les zones de fixation des flagelles.

Ax, axonème, Ax1, axonème 1 ; Ax2, Axonème 2 ; Ca, Cône apical de matériels denses aux électrons ; El, extension latérale ; Mad, matériel apical dense aux électrons ; Mc, microtubules corticaux. Echelle = 0,2 μm .

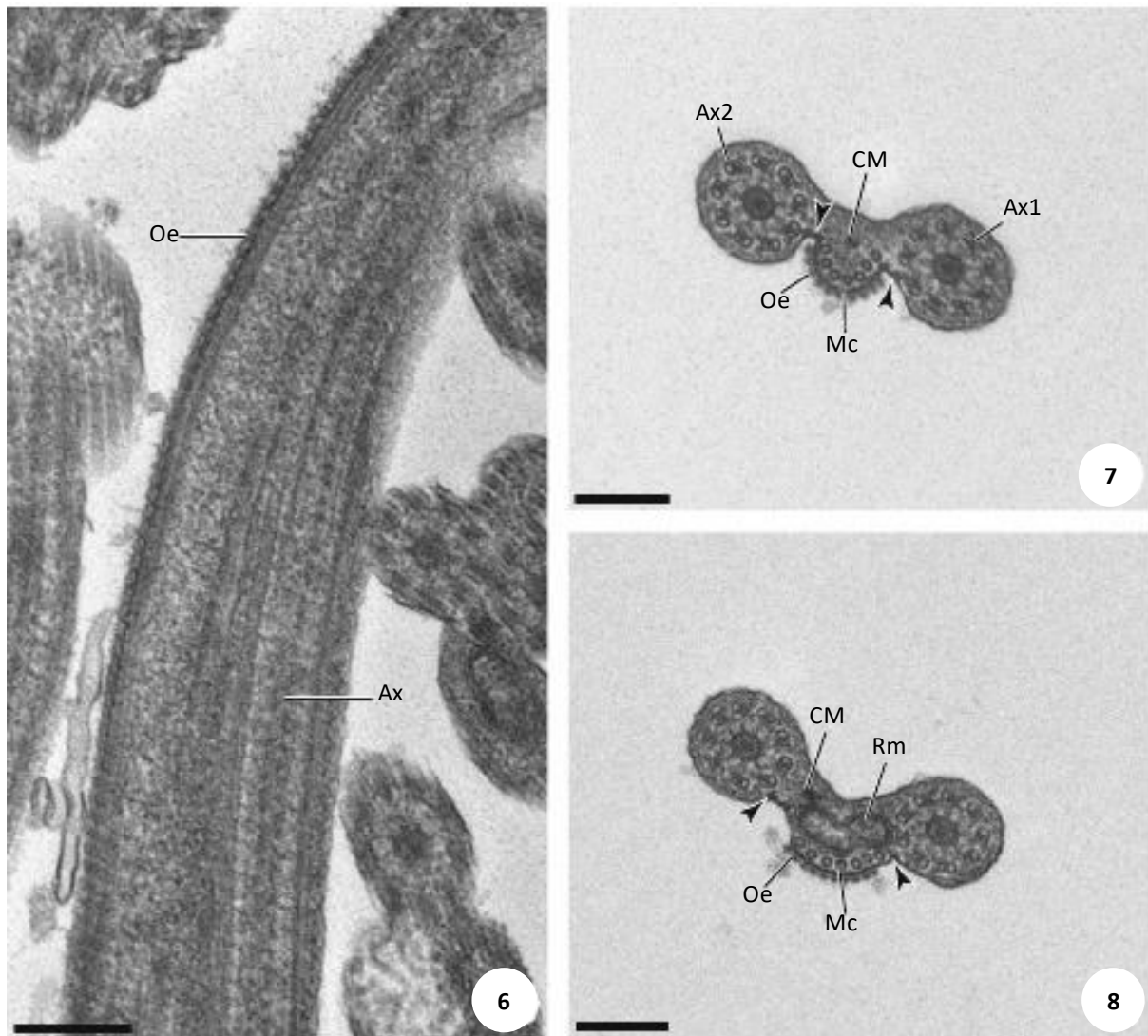


Figure 52: Coupes longitudinale et transversale du spermatozoïde mûr de *H. micracanthum* (région II). Les pointes des flèches indiquent les zones de fixation des flagelles. Ax, axonème, Ax1, axonème 1 ; Ax2, Axonème 2 ; CM, cordon mitochondrial; Mc, microtubules corticaux ; Oe, ornementations extramembranaires ; Rm, renflement mitochondrial. Echelle = 0,2 μ m.

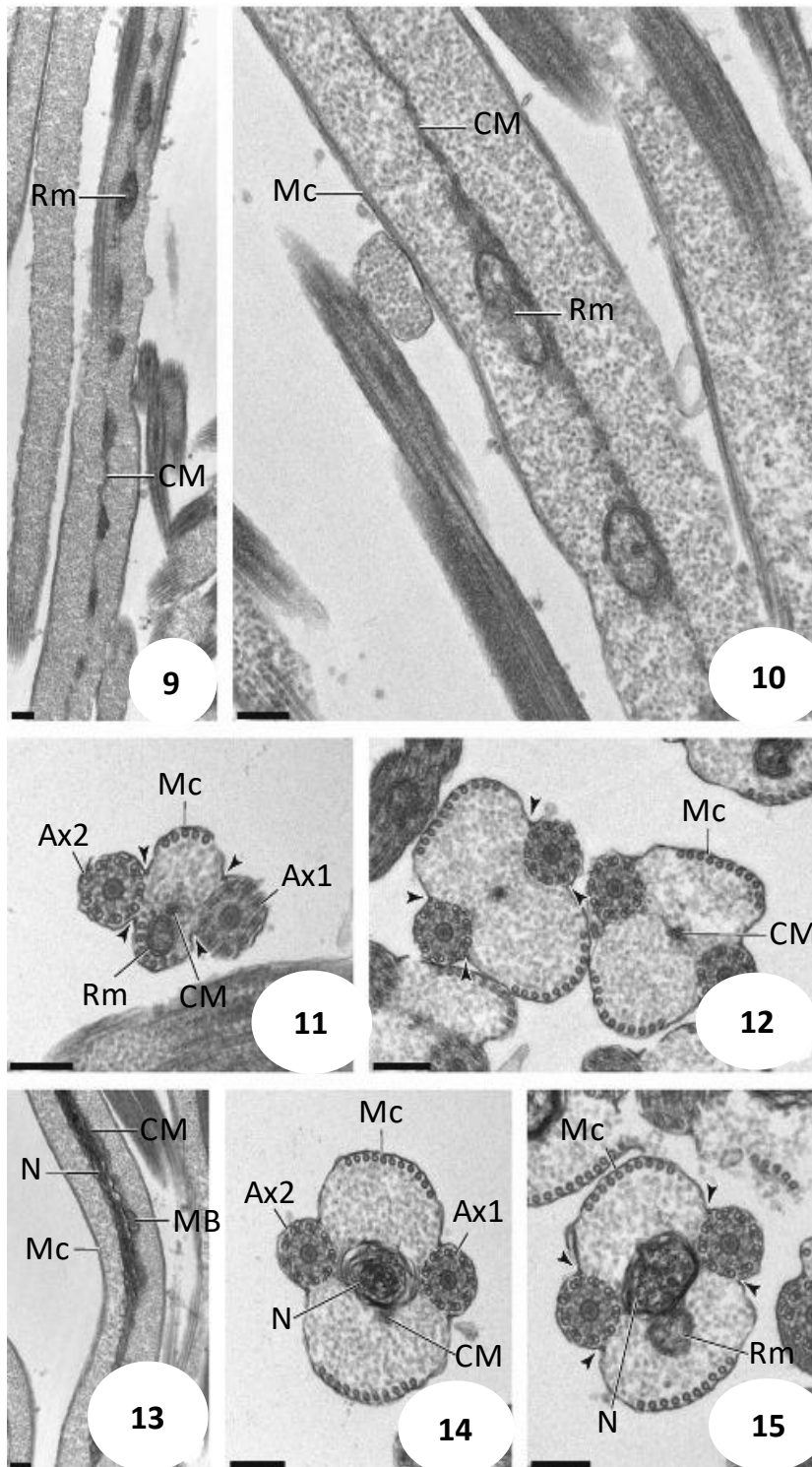


Figure 53: Coupes longitudinales et transversales de la région III (9-12) et de la région IV (13-15) du spermatozoïde mûr de *H. micracanthum*. Les pointes des flèches indiquent les zones de fixation des flagelles.

Ax1, axonème 1 ; Ax2 axonème 2 ; CM, cordon mitochondrial ; Mc, microtubules corticaux ; N, noyau ; Rm, renflement mitochondrial. Echelle = 0,2 μ m.

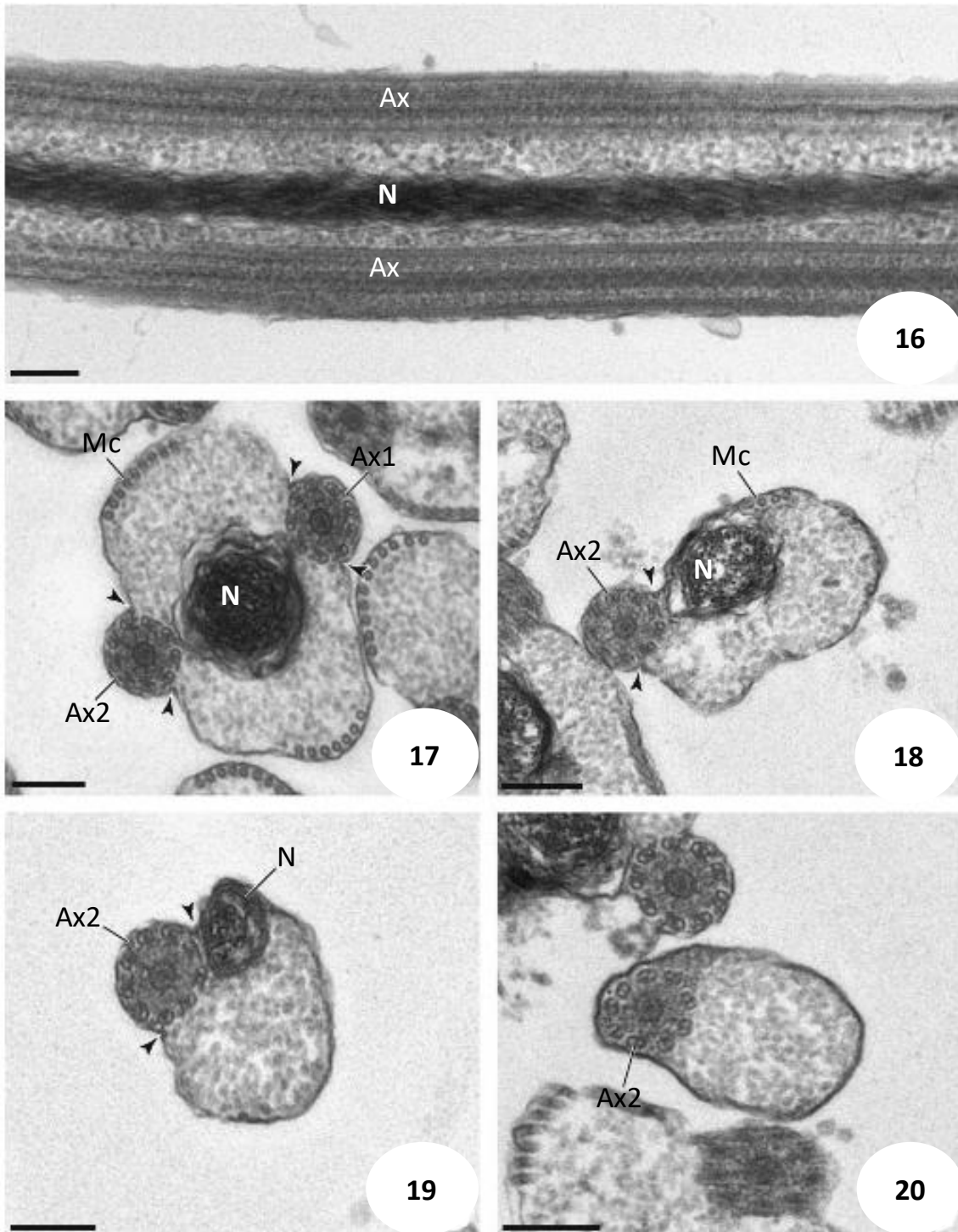


Figure 54: Coupes longitudinales et transversales de la région V du spermatozoïde mûr de *H. micracanthum*. Les pointes des flèches indiquent les zones de fixation de flagelles.

Ax, axonème ; Ax1, axonème 1 ; Ax2, axonème 2 ; Mc, microtubules corticaux ; N, noyau.
Echelle = 0,2 μ m.

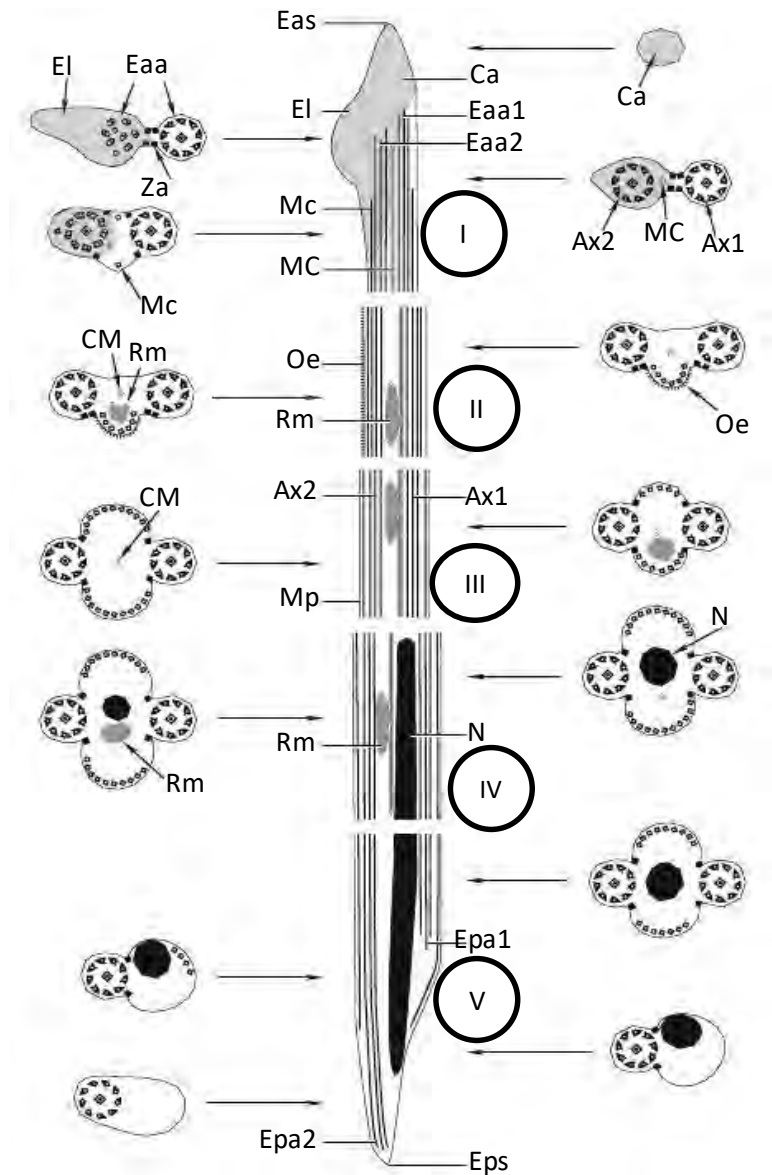


Figure 55: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr de *H. micracanthum*.

Ax1, axonème 1 ; Ax2, axonème 2 ; Ca, cône apical ; CM, Cordon mitochondrial ; Eaa, extrémité antérieure axonème ; Eaa1, extrémité antérieure de l'axonème 1 ; Eaa2 extrémité antérieure de l'axonème 2 ; Eas, extrémité antérieure du spermatozoïde ; El, extension latérale ; Epa1, extrémité postérieure de l'axonème 1 ; Epa2, extrémité postérieure de l'axonème 2 ; Eps, extrémité postérieure du spermatozoïde ; Mc, microtubules corticaux ; Mp, membrane plasmique ; N, noyau ; Oe, ornements extramembranaires ; Rm, renflement mitochondrial ; Za, zone d'attachement de flagelles .

En résumé, le spermatozoïde mûr de *H. micracanthum* contient deux axonèmes de type 9 + "1" pattern, quatre zones de fixation de flagelles, des ornements extramembranaires, des microtubules corticaux, un noyau, et une mitochondrie moniliforme, qui s'étend presque sur toute la longueur du spermatozoïde. La mitochondrie est en forme d'une chaîne et apparaît comme des renflements successifs, joints par une cordelette mitochondriale. Ainsi, en fonction du niveau où la section est effectuée, elle a la forme d'un cordon mitochondrial seulement, d'un renflement mitochondrial seulement, ou un cordon mitochondrial associée à un renflement mitochondrial.

3. Ultrastructure du spermatozoïde de *Labrifer* sp. parasite de *Cephalopholis taeniops*

Des coupes transversales à différents niveaux du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. nous ont permis de distinguer quatre régions (I-IV) bien distinctes :

La région I [Figures 56 (a-g) et 58 (I)] correspond à l'extrémité antérieure du spermatozoïde. Elle est marquée par une extension antérolatérale dense aux électrons [Figures 56 (a-c) et 58 (I)]. Les coupes transversales de l'extrémité antérieure du spermatozoïde montrent la formation progressive des axonèmes 1 et 2 de type 9 + «1» [Figures 56 (a-d)]. Le second axonème apparaît dans l'extension antérolatérale dense aux électrons [Figures 56 (c) et 58 (I)]. Deux zones d'attachement de flagelles apparaissent avant la formation du deuxième axonème [Figures 56 (b-c) et 58 (I)]. On note la présence de deux champs de microtubules corticaux parallèles [Figures 56 (f-g) et 58 (I)]. Leur apparition se fait progressivement en passant de quatre à dix et se fait simultanément avec la formation complète des deux axonèmes [Figures 56 (f-g) et 58 (I)].

La région II [Figures 57 (h-j) et 58 (II)], correspond à la région médiane du spermatozoïde. Elle est caractérisée par une ornementation extramembranaire où on trouve des corps épineux [Figures 57 (h-j) et 58 (II)]. Elle présente deux axonèmes de type 9 + «1», des zones d'attachement de flagelles [Figures 57 (h-j) et 58 (II)], une première mitochondrie filiforme de petite taille [Figures 57 (h-j) et 58 (II)], des granules de glycogène [Figures 57 (i-j)] et deux champs de microtubules corticaux, parallèles entre eux [Figures 57 (h-j) 58 (II)].

La région III [Figures 57 (k-l) et 58 (III)], est une courte zone de transition, caractérisée par la présence de deux axonèmes parallèles, de microtubules corticaux répartis

en deux champs [Figures 57 (k-l) et 58 (III)] et de quatre zones d'attachement des flagelles [Figures 57 (l) et 58 (III)].

La région IV [Figures 57 (a-h) et 58 (IV)] représente l'extrémité postérieure du spermatozoïde. Elle est caractérisée par la présence de la deuxième mitochondrie [Figures 57 (a-e) et 58 (IV)], un noyau, deux axonèmes, quatre zones d'attachement de flagelles, et des microtubules corticaux dont le nombre atteint un maximum de 19 [Figures 57 (a) et 58 (IV)] et diminue progressivement jusqu'à atteindre 10 [Figures 57 (h) et 58 (IV)]. Lorsque le noyau apparaît, la deuxième mitochondrie est toujours présente [Figures 57 (b-e) et 58 (IV)]. Toutefois, dans cette zone, les sections montrent la désorganisation progressive du premier axonème où les doublets disparaissent d'abord et ensuite l'élément central [Figures 57 (c-d) et 58 (IV)]. Après la disparition du second axonème, ils restent la deuxième mitochondrie, le noyau et les microtubules [Figures 57 (e-f) et 58 (IV)]. Dans la zone distale de la région IV, la disparition de la deuxième mitochondrie se fait presque simultanément avec la désorganisation du deuxième axonème [Figures 57 (f) et 58 (IV)]. L'extrémité postérieure du spermatozoïde est caractérisée par la seule présence des microtubules corticaux [Figures 57 (g) et 58 (IV)]. Il est à souligner la présence des granules de glycogène dont témoigne le test de Thiéry [Figures 57 (i-j)].

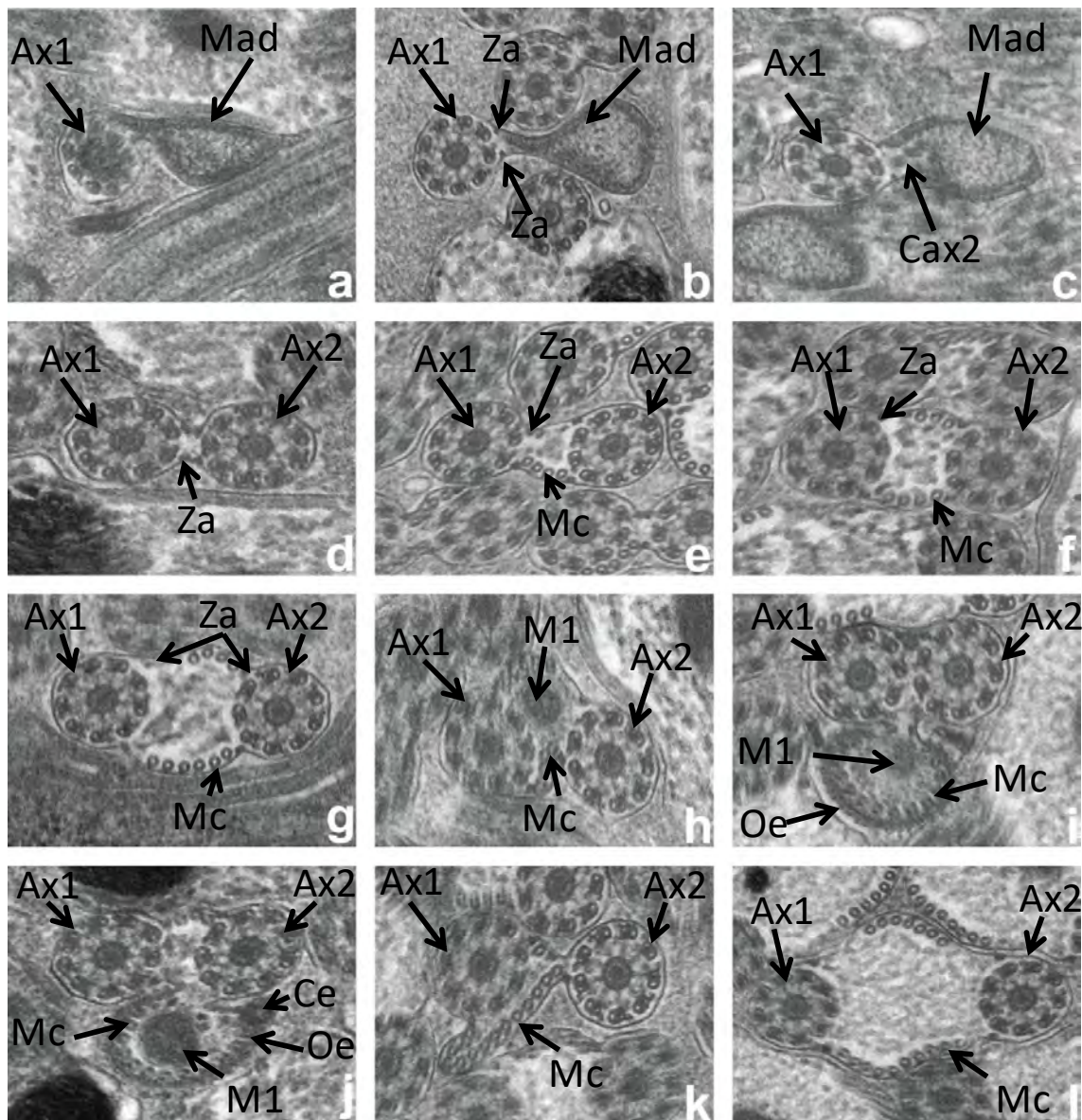


Figure 56: Coupes transversale de l'extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. (région I).

Ax1, axonème 1; Ax2, axonème 2; Cax2, centriole de l'axonème 2; Ce, corps épineux (spine-like bodies); Mad, matériel antérolatérale dense aux électrons; Mc, microtubules corticaux ; M1, première mitochondrie; Oe, ornements extramembranaires de la membrane plasmique; Za, zones d'attachement de flagelles.

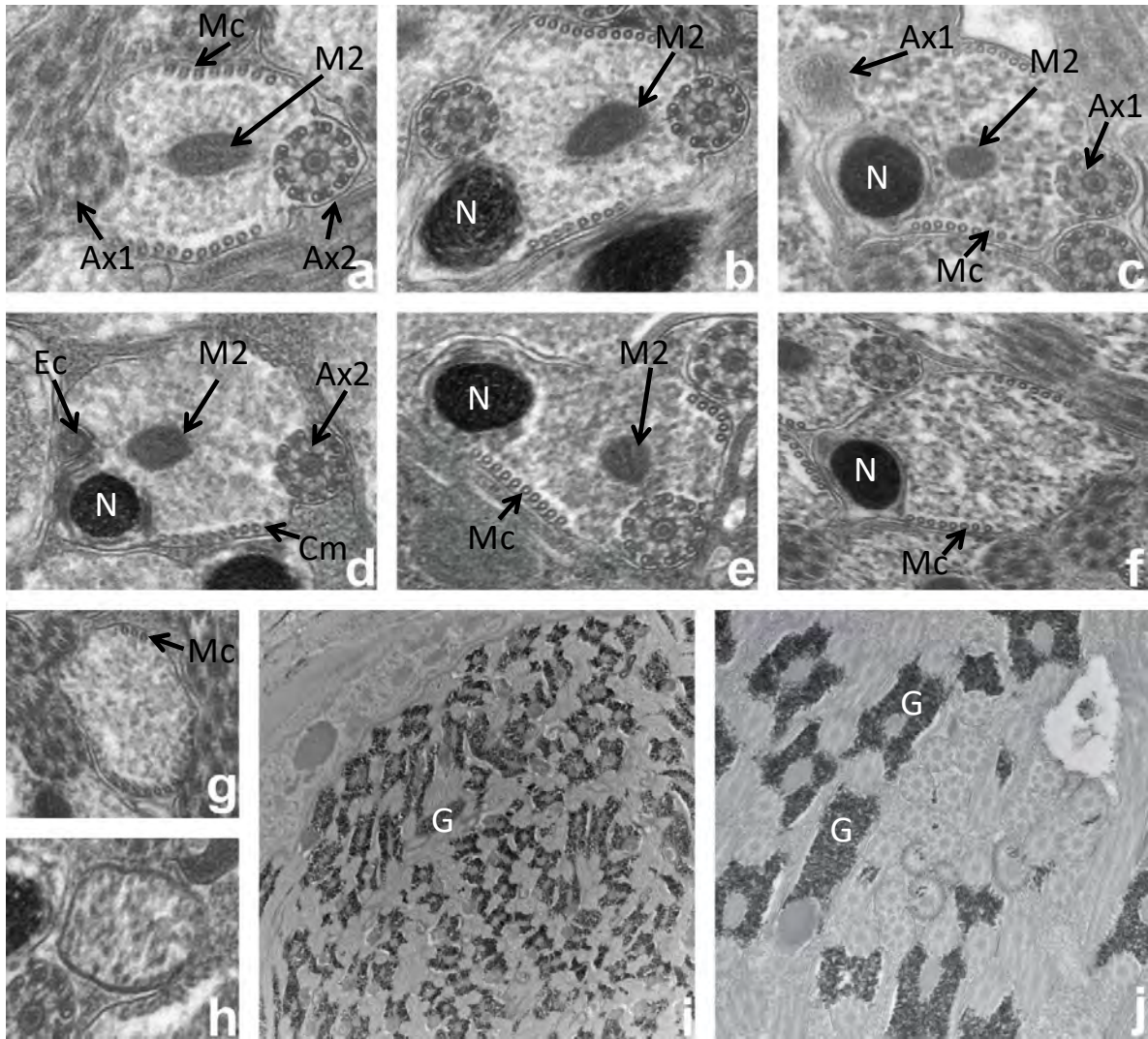


Figure 57: (a-h) Coupes transversales de l'extrémité postérieure de la région IV du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. ; (h-j) coupes transversales de la région II du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. ; (k-l) coupes transversales de la région III du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. On note la présence des granules de glycogène dont témoigne le test de Thiéry.

Ax1, axonème 1; Ax2, axonème 2; Ec, élément central; G, granules de glycogène; Mc, microtubules corticaux; M2, deuxième mitochondrie; N, noyau.

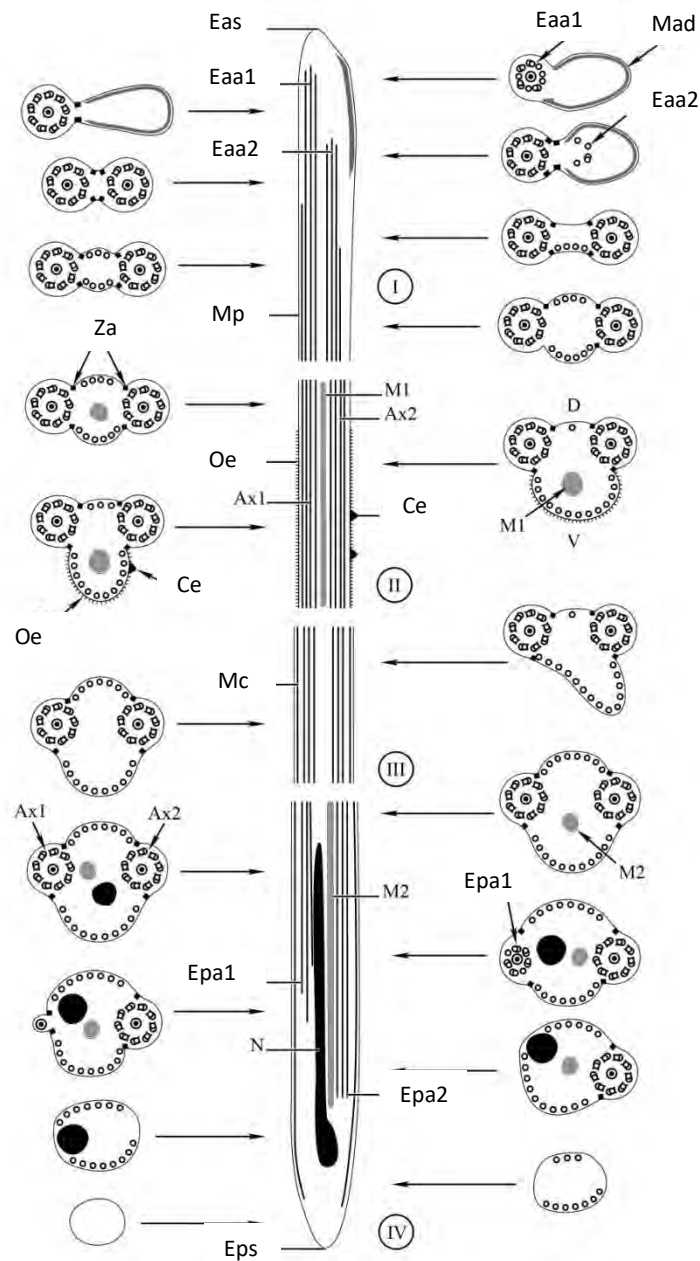


Figure 58: Diagramme montrant l'organisation de l'ultrastructure du spermatozoïde mûr *Labrifer* sp. Pour simplifier le diagramme, les granules de glycogène ne sont pas représentés.

Ax1, axonème 1; Ax2, axonème 2; Ce, corps épineux; D, doublets de microtubules; Eaa1, extrémité antérieure de l'axonème 1; Eaa2, extrémité antérieure de l'axonème 2; Eas, extrémité antérieure du spermatozoïde; Epa1, extrémité postérieure de axonème 1; Epa2, extrémité postérieure de axonème 2; Eps, extrémité postérieure du spermatozoïde; mad, matériel antérolatérale dense électrons; Mc, microtubules corticaux; Mp, membrane plasmique; M1, première mitochondrie; M2, deuxième mitochondrie; N, noyau; Oe, ornementations extramembranaires; Za, zones attachement de flagelles.

En résumé, le spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. contient deux axonèmes de type 9 + "1" pattern, un noyau, quatre zones de fixation de flagelles, deux mitochondries filiformes de petite taille réparties dans les parties médiane et postérieure, deux champs de microtubules corticaux. Les ornements extramembranaires se trouvent dans la région médiane du spermatozoïde et cohabitent avec des corps épineux.

CHAPITRE 4 : DISCUSSION DES RESULTAS

A. Biométrie de *Plectorhinchus mediterraneus*, *Boops boops* et *Cephalopholis taeniops*

L'étude de la relation longueur-poids et du facteur de condition de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus* nous a permis de déterminer les paramètres a et b de la relation. Dans ce travail, les valeurs de b ont varié de 2,70 à 3,15. Cette fourchette des valeurs de b est donc comprise dans la fourchette 2,70-3,15 précédemment rapportée pour les valeurs de b (Pauly et Moreau, 1997).

L'examen des valeurs de b a permis de distinguer chez les poissons trois types de croissance : isométrique, allométrique minorante et majorante.

Une valeur de b égale à 3 indique une croissance isométrique (Pauly et Moreau, 1997). Ce cas n'a pas été observé dans notre étude. Une valeur de b inférieure à 3 indique que le poisson a une croissance en longueur plus rapide que sa croissance pondérale. C'est le cas, dans notre étude, de *Boops boops* et de *Plectorhinchus mediterraneus*. Une valeur de b supérieure à 3 indique que le poisson a une croissance pondérale plus rapide que sa croissance en longueur. Ce cas correspond à *Cephalopholis taeniops*, de la présente étude.

En comparaison, la valeur de b chez *Boops boops* au Sénégal (2,8382) est inférieure à celle observée en Tunisie (3,086) (Cherif *et al.*, 2008), (Tableau VII).

Pour *Cephalopholis taeniops*, les valeurs de b sont très voisines ; elles sont respectivement 3,1100 en Cote d'Ivoire (Kouassi, 2010) et 3,0968 au Sénégal (présent travail). Pour *Plectorhinchus mediterraneus* les valeurs de b sont aussi proches ; 2,9400 (Fréon et Franqueville, 1976) et 2,8511 (présente étude). Il faut noter que les deux travaux ont été effectués au Sénégal. On constate alors une légère baisse de cette valeur de b suivant les années. Ces valeurs de b trouvées au Sénégal sont inférieures à celle trouvée au Portugal (3,3300) (Santos *et al.*, 2002). Ces faibles valeurs de b pourraient aussi être dues aux paramètres écologiques moins favorables pour l'espèce au Sénégal et à la forte pression de pêche.

Le facteur de condition (K) permet de déterminer l'état physiologique d'un poisson, y compris sa capacité de reproduction ainsi que l'influence du milieu de vie sur l'espèce (Le Cren, 1951). Ainsi, plus un poisson est lourd pour une longueur donnée, plus son coefficient de condition est élevé (Ricker, 1980 ; Williams, 2000). Cette étude a révélé que les femelles et les mâles de *B. Boops* et *P. mediterraneus* ont le même facteur de condition suivant les saisons.

Dans les études portant sur la dynamique des populations, les valeurs élevées du facteur de condition indiquent des conditions environnementales favorables pour les espèces (telles que la disponibilité de l'habitat et des proies) et les valeurs faibles indiquent des conditions environnementales moins favorables (Blackwell *et al.*, 2000). Cela reflète le bien-être des poissons dans leur écosystème (Abowei, 2010) et constitue un indice de bien-être de l'écosystème aquatique (Edah *et al.*, 2010).

Braga (1986) a montré que les valeurs du facteur de condition qui varient selon les saisons sont influencées par les conditions environnementales. Les valeurs du facteur de condition pour les deux sexes de *B. boops* récoltés à Soumbédioune, sont inférieures à 1. Elles indiquent donc que les conditions environnementales ne sont pas favorables pour cette espèce dans les côtes sénégalaises. Ce résultat est conforme avec celui de Marković *et al.* (2013). La valeur K pour *C. taeniops* et *P. mediterraneus* obtenue est supérieure à celle de *Boops boops* et montre qu'elles sont dans des conditions environnementales qui leur sont favorables.

Tableau VII: Comparaison des données de la longueur totale et les paramètres de la relation longueur - poids pour *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*

Espèces	n	L _T (cm)	b	r ²	Pays	Références
<i>Boops boops</i>	296	22,2-38,1	2,8382	0,8659	Sénégal	Présent travail
	932	11,3-27,9	3,2370	0,956	Turquie	Kara et Bayhan, 2015
	124	10-20,2	2,0820	0,8760	Turquie	Özvarol <i>et al.</i> , 2014
	1808	8,1-33	3,1390	0,9900	Italie	Bottari <i>et al.</i> , 2014
	929	10-25,9	2,6864	0,9500	Monténégro	Markovic <i>et al.</i> , 2013
	243	12-26	2,9800	0,9700	Tunisie	Cherif <i>et al.</i> , 2008
<i>Cephalopholis taeniops</i>	569	14,5-39,5	3,0968	0,9633	Sénégal	Présent travail
	65	24-44	3,1470	0,9650	Cap Vert	Pereira <i>et al.</i> , 2012
	116	34-59	3,1100	0,7300	Côte d'Ivoire	Kouassi <i>et al.</i> , 2010
	162	-	3,2000	0,9700	Cap Vert	Magnùsson et Magnùsson, 1987
<i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	569	20,3-57,1	2,8511	0,9684	Sénégal	Présent travail
	270	21,5-57,6	2,9400	0,9800	Sénégal	Pan <i>et al.</i> , 2015
	33	28,0-52,5	3,3300	0,9740	Portugal	Santos <i>et al.</i> , 2002
	107	15-53	2,9480	0,9986	Sénégal	Fréon et Franqueville, 1976

b = coefficient allométrique ; L_T = longueur totale; n = taille de l'échantillon; r² = coefficient de détermination.

B. Régime alimentaire de *Plectorhinchus mediterraneus*, *Boops boops* et *Cepholopholis taeniops*

Dans ce travail, nous avons utilisé pour la première fois chez *P. mediterraneus*, *B. boops* et *C. taeniops*, la courbe cumulative de diversité de Shannon-Weiner pour déterminer la taille de l'échantillon requise pour décrire le régime alimentaire de ces poissons. Nous l'avons estimée à 125 ; 150 et 225 estomacs pour respectivement *B. boops*, *C. taeniops* et *P. mediterraneus*.

Notre étude a permis d'apporter de précieuses informations notamment sur le coefficient de vacuité et les types de proies chez *Boops boops*, *Cepholopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*.

Chez *B. boops*, le coefficient de vacuité est souvent très faible voire nul. Dans le golf d'Annaba en Algérie, *B. boops* se comporte comme un prédateur vorace étant donné que les valeurs du coefficient de vacuité sont nulles durant toute l'année, même en période de reproduction qui se situe entre janvier et mai (Derbal et Kara, 2008). Sur les côtes de la mer Égée, le coefficient de vacuité est de 54,7% (Karachle et Stergiou, 2008). Cette valeur est proche de celle que nous avons trouvée sur les côtes sénégalaises. Les faibles valeurs du coefficient de vacuité reflètent bien la disponibilité et la fréquence des proies dans le milieu. Chez d'autres Sparidés côtiers, comme *Diplodus annularis* (Derbal *et al.*, 2007) et de *D. cervinus* (Derbal et Kara, 2006), les auteurs ont mis en évidence un rythme alimentaire saisonnier, souvent en rapport avec la maturation des gonades et/ou avec les conditions hydroclimatiques, dont la température du milieu.

Chez *C. taeniops*, nous avons trouvé un coefficient de vacuité est très élevé sur les côtes sénégalaises. Une telle valeur, si élevée, n'a jamais été trouvée jusque là dans la famille des Serranidae. Ce taux élevé montre que beaucoup de tubes digestifs sont vides. Il est de 66% pour *Epinephelus aeneus*, espèce de la même famille, des côtes ivoiriennes (Koassi *et al.*, 2010). Cette valeur est sensiblement égale à celle trouvée par Brulé et Rodriguez-Canché (1993) qui est de 63,4% pour *E. morio* au Mexique. En revanche, elle est largement supérieure à celle trouvée sur la côte orientale de l'Algérie par Derbal et Kara (2007) pour *E. costae*, qui est de 21,6%. Au cours de nos travaux, la plus grande valeur de ce coefficient de vacuité est enregistrée pendant la saison froide (94%) (Novembre et Mars).

Chez *P. mediterraneus*, nous avons trouvé un coefficient de vacuité est assez élevé sur les cotés sénégalaises. Il est supérieur à celui des côtes mauritaniennes qui est de 47,95%

(Gandega *et al.*, 2009). Il ne varie ni en fonction des saisons ni en fonction du sexe sur les côtes sénégalaises. Par contre, il varie, sur les côtes mauritaniennes en fonction des saisons. Ces variations peuvent être liées, entre autres, à des besoins physiologiques et écologiques de l'espèce (reproduction, migration etc.) (Gandega *et al.*, 2009).

Notre étude a montré que chez *B. boops*, les téléostéens sont des proies préférentielles, les crustacés et les mollusques sont des proies complémentaires, tandis que les annélides sont des proies accidentelles. Son régime alimentaire est plus diversifié dans le golfe d'Annaba en Algérie où on note la présence dans son alimentation de base de téléostéens, crustacés benthiques et de proies zooplanctoniques (siphonophores, copépodes et des œufs) (Harmelin, 1987). Cette composition du régime alimentaire de *B. boops* suggère que cette espèce est erratique avec une grande capacité de déplacement vertical (Harmelin, 1987). *B. boops* serait similaire à la mobilité de nombreux téléostéens microphages qui se nourrissent essentiellement de proies zooplanctoniques, comme *Spicara* sp. (Khoury, 1984 ; Harchouche, 2006), *Chromis chromis* (Khoury, 1984 ; Dulčić, 2007), *Oblada melanura* (Pallaoro *et al.*, 2003) et *Trachurus* spp. (Ben-salem, 1988 ; Šantić *et al.*, 2003). Le régime alimentaire de *Boops boops* se rapproche de celle d'autres Sparidés côtiers, comme *Diplodus cervinus* (Bauchot et Hureau, 1990) et *O. melanura* (Pallaoro *et al.*, 2003). La majorité des Sparidés se nourrissent de proies benthiques, comme *D. annularis* (Rosecchi, 1987 ; Pita *et al.*, 2002 ; Derbal *et al.*, 2007), *D. vulgaris* (Rosecchi, 1987 ; Bradai *et al.*, 1998 ; Gonçalves et Erzini, 1998 ; Pallaoro *et al.*, 2006), *D. puntazzo* et *D. sargus* (Sala et Ballesteros, 1997 ; Bradai *et al.*, 1998 ; Figueiredo *et al.*, 2005), *Spondyllosoma cantharus* (Bradai *et al.*, 1998 ; Dulčić *et al.*, 2006), *Pagrus caeruleostictus* (Dia *et al.*, 2000) et *P. pagrus* (Castriota *et al.*, 2006). Toutefois, la composition du régime alimentaire de base de cette espèce diffère d'une région à une autre. Sur les côtes sénégalaises, *B. boops* préfère les Téléostéens et les Crustacés (présente étude), dans le golfe de Marseille (France), il préfère les Algues benthiques et les Copépodes (Bell et Harmelin- Vivien, 1983), alors que dans la baie de Kastela en Croatie, *B. boops* élargit son spectre alimentaire s'étend à d'autres proies macrozoobenthiques, comme les éponges et les tuniciers (Jukić, 1972). Bauchot (1987) et Bauchot et Hureau (1990) rapportent que *B. boops* est omnivore, mais aurait tendance à cibler les larves de Crustacés. L'analyse du régime alimentaire de *B. boops* des côtes sénégalaises ne montre pas une différence significative selon les sexes et les saisons, contrairement à ce que l'on observe sur les côtes algériennes où *B. boops* modifie son régime alimentaire en consommant plus de siphonophores au printemps. Cette période coïncide avec la période de reproduction de cette espèce sur les côtes algériennes (Dieuzeide *et al.*, 1955 ; Bensahla et Dalouche, 1995).

Le régime alimentaire de *C. taeniops* des côtes sénégalaises est essentiellement composé de : crustacés, téléostéens, mollusques, autres invertébrés indéterminés et débris végétaux. Les crustacés sont des proies préférentielles, les téléostéens des proies secondaires, les mollusques et les invertébrés des proies complémentaires et les débris végétaux des proies accidentelles. Notre étude a montré également une différence significative du régime alimentaire de *C. taeniops* entre les deux saisons ; la consommation de crustacés augmente pendant la saison froide tandis que celle des mollusques diminue considérablement.

Le régime alimentaire est variable chez les espèces de la famille des Serranidae. Chez *Epinephelus aeneus* en Côte d'Ivoire (Koassi *et al.*, 2010), il est composé uniquement de taxons animaux : mollusques, crustacés et poissons. Ceci permet de confirmer que c'est une espèce exclusivement carnivore. Ce résultat est en accord avec celui obtenu par Gracia-López(2005) des côtes espagnoles chez *E. aeneus*, espèce de la même famille que *C. taeniops*. Le spectre trophique de *E. aeneus* est peu varié (Gracia-López *et al.*, 2005) . Il a la capacité de chasser des proies nectobenthiques (poissons, céphalopodes), des invertébrés fouisseurs (bivalves, gastéropodes) et des crustacés (Koassi *et al.*, 2010). Sur les côtes ivoiriennes, *E. aeneus* préfère les poissons téléostéens parmi lesquels prédominent les carangidae et les serranidae, les crustacés constituent des proies secondaires (Koassi *et al.*, 2010). Dans les îles Cyclades, *E. aeneus* est un prédateur qui se nourrit principalement de poissons, de céphalopodes et de crustacés (Kyrtatos, 1982 ; Stergiou et Karpouzi, 2002). Cadenat (1954) montre que *E. aeneus*, sur les côtes ouest africaines, a un régime alimentaire composé essentiellement de poissons. A l'exception des brachyours, ces proies sont celles décrites chez *E. marginatus* des côtes Est de l'Algérie par Derbal et Kara (1996). En revanche, selon Derbal et Kara (2007), *E. costae* se nourrit principalement d'ascidies, secondairement de poissons téléostéens et accessoirement de macrophytes, de cnidaires anthozoaires et de mollusques. Les poissons restent les plus consommés quelle que soit la saison.

L'étude du régime alimentaire de *P. mediterraneus* des côtes sénégalaises montre que les crustacés sont des proies préférentielles, les téléostéens des proies secondaires ; les mollusques, les échinodermes et les détritus des proies complémentaires, les annélides, les cnidaires, les invertébrés, les tuniciers et les plathelminthes des proies accidentelles. Ce résultat est en accord avec celui obtenu par Gandega *et al.* (2009) sur les côtes mauritaniennes où le spectre alimentaire est composé principalement de crustacés. Les mollusques bivalves, les céphalopodes et les annélides sont considérés comme des proies complémentaires. Les mollusques gastéropodes, les téléostéens, les procordés et les crabes sont considérés comme

des proies complémentaires. Notre étude montre une différence significative suivant les saisons. Pendant la saison chaude, la quantité de crustacés ingérée par *P. mediterraneus* diminue en faveur de celle des téléostéens. On note également une différence significative du régime alimentaire de cette espèce sur les côtes mauritaniennes en fonction des saisons. Pendant la saison froide, on note que la diminution de la quantité des crustacés ingérée est compensée par la consommation des mollusques, des téléostéens, des annélides, des chordés et des crabes. La dominance des crustacés dans l'alimentation de *P. mediterraneus* pendant la saison de transition froide-chaude laisse penser que c'est pendant cette période où la température est en moyenne de 23,3°C que la biomasse maximale de zooplancton est rencontrée dans cette zone. L'absence de fortes canines (Fisher *et al.*, 1981) nécessaires au maintien et au broyage des aliments (Coudre, 2001) pourrait expliquer la pauvreté des contenus stomacaux en mollusques et autres proies à carapaces. Fehri-Bedoui et Gharbi en 2008 ont montré que les amphipodes constituent également des proies préférentielles, en particulier pendant l'automne, chez l'espèce *Pomadasys incisus*, de la même famille que *P. mediterraneus*. Par contre, Koné *et al.* (2007) ont montré que chez *Pomadasys jubilini*, il n'y a pas de différence significative de son régime alimentaire suivant les saisons. Ils expliquent cela par une absence de variations saisonnières des ressources alimentaires disponibles, et en déduit que celles du régime alimentaire des poissons, peuvent être négligeables.

C. Ultrastructure du spermatozoïde de *Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum*, *Labrifer* sp.

Le spermatozoïde mûr des Digènes étudiés (*Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum*, *labrifer* sp.) présentent deux axonèmes de type 9 + «1» des trepaxonemata (Ehlers, 1984), des microtubules corticaux parallèles entre eux et des granules de glycogène. Ces caractères sont communs à toutes les espèces de Digènes étudiées jusqu'à maintenant. Par contre, de nombreux autres caractères varient chez les Digènes en fonction des genres, des familles ou des superfamilles. Il s'agit dans le présent travail, des caractères de l'extrémité antérieure du spermatozoïde, notamment de l'extension antéro-latérale dense aux électrons, de des ornements extramembranaires, des microtubules corticaux, des corps épineux, des mitochondries et l'extrémité postérieure du spermatozoïde.

1. Extrémité antérieure du spermatozoïde

L'extrémité antérieure du spermatozoïde des Digènes est effilée, légèrement pointue (Justine, 1999 ; Levron *et al.*, 2004a ; Ndiaye *et al.*, 2003a, b ; Miquel *et al.*, 2006 ; Quilichini *et al.*, 2007b, 2010b) ou bifurquée (Bakhoun *et al.*, 2012a). Le spermatozoïde de *H. appendiculatus* (Dione *et al.*, 2016) s'est particularisé par la présence d'un renflement terminal, séparé du reste du gamète par une constriction transversale.

2. Extension antéro-latérale dense aux électrons

En coupes transversales, l'extrémité antérieure du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. présente un axonème associé à une extension antéro-latérale dense aux électrons située autour du deuxième axonème. Ceci est également le cas dans toutes les espèces de la super famille des Lepocreadioidea. Il s'agit de : *H. micracanthum* de la famille des Aephnidiogenidae (Bâ *et al.*, 2011), *Gyuliauchen* sp. et *Robphildollfusium fratum* de la famille des Gyuliauchenidae (Quilichini *et al.*, 2011b ; Bakhoun *et al.*, 2012), et *Hypocreadium caputvadum*, *Opechona bacillaris* et *Neomultitestis aspidogastriformis* de la famille des Lepocreadiidae (Kacem *et al.*, 2012 ; Ndiaye *et al.*, 2015b ; Bakhoun *et al.*, 2015c). Le matériel dense aux électrons de l'extension antéro-latérale pourrait être une caractéristique de la super famille des Lepocreadioidea (Bakhoun *et al.*, 2012).

3. Ornémentations extramembranaires et microtubules corticaux

Les ornémentations extramembranaires peuvent se présenter sous forme de filaments associés aux microtubules corticaux (Ndiaye *et al.*, 2014).

L'association "ornémentations extra membranaires-microtubules corticaux" a été rapportée dans la plupart des Digènes (Quilichini *et al.*, 2011b ; Bakhoun, 2012 et Bakhoun *et al.*, 2015c).

Pour le spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp., les ornémentations extramembranaires sont associées à 14 ou 15 microtubules corticaux, répartis en deux champs inégaux), comme chez *Hypocreadium caputvadum* (Kacem *et al.*, 2012). Par contre, chez les autres espèces de la super famille des Lepocreadioidea, ils ont été associés à 7 microtubules corticaux chez *H. micracanthum* (Bâ *et al.*, 2011), 12 chez *Gyiliauchen* sp. (Quilichini *et al.*, 2011b), 4 chez *Robphildollfusium fratum* (Bakhoun *et al.*, 2012), 13 chez *Opechona bacillaris* (Ndiaye *et al.*, 2015) et 14 à 17 chez *Neomultitestis aspidogastriformis* (Bakhoun *et al.*, 2015c).

Il est également intéressant de remarquer que les ornémentations extramembranaires non associées à des microtubules corticaux ont été décrites chez certaines espèces de Digènes, appartenant spécialement à trois familles : les Lecithasteridae (Quilichini *et al.*, 2010a), les Hemiuridae (Ndiaye *et al.*, 2012c, 2013b ; Dione *et al.*, 2016) et les Sclerodistomidae (Ndiaye *et al.*, 2013c). Ainsi, l'association ou non des ornémentations extramembranaires avec les microtubules corticaux pourrait constituer un caractère supplémentaire, utile pour mieux connaître la phylogénie des Digènes (Dione *et al.*, 2016).

Concernant le rôle des ornémentations extramembranaires, Justine et Mattei (1984b) ont rapporté que lors du processus de la fécondation, le spermatozoïde pénètre dans l'ovocyte par sa partie antérieure. Ainsi, compte tenu de l'emplacement antérieur des ornémentations extramembranaires dans le spermatozoïde, ils pensent qu'elles pourraient participer aux processus de fécondation. Toutefois, le véritable rôle des ornémentations extramembranaires reste inconnu et nécessite des études plus approfondies.

Les ornémentations extramembranaires peuvent présenter une répartition différenciée. En effet, elles peuvent recouvrir la quasi-totalité de l'extrémité antérieure du spermatozoïde (Ndiaye *et al.*, 2002 ; Ndiaye *et al.*, 2014 ; Bakhoun *et al.*, 2012 ; Quilichini *et al.*, 2009) ou alors se limiter uniquement la moitié de celle-ci (Seck *et al.*, 2007, 2008a ; Agostini *et al.*, 2005 ; Bakhoun *et al.*, 2012). Chez *H. appendiculatus*, nous avons montré qu'elles sont plus

abondantes autour de l'axonème 1 qu'autour de l'axonème 2. Dans cette étude, chez *H. appendiculatus*, nous avons pu mettre évidence, pour la première fois, dans le spermatozoïde des Digènes, la présence de microtubules de l'axonème 2 associés chacun, sur une courte longueur, à une petite ornementation externe.

Chez les Digènes, le nombre maximum de microtubules corticaux dans le spermatozoïde mûr varie de 0 et 73 (Tableau VIII).

Tableau VIII: Variation du nombre maximal de microtubules corticaux (NMMC) dans le spermatozoïde des Digènes.

Familles	Geres et espèces	NMMC	References
Aephnidiogenidae	<i>Holorchis micracanthum</i>	22	Présent travail
Apocreadiidae	<i>Neoapocreadium chabaudi</i>	19	Kacem <i>et al.</i> , 2010
Brachycoeliidae	<i>Brachycoelium salamandrae</i>	37	Bakhoun <i>et al.</i> , 2013
Cryptogonimidae	<i>Aphallus tubarium</i>	12	Foata <i>et al.</i> , 2011
	<i>Siphoderina elongata</i>	12	Quilichini <i>et al.</i> , 2009
	<i>Anisocoelium capitellatum</i>	20	Ternengo <i>et al.</i> , 2009
Deropristidae	<i>Deropristis inflata</i>	32	Foata <i>et al.</i> , 2007
Didymozoidae	<i>Didymocystis wedli</i>	0	Pamploa-Basilio <i>et al.</i> , 2001
	<i>Didymozoon sp</i>	0	Justine <i>et</i> Mattei, 1983
Echinostomatidae	<i>Echinostoma caproni</i>	45	Iomini <i>et</i> Justine, 1997b
Fasciolidae	<i>Fasciola gigantica</i>	44	Ndiaye <i>et al.</i> , 2004
	<i>Fasciola hepatica</i>	45	Ndiaye <i>et al.</i> , 2003
Fellodistematidae	<i>Pronoprymna ventricosa</i>	8	Quilichini <i>et al.</i> , 2007a
Hemiuridae	<i>Lecithocladium excisum</i>	8	Ndiaye <i>et al.</i> , 2012a
	<i>Parahemiurus merus</i>	5	Ndiaye <i>et al.</i> , 2013
	<i>Lecithochirium microstomum</i>	8	Ndiaye <i>et al.</i> , 2014
	<i>Lecithochirium musculus</i>	6	Ndiaye <i>et al.</i> , 2014
	<i>Hemiurus appendiculatus</i>	7	Présent travail
Heterophyidae	<i>Euryhormis squamula</i>	28	Bakhoun <i>et al.</i> , 2009a
Lecithasteridae	<i>Aponurus laguncula</i>	10	Quilichini <i>et al.</i> , 2010a
Lecithodendriidae	<i>Postorchigenes gymnesicus</i>	36	Gracenea <i>et al.</i> , 1997
Lepocreadiidae	<i>Labriifer sp.</i>	19	Présent travail
Mesometridae	<i>Eltia stossichianum</i>	44	Bakhoun <i>et al.</i> , 2012b
	<i>Wardula capitellata</i>	53	Bakhoun <i>et al.</i> , 2012a
Monorchidae	<i>Monorchis parvus</i>	25	Levron <i>et al.</i> , 2004a
Notocotylidae	<i>Notocotylus neyrai</i>	40	Ndiaye <i>et al.</i> , 2003a

NMMC = nombre maximal de microtubules corticaux

Tableau VIII: Variation du nombre maximal de microtubules corticaux (NMMC) dans le spermatozoïde des Digènes (suite et fin).

Familles	Genres et espèces	NMMC	References
Omphalometridae	<i>Rubenstrema exasperatum</i>	34	Bakhoun <i>et al.</i> , 2011c
Opecoelidae	<i>Opecoeloides furcatus</i>	12	Miquel <i>et al.</i> , 2000
	<i>Nicolla testiobliquum</i>	15	Quilichini <i>et al.</i> , 2007b
	<i>Poracanthium furcatum</i>	17	Levron <i>et al.</i> , 2004b
Opistholebetidae	<i>Heterolebes maculosus</i>	28	Quilichini <i>et al.</i> , 2010a
Paramphistomidae	<i>Diplodiscus subclavatus</i>	73	Bakhoun <i>et al.</i> , 2009a
Plagiorchiidae	<i>Enodiotrema reductum</i>	28	Ndiaye <i>et al.</i> , 2012b
Prosthogonimidae	<i>Mediogonimus jourdanei</i>	40	Bakhoun <i>et al.</i> , 2010
Zoogonidae	<i>Diphterostomum brusinae</i>	39	Levron <i>et al.</i> , 2004c

NMMC = nombre maximal de microtubules corticaux

4. Corps épineux

Les corps épineux apparaissent dans la zone ornementée du spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. Dans la plupart des Digènes où ces structures sont observées, ils se localisent dans la région antérieure du spermatozoïde et s'associent aux ornements extramembranaires, généralement dans la région mitochondriale. C'est le cas chez *Labrifer* sp. et chez d'autres espèces de Digènes (Levron *et al.*, 2004b; Quilichini *et al.*, 2007a, 2010b. Bakhoun *et al.*, 2011a, 2015; Foata *et al.*, 2012 ; Miquel *et al.*, 2013). Cependant, une exception a été signalée chez *Neoapocreadium chabaudi* (Kacem *et al.*, 2010) de la famille des Apocreadiidae où les corps épineux apparaissent dans la région postérieure de la région ornementée. A notre connaissance, dans la super famille des Lepocreadioidea, les corps épineux ont été observés chez quatre espèces, à savoir *Gyliauchen* sp., *Rophildollfusium fractum*, *Opechona bacillaris* et *Neomultitestis aspidogastriformis* (Quilichini *et al.*, 2011b ; Bakhoun *et al.*, 2012c, 2015 ; Ndiaye *et al.*, 2015a). Chez les autres espèces de Lepocreadioidea, telles que *H. micracanthum* de la famille des Aephnidiogenidae (Bâ *et al.*, 2011), *Hypocreadium caputvadum* de la famille des Lepocreadiidae (Kacem *et al.*, 2012) et *H. appendiculatus* (Dione *et al.*, 2016) de la famille des Hemiuridae, les corps épineux sont absents.

5. Mitochondries

Chez les Digènes est très difficile et parfois impossible de déterminer le nombre de mitochondries en utilisant des sections longitudinales de spermatozoïde. Plusieurs auteurs ont déterminé la présence de plus d'une mitochondrie par des interprétations logiques de nombreuses sections transversales. Ainsi, suivant les espèces, une, deux, ou trois mitochondries ont été rapportées chez les Digènes (Miquel *et al.*, 2006; Bâ *et al.*, 2011 ; Bakhoun *et al.*, 2011c; Bakhoun, 2012; Zhukova *et al.*, 2014 ; Dione *et al.*, 2016). On note la présence d'une seule mitochondrie chez *H. appendiculatus* et *H. micracanthum*. Le spermatozoïde mature de *Labrifer* sp. présente deux mitochondries avec la première qui se trouve dans la zone ornementée et la seconde dans la partie postérieure du spermatozoïde, du côté du noyau. Une disposition similaire des mitochondries avait été signalée chez d'autres Digènes, notamment chez trois espèces de la famille des Opecoelidae *Poracanthium furcatum*, *Nicolla testiobliquum*, et *N. wisniewskii* (Levron *et al.*, 2004b ; Quilichini *et al.*, 2007b, c), une espèce de la famille des Dicrocoeliidae *Dicrocoelium hospes* (Agostini *et al.*, 2005), une espèce de la famille des Troglotremitidae *Troglotrema acutum* (Miquel *et al.*, 2006), une espèce de la famille des Omphalometridae *Rubenstrema exasperatum* (Bakhoun

et al., 2011c), ou une espèce de la famille des Opisthorchiidae *Opisthorchis felineus* (Zhukova *et al.*, 2014). Dans la super famille des Lepocreadioidea, deux mitochondries ont été décrites dans le spermatozoïde de *R. fractum*, *H. caputvadum*, *O. bacillaris* et *N. aspidogastriformis* (Bakhoun *et al.*, 2012c., Kacem *et al.*, 2012. Ndiaye *et al.*, 2015b ; Bakhoun *et al.*, 2015c), alors que dans le reste des espèces une seule mitochondrie a été rapportée (Bâ *et al.*, 2011; Quilichini *et al.*, 2011b).

En plus de la variabilité du nombre de mitochondries, les auteurs ont décrit la morphologie particulière de certaines mitochondries, qui montrent une succession de renflements et des cordons. Une mitochondrie "moniliforme" a été signalée pour la première fois chez *H. micracanthum* (Bâ *et al.*, 2011) et puis chez *O. bacillaris* (Ndiaye *et al.*, 2015b). Ainsi, la variabilité du nombre de mitochondries et leurs morphologies pourraient être des caractères supplémentaires de comparaison entre les espèces de Digènes au niveau de la famille ou du genre.

6. Extrémité postérieure du spermatozoïde

La morphologie de l'extrémité postérieure du spermatozoïde est variable chez les Digènes. Quilichini *et al.* (2010b) ont proposé trois types d'extrémités postérieures du spermatozoïde (Figure 59) :

- **Le type 1** ou de type Opecoelidean, caractérisé par la disparition dans l'ordre de l'extrémité postérieure du seconde axonème, du noyau et des microtubules corticaux;
- **Le type 2** ou Fasciolidean, avec la disparition dans l'ordre des microtubules corticaux, de l'extrémité postérieure du seconde axonème, et de l'extrémité postérieure du noyau;
- **Le type 3** ou de type Cryptogonimidean, caractérisé par disparition dans l'ordre des microtubules corticaux, de l'extrémité postérieure du noyau et de l'extrémité postérieure du second axonème.

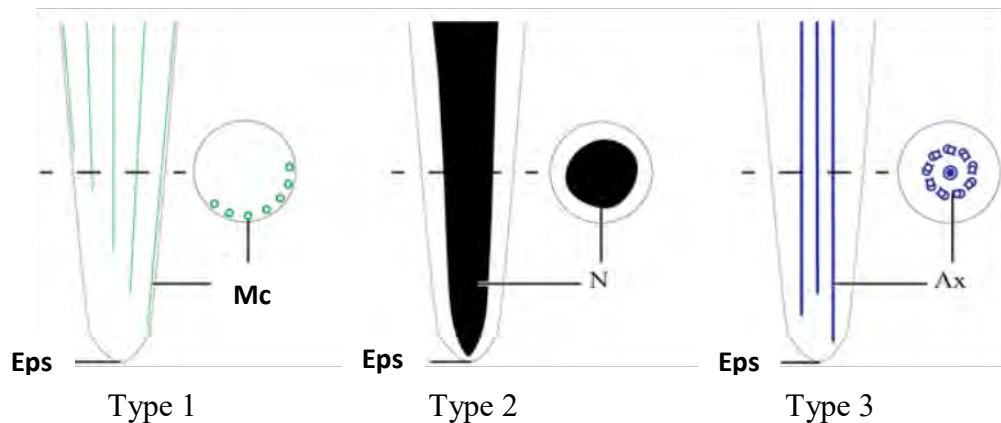


Figure 59: morphologie de l'extrémité postérieure du spermatozoïde chez les Digènes
Ax, axonème ; Eps, Extrémité postérieure du spermatozoïde ; Mc, microtubules corticaux ; N, noyau

Le spermatozoïde mûr de *Labrifer* sp. présente l'extrémité postérieure du spermatozoïde de type 1. En fait, ce type 1 n'a jamais été décrit jusqu'ici dans la super famille des Lepocreadioidea. Cependant, il a été décrit chez certaines espèces de la famille des Opecoelidae telles que *Helicometra epinepheli* (Quilichini *et al.*, 2011a). On note que ce sont 2 et 3 qui ont été décrits jusqu'ici dans la super famille des Lepocreadioidea. On retrouve le type 2 chez une espèce de la famille des Aephnidiogenidae *H. micracanthum* (Bâ *et al.*, 2011), 3 espèces de la famille des Lepocreadiidae *Neomultitestis aspidogastriformis* (Bakhoun *et al.*, 2015c), *Bianium plicitum* et *B. arabicum* (Quilichini *et al.*, 2015) et une espèce de la famille des Gyliachenidae *Robphildollfusium fractum* (Bakhoun *et al.*, 2012c). Le type 3 a été trouvé chez 2 espèces de la famille des Lepocreadiidae *Hypocreadum caputvadum* (Kacem *et al.*, 2012) et *Opechona bacillaris* (Ndiaye *et al.*, 2015b), chez une espèce de la famille des Gyliachenidae *Gyliachen sp* (Quilichini *et al.*, 2011b) et chez une espèce de la famille des Hemiuridae *H. appendiculatus* (Dione *et al.*, 2016).

Tableau IX: Caractères ultrastructuraux de l'extrémité postérieure du spermatozoïde des Digène de la super famille des Lepocreadiidea

Familles et espèces	Caractères ultrastructuraux			Types	Références
	N	MC	Ax 2		
Aephnidiogenidae					
<i>Holorchis micracanthum</i>	+	-	+	2	Présente étude
Lepocreadiidae					
<i>Neomultitestis aspidogastriformis</i>	+	-	-	2	Bakhoum et <i>al.</i> , 2015c
<i>Hypocreadum caputvadum</i>	-	-	+	3	Kacem et <i>al.</i> , 2012
<i>Opechona bacillaris</i>	-	-	+	3	Ndiaye et <i>al.</i> , 2015b
<i>Bianium plicatum</i>	+	-	-	2	Quilichini et <i>al.</i> , 2015
<i>Bianium arabicum</i>	+	-	-	2	Quilichini et <i>al.</i> , 2015
<i>Labrifer</i> sp.	-	+	-	1	Présente étude
Gyliauchenidae					
<i>Gyliauchen</i> sp	-	-	+	3	Quilichini et <i>al.</i> , 2011b
<i>Robphildollfusium fractum</i>	+	-	-	2	Bakhoum et <i>al.</i> , 2012c

+ = présence, - = absence, Ax2 = axonème 2, MC = microtubules corticaux, N = noyau.

7. Modèles des spermatozoïdes chez les Digènes

Les modèles du spermatozoïde des Digènes étudiés dans ce travail sont conformes à ceux proposés par Bakhoun (2012) en considérant les critères utilisés par celui-ci dans la réalisation de ces modèles (Figure 60). Ainsi, *H. micracanthum* et *Labrifer* sp. sont conformes au modèle 1 et *H. appendiculatus* au modèle 5 caractéristique des Hemiuriidae.

 9+1' des Trepaxonemata					 9+1' spécial	 9+0
2 champs de MC		1 champ de MC			Présence de MC	Absence de MC
 Mod 1	 Mod 2	 Mod 3	 Mod 4	 Mod 5	 Mod 6	 Mod 7

Figure 60: Différents modèles de spermatozoïdes observés chez les Digènes (D'après Bakhoun, 2012). Ax, axonème ; EAS, extrémité antérieure du spermatozoïde ; EL, expansion latérale ; EPS, extrémité postérieure du spermatozoïde ; M, mitochondrie (elle symbolise la présence d'au moins une mitochondrie chez les Digènes) ; MC, microtubules corticaux ; Mod, modèle de spermatozoïde ; N, noyau ; OE, ornementations extramembranaires ; RS : racine striée ; ?, Absence d'information.

CONCLUSION GENERALE ET PESPECTIVES

Notre étude a porté d'une part sur la biométrie et régime alimentaire) de trois espèces de poissons (*B. boops*, *C. taeniops* et *P. mediterraneus*) et d'autre part sur l'ultrastructure du spermatozoïde de trois espèces de Digènes (*Hemiurus appendiculatus*, *Holorchis micracanthum*, *labrifer* sp.) parasites de ces poissons. Au cours de notre travail, nous avons pu démontrer que le sex-ratio de *Boops boops* n'est pas significativement différent par rapport au résultat attendu. Contrairement à ceux de *P. mediterraneus* et de *C. taeniops* qui sont différents du rapport attendu. Il est en faveur des mâles chez *P. mediterraneus* et en faveur des femelles chez *C. taeniops*.

Les valeurs du coefficient allométrique ont montré que les femelles et les mâles de *B. boops*, ainsi que les mâles de *P. mediterraneus*, croissent plus rapidement en taille qu'en poids. Ils deviennent plus minces au cours de leur croissance en longueur. Cependant, les mâles et les femelles de *C. taeniops* et les femelles de *P. mediterraneus* croissent plus rapidement en poids qu'en taille donc, ils prennent de l'embonpoint au cours de leur croissance en longueur. La comparaison de la valeur de « b » chez *B. boops* au Sénégal et en Tunisie montre qu'elle est plus faible au Sénégal. Cette différence pourrait être due aux paramètres écologiques moins favorables pour l'espèce au Sénégal et à la forte pression de pêche. Pour *C. taeniops*, la valeur de « b » est très voisine de celle dans l'étude l'étude antérieure en Cote d'Ivoire. Concernant *P. mediterraneus*, on a noté une légère baisse de la valeur de « b » suivant les années. Cette valeur trouvée au Sénégal est inférieure à celle trouvée au Portugal. Cette faible valeur de « b » au Sénégal pourrait être liée aussi aux paramètres écologiques moins favorables pour l'espèce au Sénégal et à la forte pression de pêche.

Cette étude a montré que les valeurs moyennes mensuelles, du facteur de condition K, sont assez élevées pendant toute l'année pour *C. taeniops* et *B. boops*. Elles sont relativement faibles pour *P. mediterraneus*, avec un pic pendant le mois de mars. Ce mois constituerait la période de reproduction pour *P. mediterraneus*. Cette faible valeur de K pour *P. mediterraneus* serait l'une des causes de la rareté de ce poisson, à fort potentiel économique, sur les côtes sénégalaises. A cela, s'ajoute l'indisponibilité des ressources alimentaires caractéristiques des taux très élevés du coefficient de vacuité de cette espèce.

Dans ce travail, nous avons déterminé pour la première fois la taille de l'échantillon requise pour décrire le régime alimentaire chez *P. mediterraneus*, *B. boops* et *C. taeniops* à

partir de la courbe cumulative de diversité de Shannon-Weiner. Elle a été estimée à 125 ; 150 et 225 estomacs respectivement pour *B. boops*, *C. taeniops* et *P. mediterraneus*.

La voracité du prédateur *B. boops* a été confirmée par cette étude avec un coefficient de vacuité très faible. Contrairement à ceux de *C. taeniops* et *P. mediterraneus* qui sont très élevés.

Dans le régime alimentaire de *B. boops*, les Téléostéens sont des proies préférentielles, les Crustacés et les Mollusques sont des proies complémentaires, tandis que les Annélides sont des proies accidentelles. Le régime alimentaire chez *C. taeniops* des côtes sénégalaises est assez varié. Il est essentiellement composé de crustacés, de téléostéens, de mollusques, d'invertébrés et de débris végétaux. Les crustacés sont des proies préférentielles, les téléostéens sont des proies secondaires, les mollusques et les invertébrés sont des proies complémentaires, les débris végétaux sont des proies accidentelles. La présence de végétaux dans le régime alimentaire de *C. taeniops* nous pousse à le considérer comme un omnivore. Pour *P. mediterraneus* des côtes sénégalaises, l'étude du régime alimentaire montre que les Crustacés sont des proies préférentielles ; les Téléostéens sont des proies secondaires ; les Mollusques, les Echinodermes et les Détritiques sont des proies complémentaires ; les Annélides, les Cnidaires, les Invertébrés, les Tuniciers et les Plathelminthes sont des proies accidentelles.

Ainsi, pour comprendre véritablement les causes de la rareté de ces poissons, on doit élargir l'étude à la reproduction et à la croissance.

En outre, l'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *H. appendiculatus*, *H. micracanthum*, *labrifer* sp. a permis de retrouver le modèle général du spermatozoïde décrit chez les Digènes, caractérisé par la présence de deux axonèmes de type 9 + "1" des Trepaxonemata, un noyau, une ou des mitochondries, des microtubules corticaux et des ornements extramembranaires. Elle a permis de mettre en évidence pour la première fois :

- une mitochondrie moniliforme composée d'une corde mitochondriale avec des renflements mitochondriaux reliés entre eux chez *H. micracanthum* ;
- l'extrémité postérieure du spermatozoïde de type 1 chez *labrifer* sp. dans la super famille des Lepocreadioidea ;
- des microtubules de l'axonème 2 associés chacun, sur une courte longueur, à une petite ornementation externe chez *H. appendiculatus*.

Ainsi, nous pensons que la variabilité du nombre de mitochondries et leurs morphologies pourraient être des caractères supplémentaires de comparaison entre les espèces de Digènes au niveau de la famille ou du genre. De plus, le matériel dense aux électrons de l'extension antéro-latérale pourrait être une caractéristique de la super famille des Lepocreadioidea.

Pour mieux comprendre les causes de la rareté des poissons sur les côtes sénégalaises, nous souhaiterions étendre l'étude à la reproduction et à la croissance, mais aussi à d'autres espèces. Un suivi régulier des captures et de l'activité de pêche (effort de pêche) permettront aussi de mieux apprécier dans les années à venir, les effets de la pêche extensive sur la croissance de ces poissons à travers l'analyse des paramètres de la relation longueur-poids.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abowei J.F.N. & Davies O.A. (2010).** Some population parameters of *Claroetes laticeps* (Rupell, 1829) from the fresh water reaches of the lower river, Niger Delta, Nigeria. *American Journal Science Research*, 2: 15-19.
- Agostini S., Miquel J., Ndiaye P.I. & Marchand B. (2005).** *Dicrocoelium hospes* Looss, 1907 (Digenea, Dicrocoeliidae): spermiogenesis, mature spermatozoon and ultrastructural comparative study. *Parasitology Research*, 96: 38-48.
- Aljoshkina L.D. & Gayevskaya A.V. (1985).** Trematodes of fish from the Atlantic coast of Africa. *Biologicheskie Nauki*, 3 : 35-40.
- Ashour A.A., Garo K. & Gamil I.S. (2007).** Spermiogenesis in two paramphistomes from Nile fish in Egypt: an ultrastructural study. *Journal of Helminthology*, 81: 219-226.
- Ba A. (2012).** Biologie et écologie du requin à museau pointu (*Rhizoprionodon acutus*, Rüppell 1837) sur les côtes sénégalaises. *Thèse de doctorat*, Université Cheikh Anta DIOP de Dakar, 161 p.
- Ba A., Diop M.S., Diatta Y., Justine D. & Bâ C.T. (2013).** Diet of the milk shark, *Rhizoprionodon acutus* (Rüppell, 1837) (Chondrichthyes: Carcharhinidae), from the Senegalese coast. *Journal of Applied Ichthyology*, 29: 789-795.
- Bâ C.T., Ndiaye P.I., Dione A., Quilichini Y. & Marchand B. (2011).** Ultrastructure of the spermatozoon of *Holorchis micracanthum* (Digenea: Lepocreadiidae), an intestinal parasite of *Plectorhinchus mediterraneus* (Pisces, Teleostei) in Senegal. *Parasitology Research*, 109: 1099-1106.
- Bakhoun A.J.S. (2010).** Caracteres ultraestructurales de la reproducción en el trematodo *Mediogonimus jourdanei* : utilidad en la filogenia de los Trematodos. *Máster de Biodiversidad, Facultad de Biología, Universidad de Barcelona*, 29 p.
- Bakhoun A.J.S. (2012).** Contribution à la connaissance de l'ultrastructure de la spermiogenèse et du spermatozoïde des Digènes. *Thèse, Université de Barcelone, Espagne*, 297 p.
- Bakhoun A.J.S., Bâ C.T., Fournier-Chambrillon C., Torres J., Fournier P. & Miquel J. (2009).** Spermatozoon ultrastructure of *Euryhormis squamula* (Rudolphi, 1819) (Digenea, Opisthorchiodea, Heterophyidae), an intestinal parasite of *Mustela vison* (Carnivora, Mustelidae). *Review Ibero-latino Parasitology*, 1: 37-45.
- Bakhoun A.J.S., Bâ C.T., Shimalov V.V., Torres J. & Miquel J. (2011c).** Spermatological characters of the digenean *Rubensstrema exasperatum* (Rudolphi, 1819)

- (Plagiorchioidea, Omphalometridae). *Parasitology Research*, 108: 1283-1293.
- Bakhoun A.J.S., Bâ C.T., Torres J., Shimalov V.V. & Miquel J. (2009a).** Spermiogenesis of the digenean *Diplodiscus subclavatus* (Pallas, 1760) (Paramphistomoidea, Diplodiscidae), an intestinal parasite of the pool frog *Rana lessonae*. *Acta Parasitologica Portuguesa*, 16: 348-349.
- Bakhoun A.J.S., Ndiaye P.I., Bâ C.T. & Miquel J. (2012b).** Spermatological characteristics of *Elstia stossichianum* (Digenea, Mesometridae) from the intestine of the cow bream (*Sarpa salpa*) off Dakar, Senegal. *Journal of Helminthology*, 1-11.
- Bakhoun A.J.S., Ndiaye P.I., Sène A., Bâ C.T. & Miquel J. (2012a).** Spermiogenesis and ultrastructure of the spermatozoon of *Wardula capitellata* (Digenea, Mesometridae) an intestinal parasite of the sparid teleost *Sarpa salpa* in Senegal. *Acta Parasitologica*, 57: 34-45.
- Bakhoun A.J.S., Quilichini Y., Justine J.L., Bray R.A., Bâ C.T. & Marchand B. (2015c).** *Neomultitestis aspidogastriformis* Bray and Cribb, 2003 (Digenea, Lepocreadiidae): mature spermatozoon and sperm morphologies in the Lepocreadiidae. *Cell Biology International*, 39: 799-807.
- Bakhoun A.J.S., Sène A., Ndiaye P.I., Bâ C.T. & Miquel J. (2012c).** Spermiogenesis and the spermatozoon ultrastructure of *Robphildollfusium fractum* (Digenea: Gyliarchaeidae), an intestinal parasite of *Sarpa salpa* (Pisces: Teleostei). *Comptes Rendus Biologies*, 335: 435-444.
- Barry-Gérard M. (1994).** Migrations des poissons le long du littoral sénégalais. In : Barry-Gérard M. (ed.), Diouf T. (ed.), Fonteneau Alain (ed.). L'évaluation des ressources exploitables par la pêche artisanale sénégalaise : documents scientifiques présentés lors du symposium. In *Symposium sur L'Evaluation des Ressources Exploitablees par la Pêche Artisanale Sénégalaise, Dakar (SENEGAL)* (ORSTOM, ed.). Paris, 215-234.
- Bartoli P. (1987).** Caractères adaptatifs originaux des digènes intestinaux de *Sarpa salpa* (Teleostei, Sparidae) et leur interprétation en termes d'évolution. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 62: 542-576.
- Bauchot J.C., Hureau J.C., Nielson J., Tortones E. & Whitehead P.J.P. (1986).** Poissons de l'Atlantique du Nord-Est et de la Méditerranée, 2.
- Bauchot M.L. (1987).** Poissons osseux. In: Fiches FAO d'Identification pour les Besoins de la Pêche (Rev. 1), Méditerranée et mer Noire, Zone de pêche 37, Vol. 2 (Fischer W., Bauchot M-L. & M. Schneider, eds). CCE & FAO, 891-1421.

- Bauchot M.L. & Hureau J.C. (1990).** Sparidae. In: Checklist of the Fishes of the Eastern Tropical Atlantic, Vol. 2 (Quéro J.-C., Hureau J.-C., Karrer C., Post A. & L. Saldanha, eds), *Lisbon: JNICT, and Paris: SEI & UNESCO*, 790-812.
- Beaumont A. & Cassier P. (1978).** Les Plathelminthes. In : biologie animale des protozoaires aux métazoaires épithélioneuriens *Paris*, 145-182.
- Bell J.D. & Harmelin-Vivien M.L. (1983).** Fish fauna of French Mediterranean Posidonia oceanica sea grass meadows. 2. Feeding habits. *Téthys*, 11: 1-14.
- Bellemans M., Sagna A., Fischer W. & Scialabba N. (1988).** *Guide des ressources ichtyologiques de la Gambie. Éléments de pêche maritime : FAO.*
- Bensahla T. & Dalouche F. (1995).** Contribution à l'étude de la reproduction de *Boops boops* en baie d'Oran, Algérie. *Pelagos (NS)*: 23-27.
- Ben-Sale M.M. (1988).** Régime alimentaire de *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) et de *Trachurus mediterraneus* (Steindachner, 1868) (Poissons, Téléostéens, Carangidae) de la province atlantico-méditerranéenne. *Cybium*, 12: 247-253.
- Blache J., Cadenat J. & Stauch. (1970).** Clés de détermination des poissons de mer signalés dans l'Atlantique Oriental, Faune tropicale. (*ORSTOM*), *Paris*, 479 p.
- Blackwell B.G., Brown M.L. & Willis D.W. (2000).** Relative Weight (Wr) Status and Current Use in Fisheries Assessment and Management. *Reviews in Fisheries Science*, 8: 1-44.
- Bottari T., Micale V., Liguori M., Busalacchi R., Bonfiglio P. B. & Ragonese S. (2014).** The reproductive biology of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) (Teleostei: Sparidae) in the southern Tyrrhenian Sea (Central Mediterranean) *Cahier Biologie Marine*, 55: 281-292.
- Bradai M.N., Ghorbel M., Jarbaoui O. & Bouain A. (1998).** Régime alimentaire de *Spondyliosoma cantharus*, *Diplodus puntazzo* et *D. vulgaris* (Teleostei, Sparidae) dans le golfe de Gabès, Tunisie. *Rapport Communauté Internationale de la Mer Méditerranéenne*, 35: 380-381.
- Braga F.M.S. (1986).** Estudo entre o fator de condicao e relação peso/comprimento para alguns peixes marinhos. *Reviews Brasil Biology*, 46: 339-346.
- Bray R.A., Gibson D. I. & Jones A. (2008).** Keys to the Trematoda, *Volume 3. CABI Publishing and The Natural History Museum, London*, 824 p.
- Brulé T. & Rodriguez-Canché L.G. (1993).** Food habits of juvenile red groupers, *Epinephelus morio* (Valenciennes, 1828), from Campeche Bank, Yucatan, Mexico. *Bulletin of Marine Science*, 52(2): 772-779.
- Burton P.R. (1972).** Fine structure of the reproductive system of a frog lung-fluke. III. The

- spermatozoon and its differentiation. *Journal of Parasitology*, 58: 68-83.
- Cadenat J. (1954).** Note d'ichtyologie ouest-africaine. VII. Biologie. Régime alimentaire. *Bulletin de l'Institut Français pour l'Étude de l'Afrique*, série A, 16(2): 564-583.
- Caira J.N. & Littlewood D.T.J. (2001).** Worms, Platyhelminthes. In: (Eds) *Encyclopedia of Biodiversity*, 36: 151-157.
- Campana-Rouget Y. (1955).** Sur deux nouveaux genres de Spirurides parasites de Poissons. Discussion systématique des genres voisins. *Annale Parasite Paris*, 30 (4) : 346-362.
- Casanova J.C. (1993).** Análisis ecológico de las helmintofaunas de Mamíferos silvestres *Genetta genetta* (Linnaeus, 1758) (Carnivora: Viverridae), *Clethrionomys glareolus* Schreber, 1790 (Rodencia: Arvicolidae) y *Talpa occidentalis* Cabrera, 1907 (Insectivora: Talpidae). *Tesis doctoral, Facultad de Farmacia, Universidad de Barcelona*, 734 p.
- Castriota L., Finoia M.G., Campagnuolo S., Pipitone C. & Andaloro F. (2006).** Diet of juvenile *Pagrus pagrus* (Sparidae) from sandy bottoms of the southern Tyrrhenian Sea. *Cybius*, 30: 291-295.
- Champagnat C. & Domain F. (1978).** Migration des poissons demersaux le long des côtes ouest africaines de 10 à 24° de latitude Nord. *Cahier ORSTOM; Service Océanographique*, 16: 239-261.
- Cherif M., Zarrad R., Gharbi H., Missaout H. & Jarbout O. (2008).** Length-weight relationships for 11 fish species from the Gulf of Tunis (SW Mediterranean Sea, Tunisia). *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, 3: 1-5.
- Cortés E. (1997).** A critical review of methods of studying fish feeding based on analysis of stomach contents: application to elasmobranch fishes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 54: 726-738.
- Cortés E. (1998).** Methods of studying fish feeding: reply. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55: 2708.
- Cortés E. & Gruber S.H. (1990).** Diet, feeding habits, and estimates of daily ration of young lemon sharks, *Negaprion brevirostris* (Poey). *Copeia*, 204-218.
- Coudre C. (2001).** L'hétérodonie chez les Sparidae : Étude comparative de l'hétérodonie chez les Sparidae ; Construction d'un arbre phylogénétique par la méthode de parcimonie. *TER de Licence BOM* : 6 p.
- Dème-Gning I., Roy C. & Touré D. (1990).** Variabilité spatio-temporelle de la température, des nitrates et de la chlorophylle devant les côtes du Sénégal. *Centre de Recherches Océanographiques de Dakar-Thiaroye*, 21 p.

- Derbal F. & Kara H. (2008).** Composition du régime alimentaire du bogue *Boops boops* (Sparidae) dans le golfe d'Annaba (Algérie). *Cybium*, 2008, 32(4): 325-333.
- Derbal F. & Kara M.H. (1996).** Alimentation estivale du mérrou, *Epinephelus marginatus* (Serranidae), des côtes est algériennes. *Cybium*, 20(3): 295-301.
- Derbal F. & Kara M.H. (2006).** Régime alimentaire du sar tambour *Diplodus cervinus cervinus* (Sparidae) des côtes de l'est algérien. *Cybium*, 30: 161-170.
- Derbal F. & Kara M.H. (2007a).** Régime alimentaire de la badèche *Epinephelus costae* (Steindachner, 1875) (Serranidae) des côtes de l'Est algérien. In: *2nd Symposium on Mediterranean Groupers* (Francour P. & Gratiot J., eds), Nice, May 2007, 67-69.
- Derbal F., Nouacer S. & Kara M.H. (2007b).** Composition et variations du régime alimentaire du sparailon *Diplodus annularis* (Sparidae) du golfe d'Annaba (Est de l'Algérie). *Cybium*, 31: 443-450.
- Dia M., Ghorbel M., Bouain A. & Koné Y. (2000).** Régime alimentaire de *Pagrus caeruleostictus* (Sparidae) des côtes de Nouakchott (Mauritanie). *Cybium*, 24: 81-88.
- Diagne P.M. (2011).** Inventaire de l'helminthofaune de *Sarpa salpa* (Linnaeus, 1758) (Teleosteen : Sparidae) au niveau des côtes dakaroises (Sénégal). *Mémoire de master de Parasitologie, Université Cheikh Anta Diop de Dakar*, 32 p.
- Diagne P.M. (2016).** Systématique, ultrastructures, indices et associations parasitaires chez les Digènes (Plathelminthes, Trématode) parasites de poissons Téléostéens marins à Dakar (Sénégal). *Thèse de doctorat*, 144 p.
- Diallo M. (1989).** Le Sénégal. Géographie physique, humaine, économique. Etudes régionales. In *EDICEF* (éditeurs, P., ed.).
- Dieuzeide R., Novella M. & Rolland J. (1955).** Catalogue de poissons des côtes algériennes. *Bulletin des Travaux de la St ti ' Aquaculture et de Pêche de Castiglione*, n.s. 6: 1-384.
- Dione A. (2010).** Étude aux microscopies photonique et électronique à balayage de *Holorchis legendrei* dollfus, 1948 et *H. Micracanthum* Stossich, 1888 (Trématodes, Digènes), parasites de *Plectorhinchus mediterraneus* Guichenot, 1850 (poisson, téléostéen) au Sénégal. *Mémoire de D.E.A. de Biologie animale, Université Cheikh Anta Diop de Dakar*, 41 p.
- Dione A., Quilichini Y., Bâ C.T., Diagne P.M., Ndiaye P.I. & Marchand B. (2016).** Ultrastructural study of the spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* (Digenea, Hemiuroidea, Hemiuridae), a parasite of *Boops boops* (Pisces, Teleostei, Sparidae) off Senegal. *Tissue & Cell*, 48: 96-103.

- Domain F. (1976).** Les fonds de pêche du plateau continental Ouest-africain entre 17° nord et 12° nord. *Document Scientifique ORSTOM*, 23-61.
- Dulčić J. (2006).** Diet composition of young-of-the-year damselfish, *Chromis chromis* (Pomacentridae), from the eastern Adriatic Sea. *Cybium*, 31: 95-96.
- Dulčić J. (2007).** Diet composition of young-of-the-year damselfish, *Chromis chromis* (Pomacentridae), from the eastern Adriatic Sea. *Cybium*, 31: 95-96.
- Edah B.A., Akande A.O., Ayo-Olalusi C. & Olusola A. (2010).** Computed the wet weight-dry weight relationship of *Oreochromis niloticus* (Tilapia). *International Journal Food Safety*. 12, 109-116.
- Euzet L. & Maillard C. (1967).** Parasites de Poissons de mer ouest-africains récoltés par J. Cadenat, *Bulletin de l'Institut Français de l'Afrique Noire, série A*, 29 (4) : 1435-1493.
- Fao. (2012).** The state of world fisheries and aquaculture: *Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome*, 35 p.
- Fehri-Bedoui R. & Gharbi H. (2008).** Sex-ratio, reproduction and feeding habits of *Pomadourus incisus* (Haemulidae) in Gulf of Tunis (Tunisia). *Acta Adriatica*, 49(1): 5-19.
- Feliu C. (1980).** Contribución al conocimiento de la helmintofauna de micromamíferos ibéricos. Helmintos de Gliridae y Muridae (Rodentia). *Tesis Doctoral, Facultad de Farmacia, Universidad de Barcelona*, 556 p.
- Figueiredo M., Morato T., Barreiros J.P., Afonso P. & Santos R.S. (2005).** Feeding ecology of the white seabream, *Diplodus sargus*, and the ballan wrasse, *Labrus bergylta*, in the Azores. *Fisheries Research*, 75: 107-119.
- Fischer W., Bianchi G. & Scott W.B. (1981).** Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. Atlantique centre-est; zones de pêche 34, 47 (en partie). Canada Fonds de Dépôt. Ottawa, Ministère des Pêcheries et Océans Canada, en accord avec l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture, 1-7.
- Fischthal J.H. & Thomas J.D. (1972).** Digenetic trematodes of marine fishes from Senegal. *Bulletin de l'Institut Français de l'Afrique Noire*, 34: 292-322.
- Foata J., Quilichini Y., Greani S. & Marchand B. (2011).** Sperm ultrastructure of the digenean *Aphallus tubarium* (Rudolphi, 1819) Poche, 1926 (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Dentex dentex* (Pisces, Teleostei). *Tissue & Cell*, 44:15-21.

- Foata J., Quilichini Y., Greani S. & Marchand B. (2012).** Sperm ultrastructure of the digenean *Aphallus tubarium* (Rudolphi, 1819) Poche, 1926 (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Dentex dentex* (Pisces, Teleostei). *Tissue & Cell*, 44: 15-21.
- Foata J., Quilichini Y. & Marchand B. (2007).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Deropristis inflata* Molin, 1859 (Digenea, Deropristidae), a parasite of *Anguilla anguilla*. *Parasitology Research*, 101: 843-852.
- Franqueville C. & Fréon P. (1976).** Relations poids-longueurs des principales espèces de poissons marins du Sénégal. *Document scientifique, N° 60, CRODT/ISRA*.
- Gandéga C., Dia M. & Ghorbel M. (2009).** Régime alimentaire du diagramme gris *Plectorhynchus mediterraneus* (guichenot, 1850), (poisson, haemulidae) des côtes mauritaniennes. *Bulletin de 'Institut Nationale des Sciences et Techniques. Mer de Salammbo*. Volume 36. 2009.
- Gargouri Ben Abdallah L., Antar R. & Maamouri F. (2011).** Diversity of the digenean fauna in sparid fishes from the Lagoon of Bizerte in Tunisia. *Acta Parasitologica*, 56: 34-39.
- Gayevskaya A.V. & Aljoshkina L.D. (1983).** New data on the Trematodes from fishes of Atlantic coast of Africa. *Parazitologiya*, 17: 12-17.
- Gerlotto F., Stequert B. & Brugge W.J. (1979).** La pêche maritime en Afrique de l'Ouest : la pêche au Sénégal. *In la pêche maritime*, 1211 : 1-12.
- Gibson D.I., Jones A. & Bray R.A. (2002).** Class Trematoda Rudolphi, 1808. In: Jones, A., Bray, R.A., Gibson, D.I. (Eds), Key to the Trematoda. *CAB International and The Natural History Museum, London*, 2002, 1: 1-3.
- Golvan T.J. (1950).** Parasites de Poissons de mer ouest-africains récoltés par. J. Cadenat. VIII. Acanthocéphales. *Bulletin de l'Institut Français de l'Afrique Occidentale, série A*, 18 : 467-484.
- Gonçalves J.M.S. & Erzini K. (1998).** Feeding habits of the two-banded sea bream (*Diplodus vulgaris*) and the black sea bream (*Spondylus cantharus*) (Sparidae) from the southwest coast of Portugal. *Cybio*, 22: 245-254.

- Gracenea M., Ferrer J.R., González-Moreno O. & Trullols M. (1997).** Ultrastructural study of spermatogenesis and spermatozoon in *Postorchigenes gymnesicus* (Trematoda, Lecithodendriidae). *Journal of Morphology*, 234: 223-232.
- Gracia-López V. & Castelló-Orvay F. (2005).** Food habits of groupers *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) and *Epinephelus coaste* (Steindachner, 1878) in the Mediterranean Coast of Spain. *Hidrobiologica*, 15(1): 27-34.
- Harchouche K. (2006).** Contribution à la systématique du genre *Spicara*, écologie, biologie et exploitation de *Spicara maeana* (Poisson, Téléostéen) des côtes algériennes. *Thèse de doctorat, Université de Tébessa, Algérie*. 230 p.
- Harmelin J.G. (1987).** Structure de la variabilité de l'ichtyofaune d'une zone rocheuse protégée en Méditerranée (Parc national de Port-Cros, France). *Marine Ecology*, 8: 263-284.
- Hayes D.B., Brodziak J.K.T. & O'Gorman J.B. (1995).** Efficiency and bias of estimators and sampling designs for determining length-mass relationships of fish. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 52, 84-92.
- Heemstra P.C. & Randall J.E. (1993).** FAO species catalogue. Vol. 16. Groupers of the world. (Family Serranidae, Subfamily Epinephelinae). An annotated and illustrated catalogue of the grouper, rockcod, hind, coral grouper and lyretail species known to date. *FAO Fisheries Synopsis. No. 125, Vol. 16. Rome*, FAO 1993, 522 figs, 31 colour plates, 382 p.
- Iomini C. & Justine J.L. (1997b).** Spermiogenesis and spermatozoon of *Echinostoma caproni* (Platyhelminthes, Digenea): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Tissue & Cell*, 29: 107-118.
- Jamieson B.G.M. & Daddow L.M. (1982).** The ultrastructure of the spermatozoon of *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae, Digenea, Trematoda) and its phylogenetic significance. *International Journal for Parasitology*, 12: 547-559.
- Jones A., Bray R.A. & Gibson D.I. (2005).** Keys to the Trematoda, *Volume 2. CAB International Publishing and The Natural History Museum*, London, 585 p.
- Jukić S. (1972).** Nutrition of the hake (*Merluccius merluccius*), bogue *Boops boops*, striped mullet (*Mullus barbatus*) and Pandora (*Pagellus erythrinus*) in the bay of Kastela. *Acta Adriatica*, 14: 3-40.
- Justine J.L. (1985).** Étude ultrastructurale comparée de la spermiogenèse des Digènes et des Monogènes (Plathelminthes). Relations entre la morphologie du spermatozoïde, la biologie de la fécondation et la phylogénie. *Thèse de doctorat, Université de Tébessa, Algérie*. 113 p.

Techniques du Languedoc (Montpellier II), 230 p.

- Justine J.L. (1999).** Spermatozoa of Platyhelminthes: comparative ultrastructure, tubulin immunocytochemistry and nuclear labeling. In: Gagnon C (ed) *The male gamete: from basic science to clinical applications. Cache River, Vienna, Illinois*, 351-362.
- Justine J.L. & Mattei X. (1982a).** Étude ultrastructurale de la spermiogenèse et du spermatozoïde d'un Plathelminthe: *Gonapodasmius* (Trematoda: Didymozoidae). *Journal of Ultrastructure Research*, 79: 350-365.
- Justine J.L., Briand M.J. & Bray R.A. (2012).** A quick and simple method, usable in the field, for collecting parasites in suitable condition for both morphological and molecular studies. *Parasitology Research*, 111: 341-351.
- Justine J.L., Jamieson B.G. M. & Southgate V.R. (1993).** Homogeneity of sperm structure in six species of Schistosomes (Digenea, Platyhelminthes). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 68: 185-187.
- Justine J.L. & Mattei X. (1983).** A spermatozoon with two 9 + 0 axonemes in a parasitic flatworm, Didymozoon (Digenea: Didymozoidae). *J. Submicrosc. Cytol*, 15, 1101-1105.
- Justine J.L. & Mattei X. (1984b).** Ultrastructural observations on the spermatozoon, ovocyte and fertilization process in *Gonapodasmius*, a gonochoristic Trematode (Trematoda: Digenea: Didymozoidae). *Acta Zoologica (Stockholm)*, 65: 171-177.
- Kacem H., Bakhoun A.J.S., Neifar L. & Miquel J. (2010).** Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the digenean *Neopocreadium chabaudi* (Apocreadiidae), a parasite of *Balistes caprisus* (Pisces, Teleostei). *Parasitology International*, 59: 358-366.
- Kacem H., Bakhoun A.J.S., Torres J., Neifar L. & Miquel J. (2012).** Ultrastructural characters of the spermatozoon of the digenean *Hypocreadium caputvadum* Kacem et al., 2011 (Lepocreadiidae: Lepocreadiidae), an intestinal parasite of *Balistes caprisus* in Tunisia. *Comptes Rendus Biologies*, 335: 637-644.
- Kara A. & Bayhan B. (2008).** Length-weight and length-length relationships of the bogue *Boops boops* (Linnaeus, 1758) in Izmir Bay (Aegean Sea of Turkey). *Belgian Journal of Zoology*, 138: 154-157.
- Karachle P.K. & Stergiou K.I. (2008).** The effect of season and sex on trophic levels of marine fishes. *Journal of Fish Biology*, 72: 1463-1487.
- Khoury C. (1984).** Éthologies alimentaires de quelques espèces de poissons de l'herbier de posidonies du Parc national de Port-Cros. In: International Workshop *Posidonia*

- oceanica* Beds (Bourdouresque C.F., Jeudy De Grissac A. & J. Olivier, eds). *France: GIS Posidonie Publications*, 335-347.
- Koné T., Kouamelan E.P., Ouattara N.I. & Kicho A.V. (2007).** Régime alimentaire de *Pomadasy jubelini* (Pisces, Haemulidae) dans une lagune Ouest africaine (lagune Ebrié, Côte d'Ivoire). *Sciences & Nature*, 4: 65-73.
- Kouassi K.D., Konan N'D. & Diaha N'G.C. (2010a).** Régime alimentaire du mérrou blanc, *Epinephelus aeneus* (Serranidae), de la pêche artisanale en Côte d'Ivoire. *Cybiurn*, 2010, 34(3): 263-268.
- Kouassi K.D., Konan N. & Soro Y. (2010b).** Fréquence de taille et relation taille-poids des mérours (*Epinephelidae*) de la pêcherie artisanale maritime. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4: 757-769.
- Krebs C.J. (1989).** Ecological methodology. *Harper & Row, New York*, 745 pp.
- Kyrtatos N.A. (1982).** Investigation on fishing and biology of the most important fishes of the region around the Aegean Sea. Island of Tinos. *Thalassographica*, 5: 1-88.
- Lalèyè P.A. (1995).** Ecologie comparée de deux espèces de *Chrisichthys*, poissons siluriformes (Claroteidae) du complexe lagunaire lac Nokoué-lagune de Porto-Novo au Bénin. *Ph. D. Thesis in Sciences, Université de Liège (Belgique)*, 152 p.
- Langeron M. (1949a).** Précis de Microscopie. *Tome I. Masson & Cie, Paris*, 720 p.
- Langeron M. (1949b).** Précis de Microscopie. *Tome II. Masson & Cie, Paris*, 1430 p.
- Le Cren E.D. (1951).** The Length-weight Relationship and Seasonal cycle in Gonadal Weight and condition of Perch (*Perca fluviatilis*). *Journal of Animal Ecology*, 20: 201-219.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004a).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Monorchis parvus* Looss, 1902 (Digenea, Monorchidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*, 93: 102-110.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004b).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Poracanthium furcatum* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus surmuletus* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitologica*, 49: 190-200.
- Levron C., Ternengo S. & Marchand B. (2004c).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Diptherostomum brusinae* (Digenea, Zoogonidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*, 94, 147-154.
- Magnússon J. & Magnússon J.V.V. (1987).** ICEIDA/Cape Verde Islands Fisheries Project. Survey of demersal fish resources in the waters off Cape Verde Islands. IV. Report: summary of information on species. *Icelandic International Development Agency/Marine Research Institute*, 114 p.

- Mahfoudh M. (2005).** Les ressources de petits pélagiques en Mauritanie et dans la zone ouest africaine : Variabilité spatiale et temporelle, dynamique et diagnostic. *Thèse de Docteur 'E ti pé ri r Agronomique de Rennes, France (mention : Halieutique)*, 276 p.
- Marchand B. (2014).** Parasites et biodiversité : biologie et diversité des protistes et métazoaires parasites. *Editions Ellipses, Paris*, 308 p.
- Marković B.Z., Antunović J., Novoselec M. & Marković Ž. (2013).** Comparison of the exterior characteristics of the endangered sheep breeds in Montenegro and Republic of Croatia. In: *10th International Symposium Modern Trends in Livestock Production, October 2013, Beograd, Srbija*, 2-4.
- McElroy D.W., Wetherbee B.M., Mostello C.S., Lowe C.G., Crow G.L. & Wass R.C. (2006).** Food habits and ontogenetic changes in the diet of the sandbar shark, *Carcharhinus plumbeus*, in Hawaii. *Environnemental Biology of Fishes*, 76: 81-92.
- Micha J.C. (1973).** CTFT Parts: 110 pp. N.R.C. 1973. National Research Council: *National Academy of Science. Washington D.C.*, 78 p.
- Miquel J. (1993).** Contribución al conocimiento de la helmintofauna de los carnívoros silvestres de Cataluña. *Tesis Doctoral, Facultad de Farmacia, Universidad de Barcelona*, 737 p.
- Miquel J., Fournier-Chambrillon C., Fournier P. & Torres J. (2006).** Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the cranial digenean *Trogloitrema acutum* (Leuckart, 1842). *Journal of Parasitology*, 92: 441-453.
- Miquel J., Nourrisson C. & Marchand B. (2000).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Opecoeloides furcatus* (Trematoda, Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus barbatus* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*, 86: 301-310.
- Miquel J., Vilavella D., Świdorski Z., Shimalov V.V. & Torres J. (2013).** Spermatological characteristics of Pleurogenidae (Digenea) inferred from the ultrastructural study of *Pleurogenes claviger*, *Pleurogenoides medians* and *Prosotocus confusus*. *Parasite*, 20-28.
- Montoliu I. (1984).** Revisión de la biología y ecología de la familia Brachylaimidae Joyeux et Foley, 1930 (Trematoda: Digenea), en especial énfasis en las especies parásitas de Mamíferos. *Tesis Doctoral, Facultad de Biología, Universidad de Barcelona*, 660 p.
- Mouneimné N. (1981).** Remarques sur la relation longueur-poids et le facteur de condition chez les poissons. *Cybium*, 3^e série, 5 (4): 77-85.

- Moura T., Figueiredo I., Farias I., Serra-Pereira B., Neves A., Borges M.F. & Gordo L.S. (2008).** Ontogenetic dietary shift and feeding strategy of *Raja undulata* Lacepède, 1802 (Chondrichthyes: Rajidae) on the Portuguese continental shelf. *Scientia Marina*, 72: 311-318.
- Ndiaye P.I., Agostini S., Cortadellas N., Fons R., Feliu C., Miquel J. & Marchand B. (2003a).** Scanning and transmission electron microscopy of spermatozoon of *Fasciola hepatica* parasitizing natural Muridae reservoirs in Corsica. *Proceedings of the IX International Helminthological Symposium, Stara Lesna, Slovak Republic*, 29 p.
- Ndiaye P.I., Bakhoun A.J.S., Sène A., Diagne P.M. & Miquel J. (2015b).** The ultrastructural characters of the mature spermatozoon of *Opechona bacillaris* (Molin, 1859) (Digenea, Lepocreadiidae) a parasite of *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 (Scombridae) off the coast of Dakar (Senegal). *Acta Zoologica*, 0: 1-8
- Ndiaye P.I., Bakhoun A.J.S., Sène A. & Miquel J. (2013b).** Ultrastructure of the spermatozoon of *Parahemiurus merus* (Linton, 1910) (Digenea: Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 and *S. maderensis* (Lowe, 1838) (Teleostei: Clupeidae) in the Senegalese coast. *Zoologischer Anzeiger*, 152: 572-578.
- Ndiaye P.I., Diagne P.M., Sène A., Bakhoun A.J.S. & Miquel J. (2012a).** Ultrastructure of the spermatozoon of the digenean *Lecithocladium excisum* (Rudolphi, 1819) (Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of marine teleosts in Senegal. *Folia Parasitologica*, 59:173-8.
- Ndiaye P.I., Diagne P.M., Sène A., Bakhoun A.J.S. & Miquel J. (2012c).** Ultrastructure of the spermatozoon of the digenean *Lecithocladium excisum* (Rudolphi, 1819) (Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of marine teleosts in Senegal. *Folia Parasitologica*, 59: 173-178.
- Ndiaye P.I., Jordi T., Catarina E., Shimalov V.V. & Miquel J. (2015a).** Ultrastructure of the spermatozoon of the trematode *Notocotylus noyeri* (Digenea: Notocotylidae), a parasite of *Microtus arvalis* (Rodentia: Cricetidae). *Folia parasitologica*, 62: 1-8.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Bâ C.T. & Marchand B. (2004a).** Spermiogenesis and ultrastructure of the spermatozoon of the liver fluke *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856 (Digenea, Fasciolidae), a parasite of cattle in Senegal. *Journal of Parasitology*, 90: 30-40.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Bâ C.T., Feliu C. & Marchand B. (2002).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Scaphiostomum palaearticum* Mas-Coma, Esteban et Valero, 1986 (Trematoda, Digenea, Brachylaimidae). *Acta Parasitologica*, 47: 259-271.

- Ndiaye P.I., Miquel J., Bâ C.T. & Marchand B. (2004b).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of the liver fluke *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856 (Digenea, Fasciolidae), a parasite of cattle in Senegal. *Journal of Parasitology*, 90: 30-40.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Feliu C. & Marchand B. (2003a).** Ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa of *Notocotylus neyrai* González Castro, 1945 (Digenea, Notocotylidae), intestinal parasite of *Microtus agrestis* (Rodentia: Arvicolidae) in Spain. *Invertebrate Reproduction and Development*, 43: 105-115.
- Ndiaye P.I., Miquel J., Fons R. & Marchand B. (2003b).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of the liver fluke *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (Digenea, Fasciolidae): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Acta Parasitologica*, 48: 182-194.
- Ndiaye P.I., Quilichini Y., Sène A., Tkach V.V., Bâ C.T. & Marchand B. (2012b).** Ultrastructural study of the spermatozoon of the digenean *Enodiotrema reductum* Looss, 1901 (Platyhelminthes, Plagiorchioidea, Plagiorchiidae), parasite of the green turtle *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) in Senegal. *Parasitology Research*, 111: 859-864.
- Ndiaye P.I., Quilichini Y., Sène A., Bray R.A. Bâ C.T. & Marchand B. (2013c).** *Prosorhis palinurichthi* Kurochkin, Parukhin & Korotaeva, 1971 (Digenea, Sclerodistomidae): Ultrastructure of the mature spermatozoon. *Zoologischer Anzeiger* 252: 404-409.
- Ndiaye P.I., Quilichini Y., Sène A., Tkach V.V., Bâ C.T. & Marchand B. (2014).** Ultrastructural characters of the spermatozoa in Digeneans of the genus *Lecithochirium* Lühe, 1901 (Digenea, Hemiuridae), parasites of fishes: comparative study of *L. microstomum* and *L. musculus*. *Parasite*, 21-49.
- Nelson J.S. (2006).** Poisson du monde, John Wiley & Sons, 4-5 p.
- Nezelof C., Galle P. & Hinglais N. (1972).** Les examens de laboratoires: Techniques microscopiques. *Flammarion Médecine-Sciences*, 75 Paris 6^e, 287 p.
- Njinkoué J-M., Barnathan G., Miralles J., Gaydou E-M. & Samb A. (2002).** Lipids and fatty acids in muscle, liver and skin of three edible fish from the Senegalese coast: *Sardinella maderensis*, *Sardinella aurita* and *Cephalopholis taeniops*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 131: 395-402.
- Özvarol Y. & Gökoğlu M. (2015).** Length-weight relationship of *Hyporthodus haifensis* and *Mycteroperca rubra* (Pisces; Serranidae) from the North-Eastern Mediterranean Sea, Turkey. *Journal of Applied Ichthyology*, 31: 1165-1167.

- Pallaoro A., Jardas I. & Santic M. (2005).** Weight-length relationships for 11 chondrichthyan species in the eastern Adriatic Sea. *Cybium*, 29: 93-96.
- Pallaoro A., Šantić M. & Jardas I. (2003).** Feeding habits of the saddled bream *Oblada melanura* (Sparidae), in the Adriatic Sea. *Cybium*, 27: 261-268.
- Pallaoro A., Šantić M. & Jardas I. (2006).** Feeding habits of the common two-banded sea bream, *Diplodus vulgaris* (Sparidae), in the eastern Adriatic Sea. *Cybium*, 30: 19-25.
- Pamplona-Basilio M.C., Baptista-Farias M.F.D. & Kohn A. (2001).** Spermatogenesis and spermiogenesis in *Didymocystis wedli* Ariola, 1902 (Didymozoidae, Digenea). *Memoire Institut Oswaldo Cruz*, 96: 1153-1159.
- Parrish R.H., Bakun A., Husby D.M. & Nelson C.S. (1983).** Comparative climatology of selected environmental processes in relation to Eastern boundary current pelagic fish reproduction. In: Proceedings of the expert consultation to examine changes in abundance and species composition of neritic fish resources, C.D. Sharp, J.Csirke (eds), *FAO Fish Reproduction*, 291: (3)731-777.
- Pauly D. & Moreau J. (1997).** Méthodes pour l'Evaluation des Ressources Halieutiques, *Cépaduès- édition : Toulouse*, 288 p.
- Pearson J.C. (1992).** On the position of the digenean family Heronimidae: an inquiry into a cladistic classification of the Digenea. *Systematic Parasitology*, 21: 81-166.
- Pereira J.N., Simas A., Rosa A., Aranha A., Lino S., Constantino E., Monteiro V., Tariche O. & Menezes G. (2012).** Weight-length relationships for 27 demersal fish species caught off the Cape Verde archipelago (eastern North Atlantic). *Journal of Applied Ichthyology*, 28: 156-159.
- Pinkas L., Oliphant M.S. & Iverson I.L.K. (1971).** Food habits of albacore, blue fin tuna and bonito in California waters. *California Fish and Game* 152: 1-105.
- Pita C., Gamito S. & Erzini K. (2002).** Feeding habits of the gilthead seabream (*Sparus aurata*) from the Ria Formosa (southern Portugal) as compared to the black seabream (*Spondyllosoma cantharus*) and the annular seabream (*Diplodus annularis*). *Journal of Applied Ichthyology*, 18: 81-86.
- Quilichini Y., Ndiaye P.I., Sène A., Justine J-L., Bray R.A., Tkach V.V., Bâ C.T. & Marchand B. (2015).** Ultrastructural characters of the spermatozoa in Digeneans of the genus *Bianium* Stunkard, 1930 (Digenea, Lepocreadiidae) parasites of fishes: a comparative study of *Bianium plicatum* and *Bianium arabicum*. *Parasitology Research*, 114: 3747-3757.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2011a).** Sperm

- ultrastructure of *Helicometra epinepheli* (Platyhelminthes, Digenea, Opecoelidae), parasite of *Epinephelus fasciatus* (Pisces, Teleostei). *Histology and Histopathology*, 26: 1019-1028.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2011a).** Sperm ultrastructure of *Helicometra epinepheli* (Platyhelminthes, Digenea, Opecoelidae), parasite of *Epinephelus fasciatus* (Pisces, Teleostei). *Histology and Histopathology*, 26: 1019-1028.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2011b).** Spermatozoon ultrastructure of *Gyliauchen* sp. (Digenea: Gyliauchenidae), an intestinal parasite of *Siganus fuscescens* (Pisces: Teleostei). *Biological Bulletin*, 221: 197-205.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2010b).** Spermatozoon ultrastructure of *Apanurus laguncula* (Digenea: Iecithasteridae), a parasite of *Aluterus monoceros* (Pisces, teleostei). *Parasitology international*, 59: 22-28.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2009).** Sperm ultrastructure of the digenean *Siphoderina elongata* (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Nemipterus furcosus* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*, 105: 87-95.
- Quilichini Y., Foata J., Justine J-L., Bray R.A. & Marchand B. (2010a).** Ultrastructural study of the spermatozoon of *Heterolebes maculosus* (Digenea, Opistholebetidae), a parasite of the porcupinefish *Diodon hystrix* (Pisces, Teleostei). *Parasitology International*, 59: 427-434.
- Quilichini Y., Foata J. & Marchand B. (2007b).** Ultrastructural study of the spermatozoon of *Nicolla testiobliquum* (Digenea, Opecoelidae) parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces, Teleostei). *Parasitology Research*, 101: 1295-1301.
- Quilichini Y., Foata J., Orsini A. & Marchand B. (2007a).** Ultrastructural study of spermiogenesis and the spermatozoon of *Crepidostomum metoecus* (Digenea: Alloeocreadiidae), a parasite of *Salmo trutta* (Pisces: Teleostei). *Journal of Parasitology*, 93: 458-468.
- Quilichini Y., Foata J., Orsini A. & Marchand B. (2007c).** Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of *Nicolla wisniewskii* (Digenea: Opecoelidae), an intestinal parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces: Teleostei). *Journal of Parasitology*, 93: 469-478.
- Rees F.G. (1979).** The ultrastructure of the spermatozoon and spermiogenesis in *Cryptocotyle lingua* (Digenea: Heterophyidae). *International Journal for Parasitology*, 9: 405-419.

- Reynolds E.S. (1963).** The use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. *Journal of Cell Biology*, 17: 208-212.
- Ricker W.E. (1980).** Calcul et interprétation des statistiques biologiques des populations de poissons. *Bulletin de l'Institut des Pêches Maritimes*, 409 pp.
- Robinson R.D. & Halton D.W. (1982).** Fine structural observations on spermatogenesis in *Corrigia vitta* (Trematoda: Dicrocoeliidae). *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 68: 53-72.
- Rosecchi E. (1987).** Alimentation de *Diplodus annularis*, *D. sargus*, *D. vulgaris* et *Sparus aurata* (Pisces, Sparidae) dans le golfe du Lion et les lagunes littorales. *Revue des travaux de l'Institut des pêches maritimes*, 49: 125-141.
- Rosecchi E. & Nouaze Y. (1987).** Comparaison de cinq indices utilisés dans l'analyse des contenus stomacaux. *Revue des travaux de l'Institut des pêches maritimes*, 49: 111-123.
- Rossignol M. (1973).** Contribution à l'étude du complexe guinéen. *Centre ORSTOM de Cayenne*, 141 p.
- Saïdi B., Enajjar S., Bradaï M.N. & Bouaïn A. (2009).** Diet composition of smooth-hound shark, *Mustelus mustelus* (Linnaeus, 1758), in the Gulf of Gabès, southern Tunisia. *Journal of Applied Ichthyology*, 25: 113-118.
- Sala E. & Ballesteros E. (1997).** Partitioning of space and food resources by three fish of the genus *Diplodus* (Sparidae) in a Mediterranean rocky infralittoral ecosystem. *Marine Ecology Progress Series*, 152: 273-283.
- Sanchez-Carnero N., Ourens R., Pan M., Alvarez I., Samba I., Dione L., Aguete I. & Freire J. (2013).** Desarrollo de una estrategia para la gestión sostenible y desarrollo comunitario de la pesquería artesanal de Yoff, Península de Cabo Verde, Senegal. *A Coruña University*, 317 p.
- Šantić M., Jardas I. & Pallaoro A. (2003).** Feeding habits of Mediterranean horse mackerel *Trachurus mediterraneus* (Carangidae), in the Central Adriatic Sea. *Cybium*, 27: 247-253.
- Santos M.N., Gaspar M.B., Vasconcelos P. & Monteiro C.C. (2002).** Weight-length relationship for species of the Algarve Coast (Southern Portugal). *Fisheries Research*, 59: 289-295.
- Seck M.T., Marchand B. & Bâ C.T. (2007).** Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Paramphistomum microbothrium* (Fischöeder 1901; Digenea, Paramphistomidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. *Parasitology Research*, 101: 259-268.
- Seck M.T., Marchand B. & Bâ C.T. (2008a).** Spermiogenesis and sperm ultrastructure of

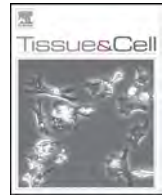
- Carmyerius endopapillatus* (Digenea, Gastrothylacidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. *Acta Parasitologica*, 53: 9-18.
- Sène E.D. (2009).** Etude systématique de quelques Cestodes Tetraphyllidea et Trypanorhynchidea parasites des sélaciens au Sénégal. *Mémoire de DEA*, 53 p.
- Seret B. & Opic P. (1981).** Poissons des mers de l'Ouest Africain Tropical. (*ORSTOM, Paris*), 452 p.
- Silveira M. & Porter K. (1964).** The spermatozooids of Flatworms and their microtubular systems. *Protoplasma*, 59: 240-264.
- Stergiou K.I. & Karpouzi V.S. (2002).** Feeding habits and trophic levels of Mediterranean fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 11(3): 217-254.
- Ternengo S., Quilichini Y., Katharios P. & Marchand B. (2009).** Sperm ultrastructure of the gall bladder fluke *Anisocoelium capitellatum* (Digenea: Cryptogonimidae), a parasite of *Uranoscopus scaber* (Pisces: Uranoscopidae). *Parasitology Research*, 104: 801-807.
- Ternengo S., Quilichini Y., Katharios P. & Marchand B. (2009).** Sperm ultrastructure of the gall bladder fluke *Anisocoelium capitellatum* (Digenea: Cryptogonimidae), a parasite of *Uranoscopus scaber* (Pisces: Uranoscopidae). *Parasitology Research*, 104: 801-807.
- Tesch F.W. (1971).** Age and growth. In: Methods for assessment of reproduction in fresh waters. W. E. Ricker (Ed). *Blackwell Scientific® Publications, Oxford*, 98-130.
- Thiéry J.P. (1967).** Mise en évidence des polysaccharides sur coupes fines en microscopie électronique. *Journal de Microscopie*, 6: 987-1018.
- Vassiliades G. (1982).** Helminthes parasites des Poissons de mer des côtes du Sénégal. *Bulletin de l'Institut Français de l'Afrique, T. 44, série. Annale*, N°8, 1-2.
- Williams J.E. (2000).** The coefficient of condition of fish. Chapter 13. In: Manual of Fisheries Survey Methods II: with periodic updates. Schneider, J.C. (ed.). Michigan Department of Natural Resources. *Fisheries Special Report Annale Arbors*, 25 p.
- Yang M.Y., Dong H.F. & Jiang M.S. (2003).** Ultrastructural observation of spermatozoa and fertilization in *Schistosoma japonicum*. *Acta Tropica*, 85: 63-70.
- Zhukova M.V., Mordvinov V.A. & Kiseleva E. (2014).** Ultrastructure of spermatozoa in the seminal receptacle of the liver fluke *Opisthorchis felineus* (Rivolta, 1884). *Parasitology Research*, 113: 1093-1101.

REFERENCES INTERNET

<http://www.ecomaritime.gouv.sn>

<http://www.fishbase.org>

ANNEXES



Ultrastructural study of the spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* (Digenea, Hemiuroidea, Hemiuridae), a parasite of *Boops boops* (Pisces, Teleostei, Sparidae) off Senegal

Ayatoulaye Dione^a, Yann Quilichini^{b,*}, Cheikh Tidiane Bâ^a, Papa Mbagnick Diagne^a, Papa Ibnou Ndiaye^a, Bernard Marchand^b

^a Laboratory of Evolutionary Biology, Ecology and Management of Ecosystems, Faculty of Sciences and Techniques, Cheikh Anta Diop University of Dakar, BP 5055, Dakar, Senegal

^b UMR 6134-SPE, CNRS – Università di Corsica, SERME Service d'Étude et de Recherche en Microscopie Electronique, Campus Grimaldi, 20250, Corte, Corsica, France

ARTICLE INFO

Article history:

Received 2 November 2015

Received in revised form 22 January 2016

Accepted 23 January 2016

Available online 12 February 2016

Keywords:

Boops boops

Digenea

Hemiuridae

Hemiurus appendiculatus

Spermatozoon

Ultrastructure

ABSTRACT

The mature spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* exhibits the general pattern described in most of the digenean namely, two axonemes of the 9 + “1” pattern of the Trepaxonemata, a nucleus, a filiform mitochondrion, external ornamentations of the plasma membrane and parallel cortical microtubules located on one side of the spermatozoon. In this study, we show for the second time in a digenean spermatozoon the presence of microtubules of the second axoneme associated each in a short length with an external ornamentation, seven cortical microtubules, a terminal bulge in the anterior spermatozoon extremity separate from the remainder of the spermatozoon by a transverse constriction and the simultaneous presence of the external ornamentation of the plasma membrane with a filamentous ornamentation. The external ornamentations have a differentiated distribution, cover almost the anterior region of the spermatozoon, are more abundant around the first axoneme and extend backwards over a short distance around the second axoneme. This study also allowed us to reveal for the first time the existence in the Hemiuroidea of an axoneme that begins to disrupt before reaching the front end of the mitochondrion.

© 2016 Elsevier Ltd. All rights reserved.

1. Introduction

Among the digeneans, many ultrastructural studies of spermiogenesis and/or the spermatozoon have already been carried out (Bakhoum et al., 2012; Justine, 1995, 2001; Levron et al., 2003; Ndiaye et al., 2014). To our knowledge, ultrastructural studies of spermiogenesis and/or the mature spermatozoon are available only in nine Hemiuroid species belonging to four distinctive families. These are the Didymozoids: *Didymocystis* sp. (Pamplona-Basilio et al., 2001), *Didymozoon* sp. (Justine and Mattei, 1983, 1984) and *Gonapodasmius* sp. (Justine and Mattei, 1982), the Sclerodistomid: *Prosorthis ghanensis* (Justine, 1995), the Lecithasterid: *Aponurus laguncula* (Quilichini et al., 2010a) and the Hemiurids *Lecithocladium excisum* (Ndiaye et al., 2012a), *Parahemiurus merus*

(Ndiaye et al., 2013), *Lecithochirium microstomum* and *Lecithochirium musculus* (Ndiaye et al., 2014). The present study provides ultrastructural organisation of the mature spermatozoon in a fourth hemiurid genus namely *Hemiurus appendiculatus*. In addition to our contribution towards increasing spermatological data in Digenea, we also compare the morphology of the mature spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* to that of other digenean species especially, those belonging to the Hemiuroidea.

2. Materials and methods

Adult specimens of *H. appendiculatus* (Rudolphi, 1802) were gathered from the intestine of the marine fish *Boops boops* Linnaeus, 1758 and kept alive in a 9% NaCl solution. Then, they were fixed in cold (4 °C) 2.5% glutaraldehyde in a 0.1 M sodium cacodylate buffer at pH 7.2.

For scanning electron microscopy, samples were dehydrated through a graded acetone series (30%, 50%, 75%, 90% and 100%), critical point dried and sputter coated with gold/palladium. Finally,

* Corresponding author at: CNRS – Université de Corse, UMR SPE 6134, Campus Grimaldi, BP 52, 20250 Corte, France. Tel.: +33 495 450 006.

E-mail address: quilichini@univ-corse.fr (Y. Quilichini).

they were examined under a HITACHI S-3400-N scanning electron microscope operated at an accelerating voltage of 20 kV.

For transmission electron microscopy, specimens were post-fixed in cold (4 °C) 1% osmium tetroxide in 0.1 M sodium cacodylate buffer for 1 h, dehydrated in ethanol and propylene oxide series, embedded in Spurr resin and polymerized at 60 °C for 24 h. Ultra-thin sections were cut on the Ultramicrotome (Power Tome PC, RMC Boeckeler®), placed on 200 and 300 mesh copper grids and stained with uranyl acetate and lead citrate following Reynolds (1963) methodology. Other sections placed on gold grids were processed with periodic acid, thiocarbohydrazide and silver proteinate to reveal the presence of glycogen according to Thiéry's (1967) methodology (Thiéry, 1967).

All grids were examined in a Hitachi H-7650 transmission electron microscope operated at 80 kV, in the Service of Study and Research in Electron Microscopy of the University of Corsica (Corte, France).

3. Results

On the spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* we were able to distinguish three regions (I–III) from front to back exhibiting distinctive ultrastructural characters.

3.1. Region I

(Fig. 1–8 and 25I) corresponds to the anterior extremity of the spermatozoon. It is characterized by the presence of a terminal bulge which is separated from the remainder of the spermatozoon by a transversal constriction (Figs. 1 and 2). Cross-sections show the simultaneous presence of the filamentous ornamentation (FEo) and the external ornamentation of the plasma membrane (Eo), the gradual formation of the first and the second axonemes, the presence of a single cortical microtubule (Fig. 8) and external ornamentations of the plasma membrane (Figs. 2–8). The latter have a differential morphology and distribution of type 1 and type 2. The external ornamentation of the type 1 covers almost the entire anterior region of the spermatozoon and is more abundant surrounds axoneme. On the other side, before the beginning of the second axoneme, each external ornamentation of the plasma membrane is associated in a short distance with a cortical microtubule (Figs. 3 and 4). At that level, anterior extremities of the two axonemes consist of singlets and doublets with or without a central element (Figs. 5 and 6).

3.2. Region II

(Figs. 9–14, Figs. 23, 24 and 25 II) corresponds to the middle region of the spermatozoon. It exhibits two axonemes of the 9 + “1” pattern, flagellar attachment zones (Figs. 9–14), glycogen granules (Figs. 23 and 24), a filiform and roughly round-sectioned nucleus (Figs. 12–14) the front of which exceeds that of the mitochondrion (Figs. 14 and 25II) and 1 to 7 cortical microtubules parallel to each other (Figs. 9–14). In the posterior part of this region, the first axoneme disorganizes progressively (Figs. 13 and 14).

3.3. Region III

(Figs. 15–22 and Figs. 15–22 and 25 III) is the posterior part of the spermatozoon. It contains the second axoneme (Figs. 15–18), a filiform and round-sectioned nucleus (Figs. 15–21 and Figs. 15–21 and 25), a mitochondrion (Fig. 15 and Fig. 15 and 25 III) and glycogen granules (Figs 23 to 25 III). It is characterized by a progressive decrease of the number of cortical microtubules (Figs. 15–17) and a disorganization of the second

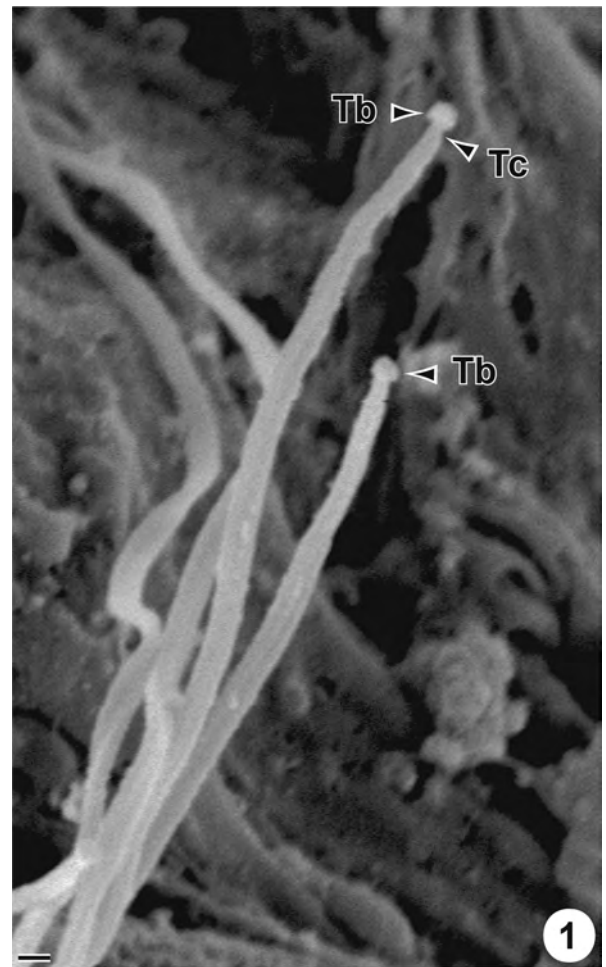


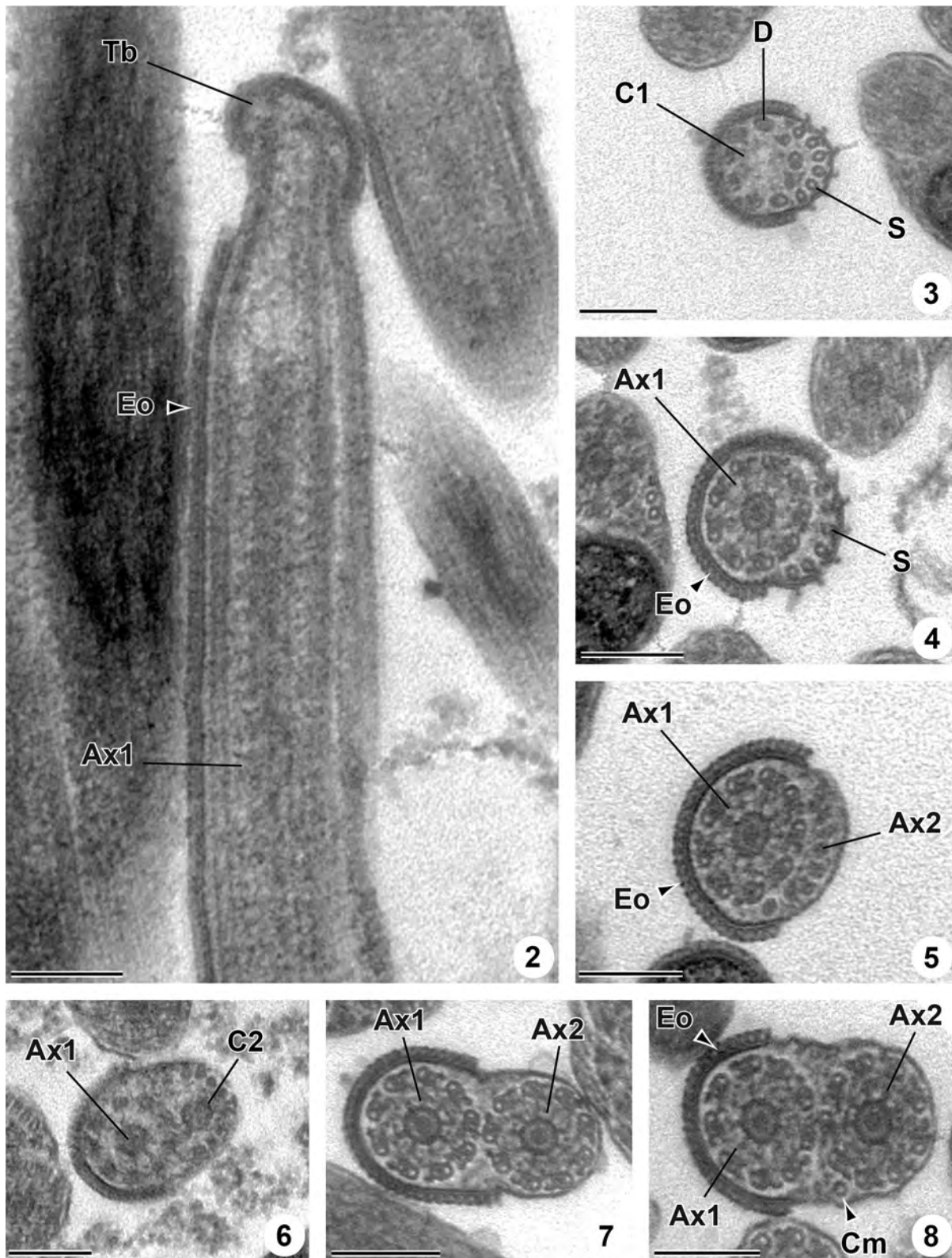
Fig. 1. Two anterior extremities of mature *Hemiurus appendiculatus* spermatozoon showing each a terminal bulge (Tb). This is separated from the remainder of the spermatozoon by a transversal constriction (Tc). Bar = 0.2 μm.

axoneme (Figs. 19–22 and Figs 19–22 and 25 III). The central element of the second axoneme disappears first, replaced by the nucleus (Figs. 19–21 and Figs 19–21 and 25 III), then, its doublets become singlets (Fig. 22).

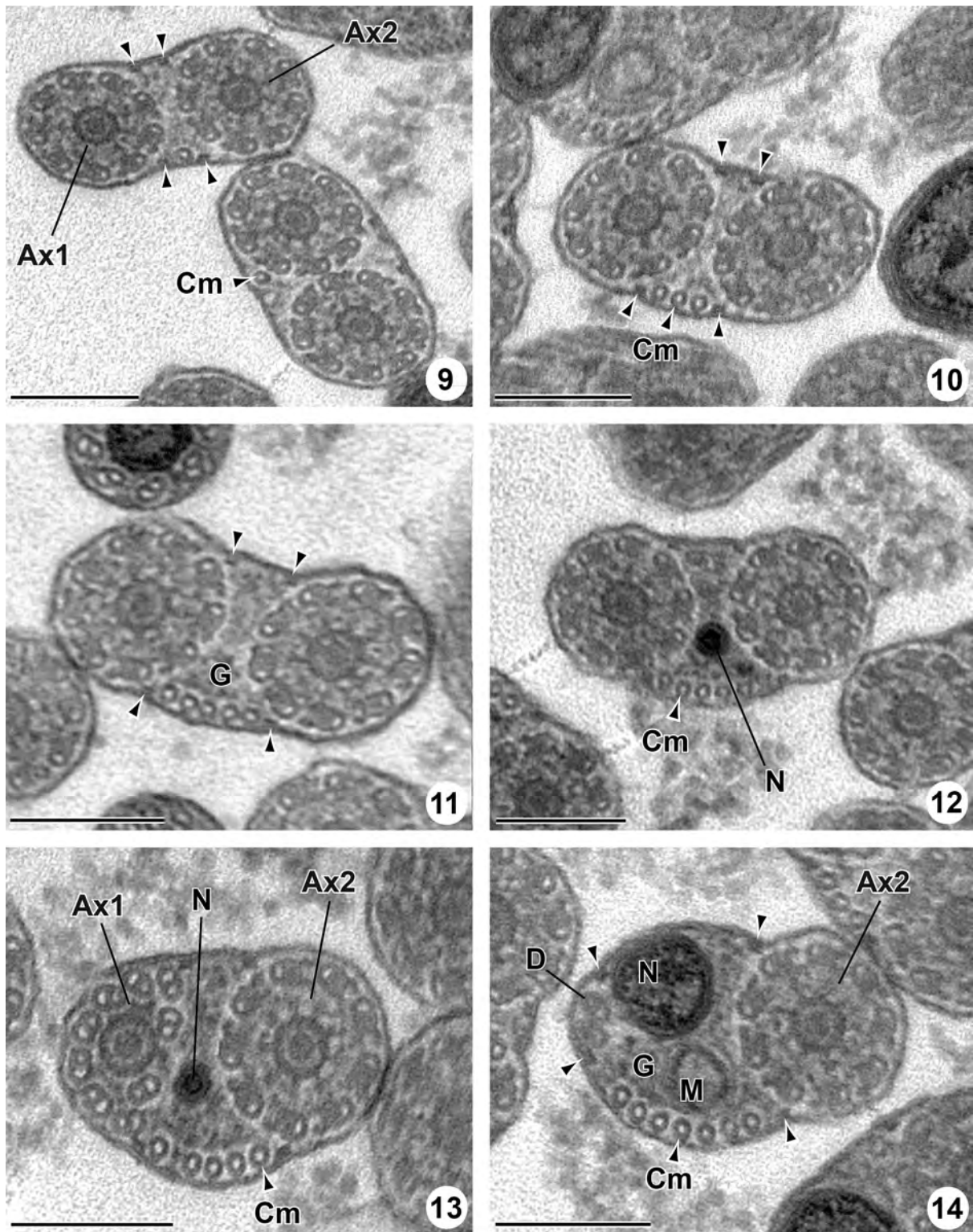
4. Discussion

The anterior extremity of the Digenea spermatozoon described up to date is slightly tapered (Ndiaye et al., 2003a, Ndiaye et al., 2003b; Miquel et al., 2006; Quilichini et al., 2007b, 2010b) or bifurcated (Bakhoum et al., 2012). The spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* is distinguished by the presence of a bulge, separated from the remainder of the spermatozoon by a transversal constriction.

External ornamentations have been reported in the anterior region of the spermatozoon of many species of the digeneans (Jamieson and Daddow, 1982; Iomini and Justine, 1997; Baptista-Farias et al., 2001; Ndiaye et al., 2002; Levron et al., 2004a, Levron et al., 2004b; Seck et al., 2008a, Seck et al., 2008b; Bakhoum et al., 2009; Quilichini et al., 2009, 2010a). To our knowledge, in the Hemiuridae, they have been reported only in *Lecithocladium excisum*, (Ndiaye et al., 2012a), *Parahemiurus merus*, (Ndiaye et al., 2013), *Lecithochirium microstomum* and *Lecithochirium musculus* (Ndiaye et al., 2014). In this work, we were able to highlight their presence in a fifth species of Hemiuridae. However aparticularity of the spermatozoon is also the simultaneous presence of the



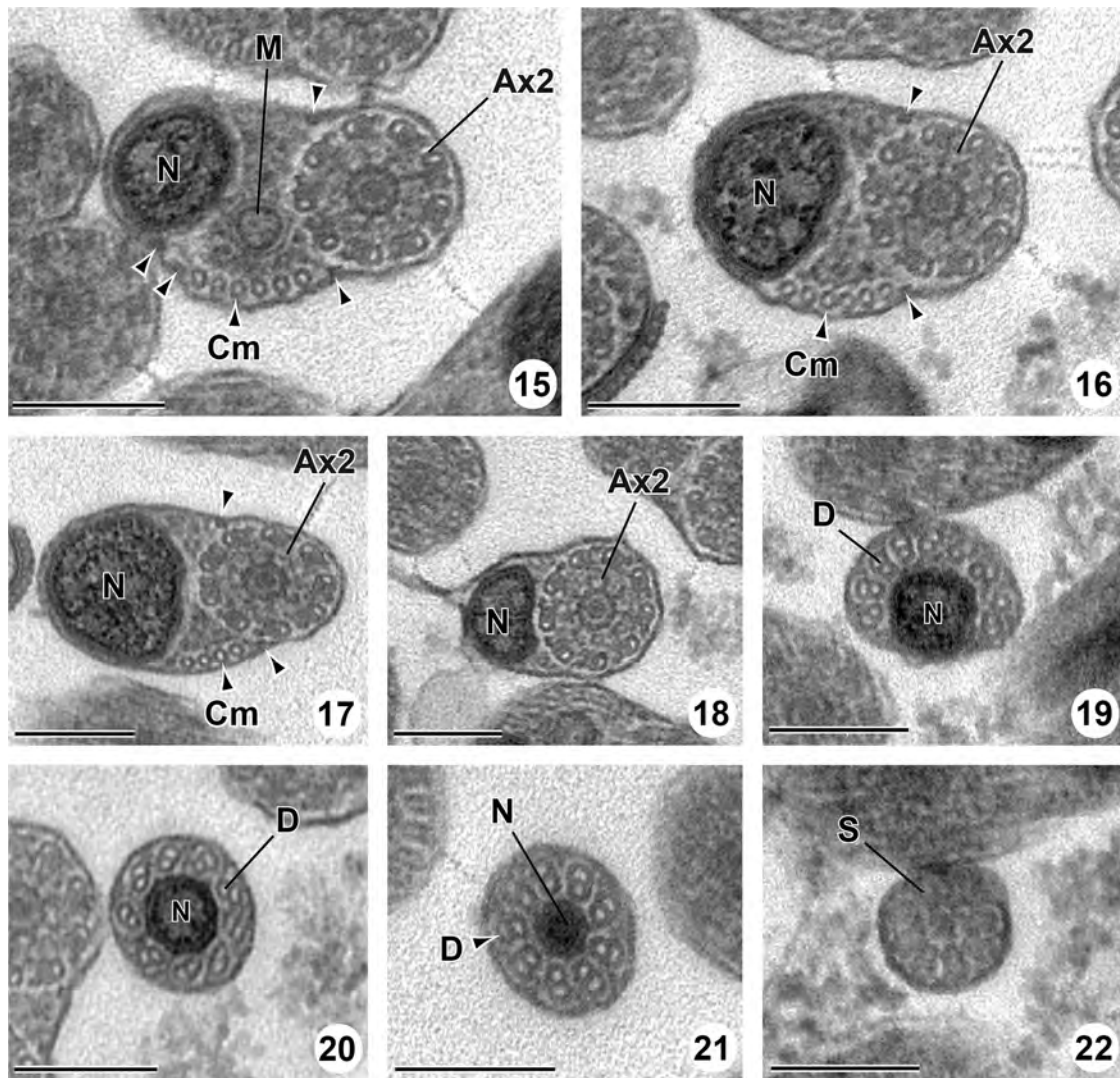
Figs. 2–8. Anterior extremity of the mature *H. appendiculatus* spermatozoon. (Fig. 2) Longitudinal section of the anterior extremity. (Figs. 3–7) Cross-sections of the anterior extremity showing the progressive formation of axonemes 1 and 2 and the presence of external ornamentations. (Fig. 3) The axoneme 1 consists essentially of doublets. On the other hand, the axoneme 2 is represented by six singlets which are each associated with an external ornamentation. Note the differential distribution of external ornamentations. These are more abundant around the axoneme 1. (Fig. 4) The axoneme 1 is fully formed. The axoneme 2 is still represented by six singlets associated with an external ornamentation. (Fig. 5) The axoneme 1 is surrounded by numerous external ornamentations. The singlets of the axoneme 2 are not surrounded by external ornamentation. (Fig. 6) Presence of a central element in the second centriole. (Fig. 7) The axoneme 2 is fully formed. (Fig. 8) Presence of a single cortical microtubule. Ax1, axoneme 1; Ax2, axoneme 2; C1, Centriole 1; C2, Centriole 2; Cm, Cortical microtubule; D, Doublets; Eo, external ornamentation; S, Singlet; Tb, Terminal bulge; Tc, Transversal constriction. Bar = 0.2 μ m.



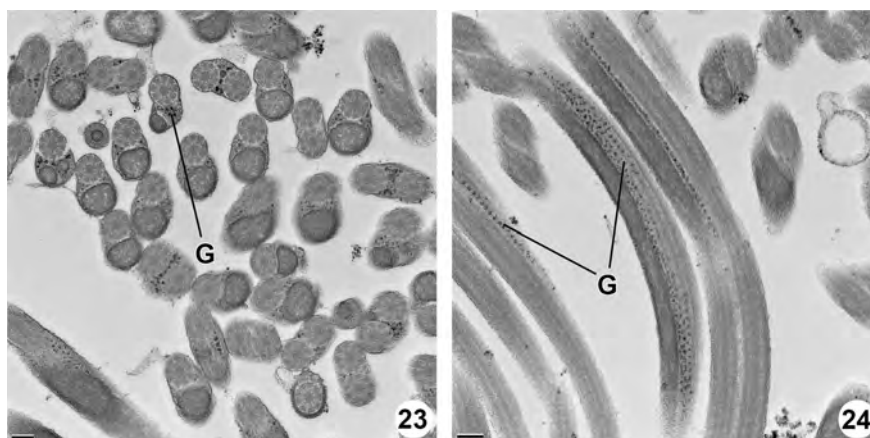
Figs. 9–14. Middle region of the mature *H. appendiculatus* spermatozoon. (Fig. 9) Presence of only one cortical microtubule after the posterior part of the ornamented area. At this level, there are any external ornamentations. (Fig. 10) Presence of three cortical microtubules. (Fig. 11) Presence of five cortical microtubules. (Fig. 12) Presence of a nucleus in addition to five cortical microtubules. (Fig. 13) Beginning of the disorganization of the axoneme 1. (Fig. 14) Presence of seven cortical microtubules and a mitochondrion. Arrowheads indicate attachment zone. Ax1, axoneme 1; Ax2, axoneme 2; Cm, cortical microtubules; D, Doublet; G, glycogen granule; M, mitochondrion; N, nucleus. Bar = 0.2 μm .

filamentous ornamentation and the external ornamentation of the plasma membrane. This character is described up to day only in *Lecithochirium microstomum*, another species of Hemiuridae (Ndiaye et al., 2014). The external ornamentations have a

differentiated distribution. They can cover almost all the anterior extremity of the spermatozoon (Ndiaye et al., 2014) or cover half of its anterior extremity (Agostini et al., 2005; Seck et al., 2007). In our study, we show for the first time the presence of external



Figs. 15–22. Posterior extremity of the mature *H. appendiculatus* spermatozoon. (Fig. 15) Complete disappearance of the axoneme 1 and presence of six cortical microtubules, a nucleus and a mitochondrion. (Fig. 16) Absence of the mitochondrion. (Fig. 17) The number of cortical microtubules becomes equal to four. (Fig. 18) Absence of cortical microtubules and of glycogen granules. (Figs. 19–21) Integration of the nucleus inside the second axoneme which loses its central element. This is accompanied by a gradual reduction in the diameter of the nucleus. (Fig. 22) Posterior extremity of the spermatozoon. Arrowheads indicate attachment zone. Ax2, axoneme 2; Cm, cortical microtubules; D, Doublet; G, glycogen granule; M, mitochondrion; N, nucleus; S, singlet. Bar = 0.2 μ m.



Figs. 23 and 24. Transversal and longitudinal sections of the mature *H. appendiculatus* spermatozoon showing glycogen granules (G). Bar = 0.2 μ m.

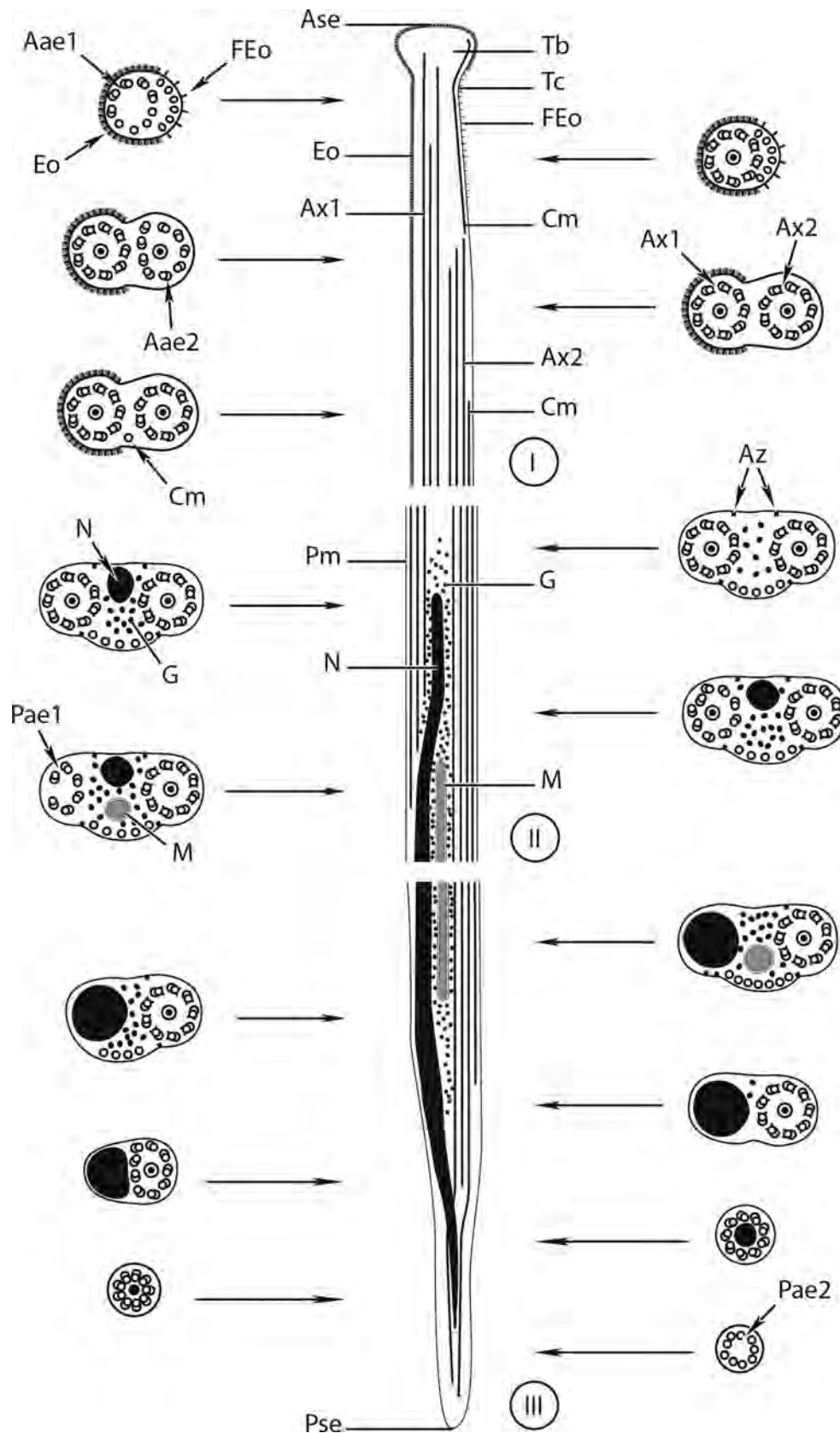


Fig. 25. Diagram showing the ultrastructural organization of the mature *H. appendiculatus* spermatozoon. Aae1, Axonemal anterior extremity 1; Aae2, Axonemal anterior extremity 2; Ase, Anterior spermatozoon extremity; Ax1, Axoneme 1; Ax2, Axoneme 2; Az, Attachment zone; Cm, Cortical microtubule; Eo, External ornamentation; FEO, Filamentous External ornamentation; G, glycogen granule; M, Mitochondrion; N, Nucleus; Pae1, Posterior axonemal extremity 1; Pae2, Posterior axonemal extremity 2; Pm, Plasma membrane; Pse, Posterior spermatozoon extremity; Tb, Terminal bulge; Tc, Terminal constriction.

Table 1

Variation of the maximum number of cortical microtubules (Ncm) in the spermatozoon of the digeneans.

Families	Genus species	Ncm	References
Didymozoidae	<i>Didymocystis wedli</i>	0	Pamplona-Basilio et al. (2001)
	<i>Didymozoon</i> sp	0	Justine and Mattei (1983)
	<i>Gonapodasmius</i> sp	36	Justine and Mattei (1982, 1984)
Hemiuridae	<i>Lecithocladium excisum</i>	8	Ndiaye et al. (2012)
	<i>Parahemiurus merus</i>	5	Ndiaye et al. (2013)
	<i>Lecithochirium microstomum</i>	8	Ndiaye et al. (2014)
	<i>Lecithochirium musculus</i>	6	Ndiaye et al. (2014)
	<i>Hemiurus appendiculatus</i>	7	Present study
Lecithasteridae	<i>Aponum laguncula</i>	10	Quilichini et al. (2010a)
Sclerodistomidae	<i>Prosorthis ghanensis</i>	13–15	Justine (1995)
	<i>Prosorthis palinurichthi</i>	25	Ndiaye et al. (2013)

ornamentations in a spermatozoon of a digenean covering the almost anterior region of the first axoneme and extending backwards around the second axoneme which microtubules are clearly associated them over a short length.

Among the Digenea, the maximum number of cortical microtubules in mature spermatozoon varies from 0 to 73 (Ndiaye et al., 2013; Bakhoun et al., 2011b). In this work, we describe for the second time in the Hemiuroidea the association between the cortical microtubule and the external ornamentation of the plasma membrane in the anterior part of the mature spermatozoon. The first description is in *L. microstomum* (Ndiaye et al., 2014). We describe also in *H. appendiculatus* the most reduced number (7) of cortical microtubules in the mature spermatozoon of Digenea after *Parahemiurus meru*. In *H. meru*, Ndiaye et al. (2013) have described only 5 cortical microtubules.

In most hemiuroidean species described so far, the presence of a single field of cortical microtubules was observed (Justine and Mattei, 1982; Quilichini et al., 2007a, 2010a; Ndiaye et al., 2012a, Ndiaye et al., 2012b, 2013). The mature spermatozoon of *H. appendiculatus* follows the Hemiuroidea pattern with only one field of cortical microtubules. On the other hand, in this work, we show the presence of only one cortical microtubule in the ornamented area of the anterior part of the spermatozoon. In the middle part of the spermatozoon, we described the maximum number of cortical microtubule ranged to a reduced number of 5. This character confirms the reduced number of cortical microtubules described up today in the Hemiuridae (Table 1) and that can be utilized with a good tool for phylogenetic purpose.

Among the hemiurideans, *Lecithocladium excisum* (Ndiaye et al., 2012a), *Parahemiurus merus* (Ndiaye et al., 2013), *Lecithochirium microstomum* and *Lecithochirium musculus* (Ndiaye et al., 2014), the first axoneme reaches the posterior extremity of the spermatozoon at the level of which it begins its disorganization. On the other hand, in *Hemiurus appendiculatus*, the axoneme 1 is quite short and begins to disorganize at the posterior part of the middle region of the spermatozoon before it reaches the mitochondrion. Among digeneans, a short first axoneme has only been described in the digenean Cryptogonimidae, *Siphoderina elongata* (Quilichini et al., 2009). In the present study, we show its presence in a hemiuridean.

Conflict of interest

The authors declare no conflict of interest.

References

- Agostini, S., Miquel, J., Ndiaye, P.I., Marchand, B., 2005. *Dicrocoelium hospes* Looss, 1907 (Digenea, Dicrocoeliidae): spermiogenesis, mature spermatozoon and ultrastructural comparative study. *Parasitol. Res.* 96, 38–48.
- Bakhoun, A.J.S., Bâ, C.T., Fournier-Chambrillon, C., Torres, J., Fournier, P., Miquel, J., 2009. Spermatozoon ultrastructure of *Euryhelmis squamula* (Rudolphi, 1819) (Digenea, Opisthorchiodea, Heterophyidae), an intestinal parasite of *Mustela vison* (Carnivora, Mustelidae). *Rev. Ibero-latinoam. Parasitol.* 1, 37–45.
- Bakhoun, A.J.S., Torres, J., Shimalov, V.V., Bâ, C.T., Miquel, J., 2011. Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of *Diplodiscus subclavatus* (Pallas, 1760) (Paramphistomoidea, Diplodiscidae) an intestinal fluke of the pool frog *Rana lessonae* (Amphibia, Anura). *Parasitol. Int.* 60, 64–74.
- Bakhoun, A.J.S., Ndiaye, P.I., Bâ, C.T., Miquel, J., 2012. Spermatological characteristics of *Elstia stossichianum* (Digenea, Mesometridae) from the intestine of the cow bream (*Sarpa salpa*) off Dakar, Senegal. *J. Helminthol.* 87, 422–431.
- Baptista-Farias, M.F.D., Kohn, A., Cohen, S.C., 2001. Ultrastructure of spermatogenesis and sperm development in *Saccocoelioides godoyi* Kohn & Froes, 1986 (Digenea, Haploporidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 96, 61–70.
- Iomini, C., Justine, J.-L., 1997. Spermiogenesis and spermatozoon of *Echinostoma caproni* (Platyhelminthes, Digenea): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Tissue Cell.* 29, 107–118.
- Jamieson, B.G.M., Daddow, L.M., 1982. The ultrastructure of the spermatozoon of *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae, Digenea, Trematoda) and its phylogenetic significance. *Int. J. Parasitol.* 12, 547–559.
- Justine, J.-L., 1995. Spermatozoal ultrastructure and phylogeny of the parasitic Platyhelminthes. *Mém. Mus. Natn. Hist. Nat. Paris* 166, 55–86.
- Justine, J.-L., 2001. Spermatozoa as phylogenetic characters for the Platyhelminthes. In: Littlewood, D.T.J., Bray, R.A. (Eds.), *Interrelationships of the Platyhelminthes*. Taylor and Francis, London, pp. 231–238.
- Justine, J.-L., Mattei, X., 1982. Étude ultrastructurale de la spermiogénèse et du spermatozoïde d'un Plathelminthe: *Gonapodasmius* (Trematoda: Didymozoidae). *J. Ultrastruct. Res.* 79, 350–365.
- Justine, J.-L., Mattei, X., 1983. A spermatozoon with two 9 + 0 axonemes in a parasitic flatworm, *Didymozoon* (Digenea: Didymozoidae). *J. Submicrosc. Cytol.* 15, 1101–1105.
- Justine, J.-L., Mattei, X., 1984. Ultrastructural observations on the spermatozoon, ovocyte and fertilization process in *Gonapodasmius*, a gonochoric trematode (Trematoda: Digenea: Didymozoidae). *Acta Zool. (Stockh.)* 65, 171–177.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2003. Ultrastructure of the spermiogenesis and the spermatozoon of *Helicometra fasciata* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Labrus merula* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitol.* 48, 255–264.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2004a. Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Monorchis parvus* Looss, 1902 (Digenea, Monorchidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Res.* 93, 102–110.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2004b. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Diptherostomum brusinae* (Digenea, Zoogonidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Res.* 94, 147–154.
- Miquel, J., Fournier-Chambrillon, C., Fournier, P., Torres, J., 2006. Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the cranial digenean *Trogloremia acutum* (Leuckart, 1842). *J. Parasitol.* 92, 441–453.
- Ndiaye, P.I., Miquel, J., Bâ, C.T., Feliu, C., Marchand, B., 2002. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Scaphiostomum palaearticum* Mas-Coma, Esteban et Valero, 1986 (Trematoda, Digenea, Brachylaimidae). *Acta Parasitol.* 47, 259–271.
- Ndiaye, P.I., Miquel, J., Feliu, C., Marchand, B., 2003a. Ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa of *Notocotylus neyrai* González Castro, 1945 (Digenea, Notocotylidae), intestinal parasite of *Microtus agrestis* (Rodentia: Arvicolidae) in Spain. *Invert. Reprod. Dev.* 43, 105–115.
- Ndiaye, P.I., Miquel, J., Fons, R., Marchand, B., 2003b. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of the liver fluke *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (Digenea, Fasciolidae): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. *Acta Parasitol.* 48, 182–194.
- Ndiaye, P.I., Diagne, P.M., Sène, A., Bakhoun, A.J.S., Miquel, J., 2012a. Ultrastructure of the spermatozoon of the digenean *Lecithocladium excisum* (Rudolphi, 1819) (Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of marine teleosts in Senegal. *Folia Parasitol.* 59, 173–178.
- Ndiaye, P.I., Quilichini, Y., Sène, A., Tkach, V.V., Bâ, C.T., Marchand, B., 2012b. Ultrastructural study of the spermatozoon of the digenean *Enoditrema reductum* Looss, 1901 (Platyhelminthes, Plagiostomidae, Plagiostomidae) parasite of the green turtle *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) in Senegal. *Parasitol. Res.* 111, 859–864.

- Ndiaye, P.I., Bakhoun, A.J.S., Sène, A., Miquel, J., 2013. Ultrastructure of the spermatozoon of *Parahemiurus merus* (Linton, 1910) (Digenea: Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 and *S. maderensis* (Lowe, 1838) (Teleostei: Clupeidae) in the Senegalese coast. *Zool. Anz.* 152, 572–578.
- Ndiaye, P.I., Quilichini, Y., Sène, A., Tkach, V.V., Bâ, C.T., Marchand, B., 2014. Ultrastructural character of the spermatozoa in Digeneans of the genus *Lecithochirium* Lühe, 1901 (Digenea, Hemiuridae), parasites of fishes: comparative study of *L. microstomum* and *L. musculus*. *Parasite* 21, 49.
- Pamplona-Basilio, M.C., Baptista-Farias, M.F.D., Kohn, A., 2001. Spermatogenesis and spermiogenesis in *Didymocystis wedli* Ariola, 1902 (Didymozoidae, Digenea). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 96, 1153–1159.
- Quilichini, Y., Foata, J., Marchand, B., 2007a. Ultrastructural study of the spermatozoon of *Pronoprymna ventricosa* (Digenea, Baccigerinae), a parasite of the twaite shad *Alosa fallax* Lacepede (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Res.* 101, 1125–1130.
- Quilichini, Y., Foata, J., Marchand, B., 2007b. Ultrastructural study of the spermatozoon of *Nicolla testibliquum* (Digenea, Opcoelidae) parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Res.* 101, 1295–1301.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J.-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2009. Sperm ultrastructure of the digenean *Siphoderina elongata* (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Nemipterus furcosus* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Res.* 105, 87–95.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J.-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2010a. Spermatozoon ultrastructure of *Aponurus laguncula* (Digenea: Lecithasteridae), a parasite of *Aluterus monoceros* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Int.* 59, 22–28.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J.-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2010b. Ultrastructure study of the spermatozoon of *Heterolebes maculosus* (Digenea, Opistholebetidae), a parasite of the porcupinefish *Diodon hystrix* (Pisces, Teleostei). *Parasitol. Int.* 59, 427–434.
- Reynolds, E.S., 1963. Use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. *J. Cell Biol.* 17, 208–212.
- Seck, M.T., Marchand, B., Bâ, C.T., 2007. Spermiogenesis and the spermatozoon of *Paramphistomum microbothrium* (Fischöder 1901; Digenea, Paramphistomidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. *Parasitol. Res.* 101, 259–268.
- Seck, M.T., Marchand, B., Bâ, C.T., 2008a. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Carmyerius endopapillatus* (Trematoda, Digenea, Gastrothylacidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. *Acta Parasitol.* 53, 9–18.
- Seck, M.T., Marchand, B., Bâ, C.T., 2008b. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Cotylophoron cotylophorum* (Trematoda, Digenea, Paramphistomidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. *Parasitol. Res.* 103, 157–166.
- Thiéry, J.P., 1967. Mise en évidence des polysaccharides sur coupes fines en microscopie électronique. *J. Microsc.* 6, 987–1018.

Ultrastructure of the spermatozoon of *Holorchis micracanthum* (Digenea: Lepocreadiidae), an intestinal parasite of *Plectorhinchus mediterraneus* (Pisces, Teleostei) in Senegal

Cheikh Tidiane Bâ · Papa Ibnou Ndiaye ·
Ayatoulaye Dione · Yann Quilichini ·
Bernard Marchand

Received: 22 February 2011 / Accepted: 14 March 2011 / Published online: 29 March 2011
© Springer-Verlag 2011

Abstract The mature *Holorchis micracanthum* spermatozoon exhibits an apical cone of electron-dense material forming a lateral extension, extramembranar ornamentations, and two fields of cortical microtubules, delimited by attachment zones. The axonemes, of the 9+“1” pattern of the Platyhelminthes, are shifted longitudinally, one compared to the other. The nucleus, with a fibrous chromatin and a more or less circular section, granules of electron-dense material, and a moniliform mitochondrion are present. The latter, in longitudinal sections, appears in the form of successive bulges, connected to each other by a fine mitochondrial cord, and extends along almost the whole length of the gamete. To our knowledge, a moniliform mitochondrion has never been described before in a digenean. Likewise, the presence of a lateral extension of an apical cone of electron-dense material has never been previously reported in the Lepocreadioidea. In addition, in this work, we show for the first time the existence of extramembranar ornamentations in a species of the Lepocreadiidae.

Introduction

In the Digenea, many ultrastructural studies of the spermatozoon have already been carried out (Justine 1991, 1995, 1997, 1999, 2001; Iomini et al. 1997; Littlewood et al. 1999, 2001; Miquel et al. 2000; Levron et al. 2003, 2004a; Olson et al. 2003; Ndiaye et al. 2002, 2003a, 2003b, 2004; Agostini et al. 2005; Seck et al. 2007, 2008a, 2008b; Bakhom et al. 2009; Quilichini et al. 2007a, 2007c, 2010a, 2010b).

Nevertheless, in the superfamily Lepocreadioidea Odhner 1905, which comprises ten families of digenetic trematodes, only two species have been, until now, the subject of an ultrastructural study of their spermatozoon. These are the Deropristidae, *Deropristis inflata* (Foata et al. 2007) and the Apocreadiidae, *Neoapocreadium chaubaudi* (Kacem et al. 2010). In the present work, we describe the spermatozoon of a third family of the Lepocreadioidea.

Material and methods

Adults specimens of *Holorchis micracanthum* were gathered live from the intestine of the marine fish *Plectorhinchus mediterraneus* Guichenot, 1850 (Sparidae) captured in the Atlantic Ocean, nearly to Dakar (Senegal). Living worms were rinsed in a 9‰ NaCl solution and fixed in cold (4 °C) 2.5% glutaraldehyde in a 0.1 M sodium cacodylate buffer at pH 7.2, post-fixed in cold (4 °C) 1% osmium tetroxide in the same buffer for 1 h; rinsed in a

C. T. Bâ · P. I. Ndiaye · A. Dione
Laboratory of Evolutionary Biology, Faculty of Sciences
and Techniques, Cheikh Anta Diop University of Dakar,
Dakar, Senegal

Y. Quilichini (✉) · B. Marchand
CNRS UMR 6134, University of Corsica,
Laboratory “Parasites and Mediterranean Ecosystems”,
Corsica, France
e-mail: quilichini@univ-corse.fr

0.1 M sodium cacodylate buffer at pH 7.2, dehydrated in ethanol and propylene oxide and finally embedded in Spurr resin, and polymerized at 60 °C for 24 h.

Ultrathin sections were obtained using an Ultramicrotome (PowerTome PC, RMC Boeckeler®), placed on copper grids and double-stained with uranyl acetate and lead citrate. Ultrathin sections were examined using a Hitachi H-7650 transmission electron microscope, operating at an acceleration voltage of 80 kV in the laboratory “Parasites and Mediterranean Ecosystems” at the University of Corsica (Corte, France).

Results

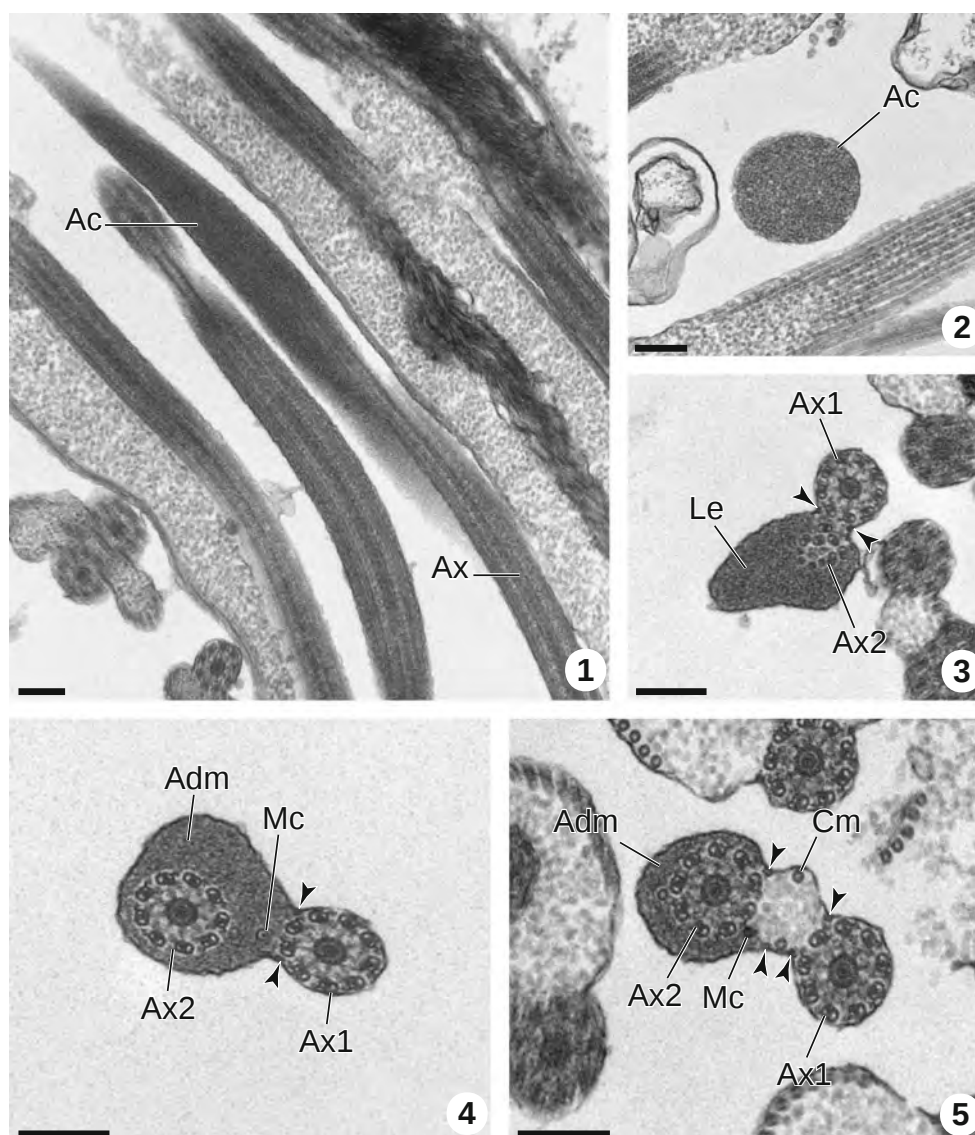
The mature *H. micracanthum* spermatozoon contains two axonemes of the 9+“1” pattern, four attachment zones,

extramembranar ornamentations, cortical microtubules, a nucleus, and a moniliform mitochondrion, which extends along almost its whole length. The mitochondrion is in the shape of a chain and appears as successive bulges, joined together by a fine mitochondrial cord. Thus, in cross sections according to the level where the section is cut, it is in the shape of a mitochondrial cord only, a mitochondrial bulge only, or a mitochondrial cord associated with a mitochondrial bulge.

We were able to distinguish five regions (I–V) from front to back exhibiting distinctive ultra structural characters.

Region I (Figs. 1 (I–5) and 5 (I)) corresponds to the anterior extremity of the spermatozoon. It is characterized by the presence of an apical cone of electron-dense material (Figs. 1 (I, 2) and 5 (I)) associated with one of the two axonemes (Figs. 1 (3–5) and 5 (I)). The axonemes, of the 9+“1” pattern, are shifted longitudinally, one compared to

Fig. 1 Longitudinal and cross sections of region I of the mature *Holorchis micracanthum* spermatozoon. Arrowheads indicate attachment zones. *Ac* apical cone of electron-dense material, *Adm* apical electron-dense material, *Ax* axoneme, *Ax1* axoneme 1, *Ax2* axoneme 2, *Le* lateral extension, *Mc* mitochondrial cord, *Cm* cortical microtubule. Scale=0.2 µm. (I) Longitudinal section of the anterior extremity, (2) cross section of the apical cone of electron-dense material passing in front of flagella, (3) cross section showing the first axoneme already formed and the anterior end of the second axoneme associated with a lateral extension of the apical cone of electron-dense material, (4) cross section showing the two axonemes, the second (*Ax2*) being associated with apical electron-dense material (*Adm*) and the first (*Ax1*) not, (5) cross section showing the two axonemes, the second being still associated with a little apical electron-dense material



the other. The anterior extremity of the axoneme 2, associated with the lateral extension of the apical cone of electron-dense material, appears behind the preceding one (Fig. 1 (3)). The cytoplasm forms, between the two axonemes, a bridge of slightly electron-dense material and of low thickness. This one, delimited by attachment zones of flagella (Figs. 1 (3–5)), contains the mitochondrial cord (Figs. 1 (4–5)) and the anterior extremity of the cortical microtubules (Figs. 1 (5) and 5 (I)).

Region II (Figs. 2 (6–8) and 5 (II)) is marked by the presence of fine extramembranar ornamentations (Figs. 2 (6–8)). The cytoplasm contains two axonemes (Figs. 2 (6–8)) and the moniliform mitochondrion (Figs. 2 (7, 8) and 5 (II)). This one, in cross sections, according to the level of the section, appears in the shape of a mitochondrial cord (Fig. 2 (7)) or of a mitochondrial cord associated with a mitochondrial bulge (Fig. 2 (8)). In this region, the number of cortical microtubules (about 7) is higher than in region I.

Region III (Figs. 3 (9–12) and 5 (III)) lacks extramembranar ornamentations. On the other hand, its cytoplasm contains fine granules of electron-dense material, cortical microtubules organized into two fields of 5 to 11 microtubules, delimited by attachment zones of flagella and the moniliform mitochondrion (Figs. 3 (9, 10)). The latter

appears, according to the level of the section, in the shape of a mitochondrial bulge associated with a mitochondrial cord (Fig. 3 (11)), or of a mitochondrial cord (Fig. 3 (12)). The number of cortical microtubules is higher than in region II and increases gradually in all these regions (12–22).

Region IV (Figs. 3 (13–15) and 5 (IV)) is marked by the presence of a nucleus, with a more or less circular section and a fibrous chromatin (Figs. 3 (14, 15)). Like the preceding regions, the cytoplasm exhibits two axonemes of the 9+“1” pattern and the moniliform mitochondrion (Fig. 3 (13)). The latter appears, in cross sections, according to the level where the section is cut, in the form of a mitochondrial cord associated with the nucleus (Fig. 3 (14)) or of a mitochondrial bulge associated with the nucleus (Fig. 3 (15)). The cortical microtubules, with the maximum number of 22, form two fields of 10 or 11 microtubules, delimited by attachment zones of flagella (Fig. 3 (15)).

Region V (Figs. 4 (16–20) and 5 (V)) lacks a mitochondrion. The nucleus is still present in this zone (Figs. 4 (16–19)). The two axonemes of the 9+“1” pattern stop one after the other (Figs. 4 (17–20)). The cortical microtubules form two fields of nine cortical microtubules at the most, separated by attachment zones of flagella

Fig. 2 Longitudinal and cross sections of region II of the mature *H. micracanthum* spermatozoon. Arrowheads indicate attachment zones. Ax axoneme, Ax1 axoneme 1, Ax2 axoneme 2, Cm cortical microtubule, Eo extramembranar ornamentations, Mb mitochondrial bulge, Mc mitochondrial cord. Scale=0.2 μ m. (6) Longitudinal section showing an axoneme (Ax) and extramembranar ornamentations (Eo), (7) cross section showing two axonemes (Ax1 and Ax2) separated by their attachment zones (arrowheads), a field of microtubules (Cm), associated with fine extramembranar ornamentations (Eo), and by the mitochondrial cord (Mc), (8) cross section showing two axonemes separated by their attachment zones (arrowheads), cortical microtubules (Cm) associated with membrane extra ornamentations (Eo), and by the mitochondrial cord (Mc) associated with a mitochondrial bulge (Mb)

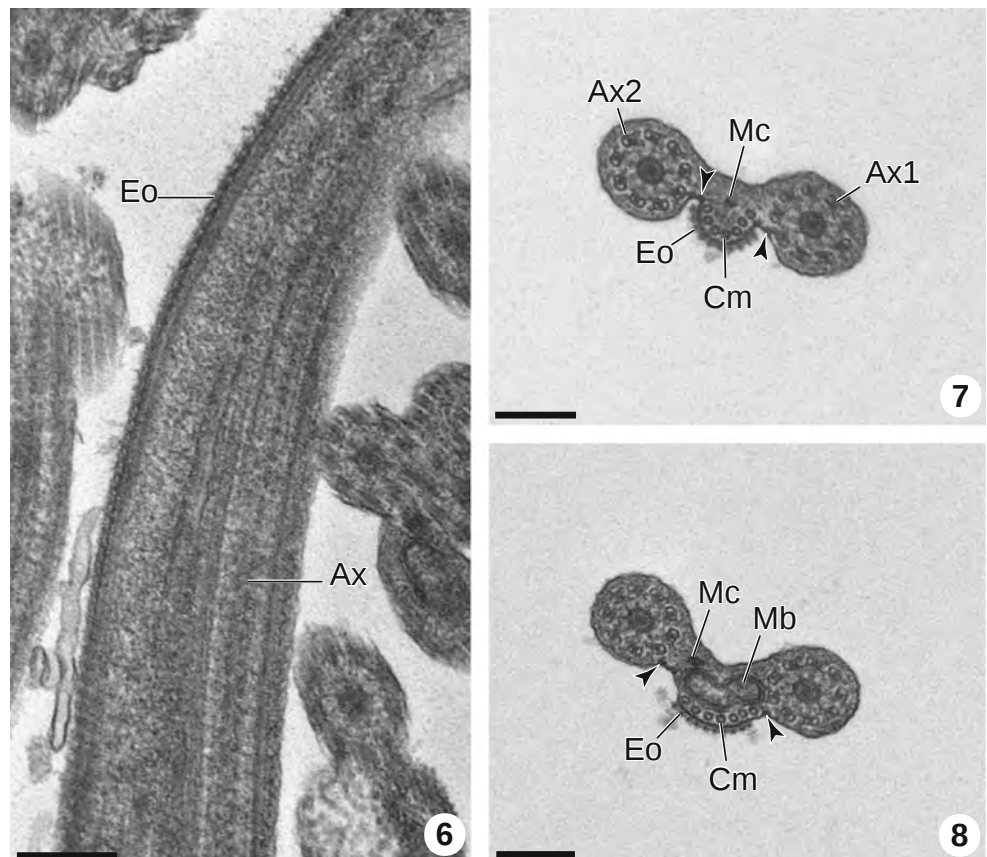
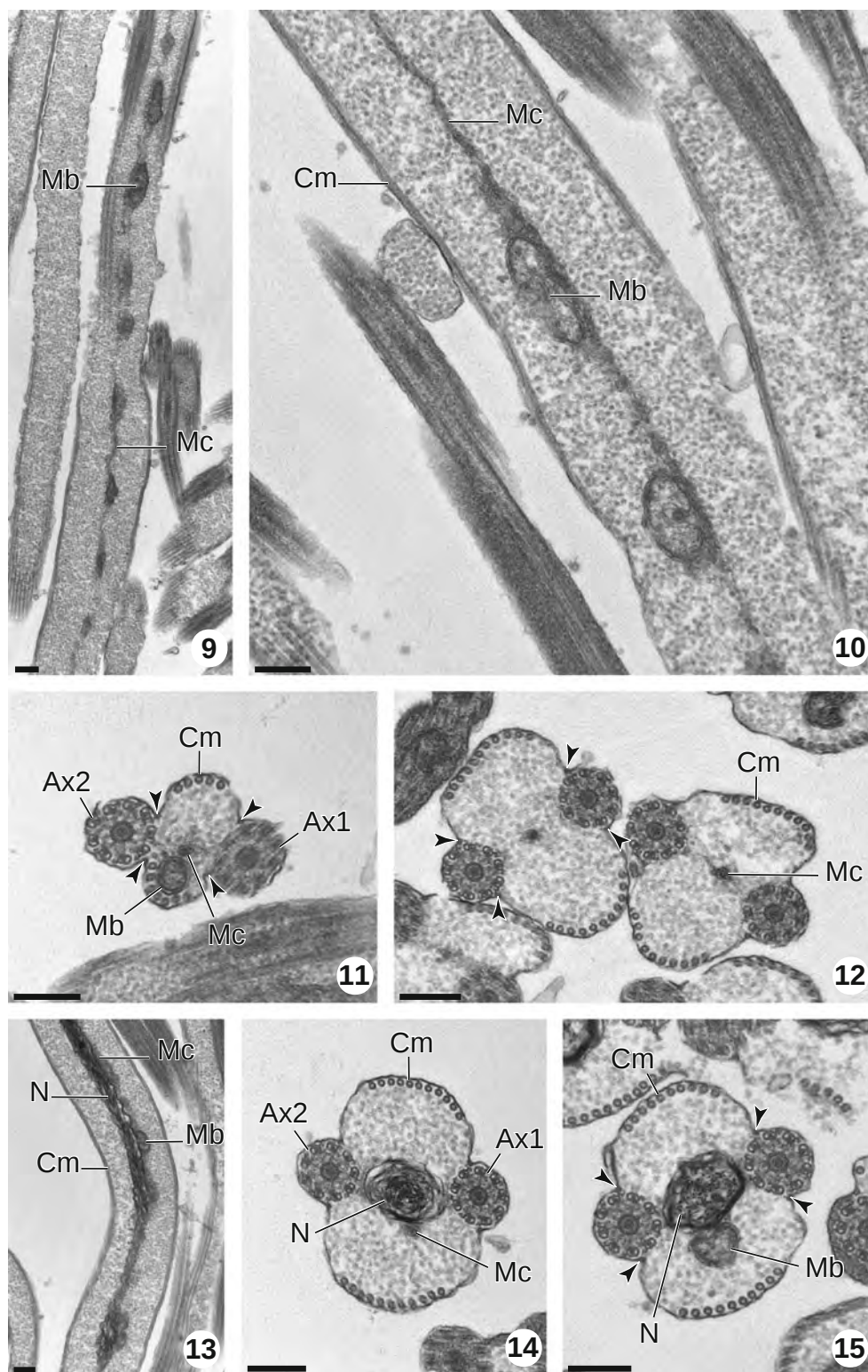


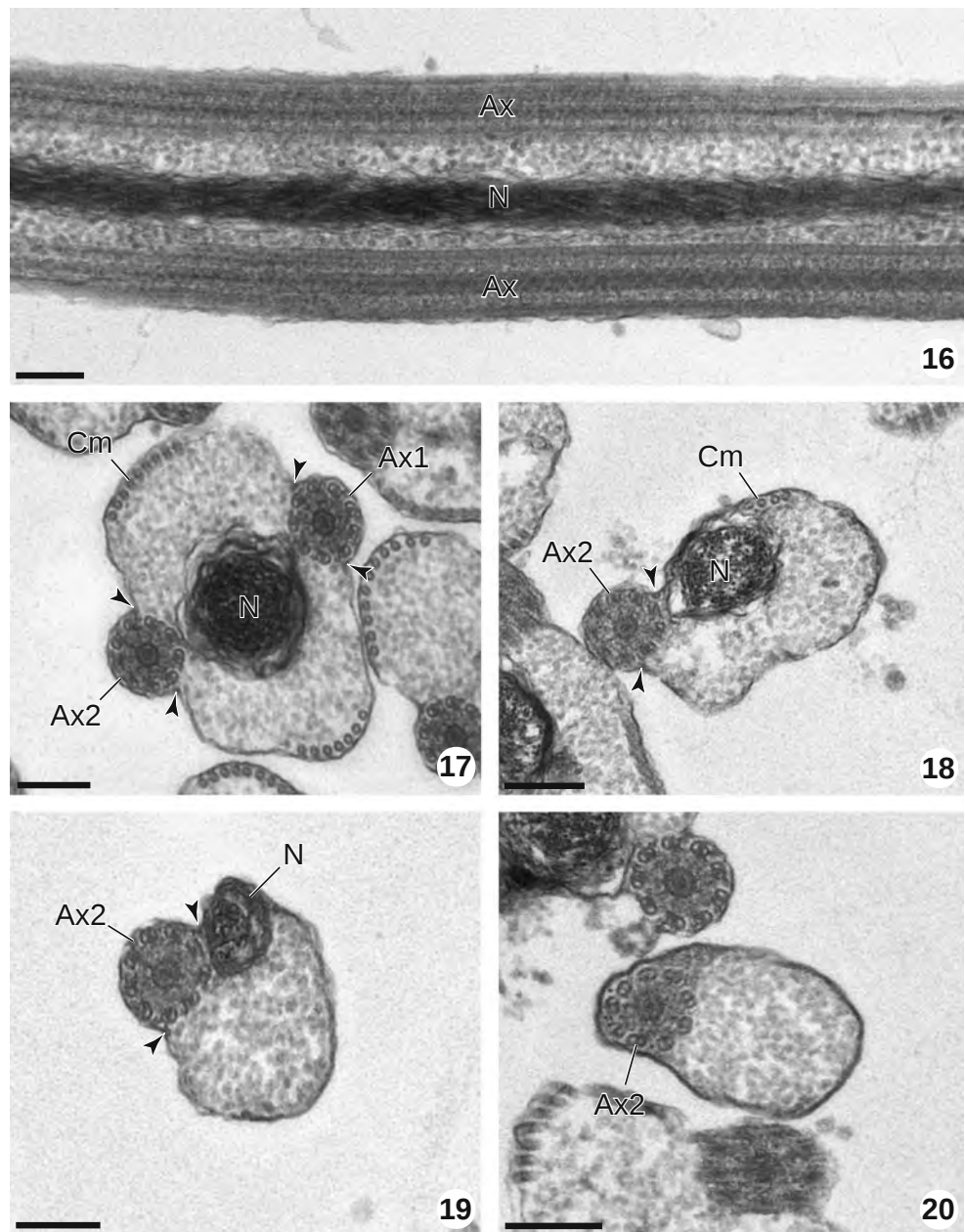
Fig. 3 Longitudinal and cross sections of region III (9–12) and of the region IV (13–15) of the mature *H. micracanthum* spermatozoon. Arrowheads indicate attachment zones. *Ax1* axoneme 1, *Ax2* axoneme 2, *Cm* cortical microtubule, *Mb* mitochondrial bulge, *Mc* mitochondrial cord, *N* nucleus. Scale=0.2 μ m. (9) Longitudinal section of the moniliform mitochondrion made up of bulges (*Mb*) connected to each other by a mitochondrial cord (*Mc*), (10) Longitudinal section of the moniliform mitochondrion showing the filiform aspect of the mitochondrial cord (*Mc*) and rounded aspect of the bulge (*Mb*), (11) cross section showing two axonemes (*Ax1* and *Ax2*), cortical microtubules (*Cm*) arranged in two fields, attachment zones of flagella (arrowheads), the mitochondrial cord (*Mc*) associated with a mitochondrial bulge (*Mb*), (12) cross section showing two axonemes, two fields of cortical microtubules (*Cm*), attachment zones of flagella (arrowheads) and the mitochondrial cord (*Mc*), (13) longitudinal section of the nucleus (*N*) and the moniliform mitochondrion. This one lies alongside the nucleus and appears in the form of bulges (*Mb*) connected to each other by a mitochondrial cord (*Mc*), (14) cross section passing by the nucleus (*N*) and the mitochondrial cord (*Mc*), (15) cross section passing by the nucleus (*N*) and a mitochondrial bulge (*Mb*)



(Fig. 4 (17)). Then, these fields of cortical microtubules meet and form a single field of two to four microtubules (Fig. 4 (18)). The number of cortical microtubules is

decreasing throughout this region. The microtubules stop their course before they reach the posterior end of the nucleus (Fig. 4 (19)). The posterior extremity of the

Fig. 4 Longitudinal and cross sections of the region V of the mature *H. micracanthum* spermatozoon. Arrowheads indicate attachment zones. *Ax* axoneme, *Ax1* axoneme 1, *Ax2* axoneme 2, *Cm* cortical microtubule, *N* nucleus. Scale=0.2 μ m. (16) Longitudinal section passing by the nucleus (*N*) and the two axonemes (*Ax*). The nucleus is not associated any longer with the moniliform mitochondrion. (17) Cross section passing by the fibrous-chromatined nucleus (*N*) and two axonemes (*Ax1* and *Ax2*), (18) cross section passing by the fibrous-chromatined nucleus (*N*) and only one axoneme (*Ax2*). The cortical microtubules (*Cm*) form nothing any more but a single field, (19) cross section passing by the fibrous-chromatined nucleus (*N*) and only one axoneme (*Ax2*). The cortical microtubules are lacking. (20) Cross section passing by only one axoneme (*Ax2*). The nucleus, as well as the cortical microtubules, are lacking



spermatozoon finishes with the posterior end of the second axoneme (Fig. 4 (20)).

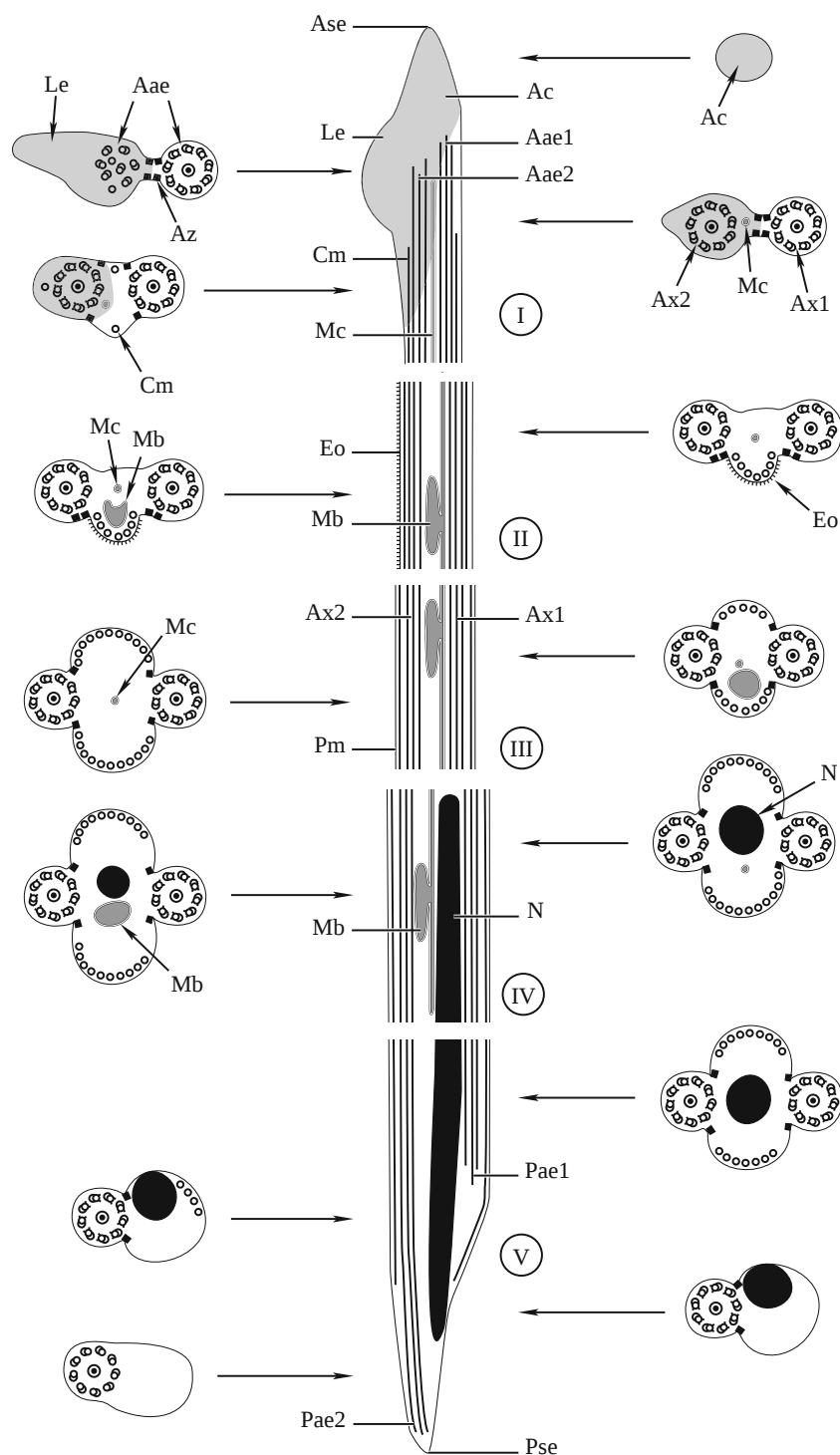
Discussion

In the Digenea, the number of mitochondria in the mature spermatozoon varies according to the species. One, two, and three mitochondria have been described in 24, 17, and 2 species, respectively (Quilichini et al. 2009 and Table 1).

The spermatozoon of *H. micracanthum* is distinguished by the presence of a moniliform mitochondrion. This appears in the form of successive bulges, connected to each other by a mitochondrial cord, and it extends almost on the whole length of the spermatozoon.

Extramembranar ornamentation have been reported in the anterior region of the spermatozoon of many digenean species (Jamieson and Daddow 1982; Iomini and Justine 1997; Seck et al. 2008a,b; Baptista-Farias et al. 2001; Ndiaye et al. 2002; Levron et al. 2004c; Agostini et al. 2005; Quilichini et al. 2009; Bakhoun et al. 2009;

Fig. 5 Attempted reconstruction of the mature *H. micracanthum* spermatozoon. *Aae* anterior axoneme extremity, *Aae1* anterior extremity of the first axoneme, *Aae2* anterior extremity of the second axoneme, *Ac* apical cone, *Ase* anterior spermatozoon extremity, *Ax1* axoneme 1, *Ax2* axoneme 2, *Az* attachment zone, *Cm* cortical microtubule, *Eo* extramembranar ornamentations, *Le* lateral extension, *Mb* mitochondrial bulge, *Mc* mitochondrial cord, *N* nucleus, *Pae1* posterior extremity of the first axoneme, *Pae2* posterior extremity of the second axoneme, *Pm* plasma membrane, *Pse* posterior spermatozoon extremity



Quilichini et al. 2010a). In the Lepocreadiioidea, they have been described only in the Apocreadiidae, *N. chabaudi*, (Kacem et al. 2010) and the Deropristidae, *D. inflata* (Foata et al. 2007). In this work, we report for the first time their presence in the Lepocreadiidae.

To our knowledge, in the Lepocreadiioidea, only *D. inflata* (Foata et al. 2007) and *N. chabaudi* (Kacem et al.

2010), have been up until now the subject of ultrastructural studies of their spermatozoon. The anterior extremity of the spermatozoon of these species exhibits a disorganized axoneme and cortical microtubules. The posterior extremity is characterized by the presence of a disorganized axoneme, associated with a nucleus in *N. chabaudi*, with a mitochondrion in *D. inflata*. In *H. micracanthum*, the anterior

Table 1 Digeneans in which two or three mitochondria have already been described

Families	Number of mitochondria	References
Genus and species		
Allocreadiidae <i>Crepidostomum metoecus</i>	2	Quilichini et al. (2007c)
Apocreadiidae <i>Neoapocreadium chabaudi</i>	2	Kacem et al. (2010)
Cryptogonimidae <i>Anisocoelium capitellatum</i>	3	Ternengo et al. (2009)
<i>Stemmatostoma pearsoni</i>	2	Jamieson and Daddow (1982)
<i>Siphoderina elongata</i>	2	Quilichini et al. (2009)
Deropristidae <i>Deropristis inflata</i>	2	Foata et al. (2007)
Dicrocoelidae <i>Dicrocoelium hospes</i>	2	Agostini et al. (2005)
Heterophyidae <i>Euryhelms squamula</i>	3	Bakhoun et al. (2009)
Lecithodendriidae <i>Postorchigenes gymnesicus</i>	2	Gracenea et al. (1997)
Lepocreadiidae <i>Holorchis micracanthum</i>	1	Present study
Monorchiidae <i>Monorchis parvus</i>	2	Levron et al. (2004c)
Microphallidae <i>Maritrema linguilla</i>	2	Hendow and James (1988)
Notocotylidae <i>Notocotylus neyrai</i>	2	Ndiaye et al. (2003a)
Omphalometridae <i>Rubenstremia exasperatum</i>	2	Bakhoun et al. (in press)
Opecoelidae <i>Nicolla testiobliquum</i>	2	Quilichini et al. (2007b)
<i>Nicolla wisniewskii</i>	2	Quilichini et al. (2007d)
<i>Poracanthium furcatum</i>	2	Levron et al. (2004b)
Opistholebetidae <i>Heterolebes maculosus</i>	2	Quilichini et al. (2010b)
Paragonimidae <i>Paragonimus ohirai</i>	2	Orido (1988)
Troglorematidae <i>Trogloremata acutum</i>	2	Miquel et al. (2006)

extremity of the spermatozoon shows also a disorganized axoneme, but this one is associated with a lateral extension of the apical cone of electron-dense material. The posterior extremity of the spermatozoon contains the posterior end of the second axoneme.

References

- Agostini S, Miquel J, Ndiaye P, Marchand B (2005) *Dicrocoelium hospes* Looss, 1907 (Digenea, Dicrocoeliidae): spermiogenesis, mature spermatozoon and ultrastructural comparative study. Parasitol Res 96:38–48
- Bakhoun AJS, Bâ CT, Fournier-Chambrillon C, Torres J, Fournier P, Miquel J (2009) Spermatozoon ultrastructure of *Euryhelms squamula* (Rudolphi, 1819) (Digenea, Opisthorchiodea, Heterophyidae), an intestinal parasite of *Mustela vison* (Carnivora, Mustelidae). Rev Ibero-latinoam Parasitol 1:37–45
- Bakhoun AJS, Bâ CT, Shimalov VV, Torres J, Miquel J (2011) Spermatological characters of the digenean *Rubenstremia exasperatum* (Rudolphi, 1819) (Plagiorchiodea, Omphalometridae). Parasitol Res (in press)
- Baptista-Farias MFD, Kohn A, Cohen SC (2001) Ultrastructure of spermiogenesis and sperm development in *Saccocoelioides godoyi* Kohn and Froes, 1986 (Digenea, Haploporidae). Mem Inst Oswaldo Cruz 96:61–70
- Foata J, Quilichini Y, Marchand B (2007) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Deropristis inflata* Molin, 1859 (Digenea, Deropristidae), a parasite of *Anguilla Anguilla*. Parasitol Res 101:843–852
- Gracenea M, Ferrer JR, Gonzalez-Moreno O, Trullols M (1997) Ultrastructural study of spermatogenesis and the spermatozoon in *Postorchigenes gymnesicus* (Trematoda, Lecithodendriidae). J Morphol 234:223–232
- Hendow HT, James BL (1988) Ultrastructure of spermatozoon and spermatogenesis in *Maritrema linguilla* (Digenea: Microphallidae). Int J Parasitol 18:53–63
- Iomini C, Justine JL (1997) Spermiogenesis and spermatozoon of *Echinostoma caproni* (Platyhelminthes, Digenea): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. Tissue Cell 29:107–118
- Iomini C, Mollaret I, Albaret JL, Justine JL (1997) Spermatozoon and spermiogenesis in *Mesocoelium monas* (Platyhelminthes: Digenea): ultrastructure and epifluorescence microscopy of labeling of tubulin and nucleus. Folia Parasitol 44:26–32
- Jamieson BGM, Daddow LM (1982) The ultrastructure of the spermatozoon of *Neochasmus* sp. (Cryptogonimidae, Digenea, Trematoda) and its phylogenetic significance. Int J Parasitol 12:547–559
- Justine JL (1991) Phylogeny of parasitic Platyhelminthes: a critical study of synapomorphies proposed on the basis of the ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa. Can J Zool 69:1421–1440
- Justine JL (1995) Spermatozoal ultrastructure and phylogeny in the parasitic Platyhelminthes. Mem Mus Natl Hist Nat 166:55–86
- Justine JL (1997) La classification générale des Plathelminthes parasites: changements récents et utilisation des caractères ultrastructuraux, en particulier des spermatozoïdes. Bull Soc Zool Fr 122:69–277
- Justine JL (1999) Spermatozoa of Platyhelminthes: comparative ultrastructure, tubulin immunocytochemistry and nuclear labeling. In: Gagnon C (ed) The male gamete: from basic science to clinical applications. Cache River, Vienna, Illinois, pp 351–362
- Justine JL (2001) Spermatozoa as phylogenetic characters for the Platyhelminthes. In: Littlewood DTJ, Bray RA (eds) Interrelationships of the Platyhelminthes. Taylor and Francis, London, pp 231–238
- Kacem H, Bakhoun AJS, Neifar L, Miquel J (2010) Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the digenean *Neoapocreadium chabaudi* (Apocreadiidae), a parasite of *Balistes capricus* (Pisces, Teleostei). Parasitol Int 59:358–366
- Levron C, Ternengo S, Marchand B (2003) Ultrastructure of the spermiogenesis and the spermatozoon of *Helicometra fasciata*

- (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Labrus merula* (Pisces, Teleostei). Acta Parasitol 48:255–264
- Levron C, Ternengo S, Marchand B (2004a) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Diphterostomum brusinae* (Digenea, Zoogonidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 94:147–154
- Levron C, Ternengo S, Marchand B (2004b) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Poracanthium furcatum* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus surmuletus* (Pisces, Teleostei). Acta Parasitol 49:190–200
- Levron C, Ternengo S, Marchand B (2004c) Ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoon of *Monorchis parvus* (Digenea, Monorchidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 93:102–110
- Littlewood DTJ, Rohde K, Clough KA (1999) The interrelationships of all major groups of Platyhelminthes: phylogenetic evidence from morphology and molecules. Biol J Linn Soc 66:75–114
- Littlewood DTJ, Cribb TH, Olson PD, Bray RA (2001) Platyhelminth Phylogenetics—key to understanding parasitism? Belg j zool 131:35–46
- Miquel J, Nourrisson C, Marchand B (2000) Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Opecoeloides furcatus* (Trematoda, Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus barbatus* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 86:301–310
- Miquel J, Fournier-Chambrillon C, Fournier P, Torres J (2006) Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the cranial Digenea *Troglostrema acutum* (Leuckart, 1842). J Parasitol 92:441–453
- Ndiaye PI, Miquel J, Ba CT, Feliu C, Marchand B (2002) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Scaphiostomum palaearticum* Mas-Coma, Esteban et Valero, 1986 (Trematoda, Digenea, Brachylaimidae). Acta Parasitol 47:259–271
- Ndiaye PI, Miquel J, Feliu C, Marchand B (2003a) Ultrastructure of spermiogenesis and spermatozoa of *Notocotylus neyrai* Gonzalez castro, 1945 (Digenea, Notocotylidae), intestinal parasite of *Microtus agrestis* (Rodentia: Arvicolidae) in Spain. Invertebr Dev 43:105–115
- Ndiaye PI, Miquel J, Fons R, Marchand B (2003b) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of the liver fluke *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (Digenea, Fasciolidae): transmission and scanning electron microscopy, and tubulin immunocytochemistry. Acta Parasitol 48:182–194
- Ndiaye PI, Miquel J, Ba CT, Marchand B (2004) Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of the liver fluke *Fasciola gigantica* Cobbold, 1856 (Digenea, Fasciolidae), a parasite of cattle in Senegal. J Parasitol 90:30–40
- Olson PD, Cribb TH, Tkach VV, Bray RA, Littlewood DTJ (2003) Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). Int J Parasitol 33:733–755
- Orido Y (1988) Ultrastructure of spermatozoa of the lung fluke, *Paragonimus ohirai* (Trematoda: Troglostrematidae), in the seminal receptacle. J Morphol 196:333–343
- Quilichini Y, Foata J, Marchand B (2007a) Ultrastructural study of the spermatozoon of *Pronoprymna ventricosa* (Digenea, Baccigerinae), a parasite of the twaite shad *Alosa fallax* Lacepede (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 101:1125–1130
- Quilichini Y, Foata J, Marchand B (2007b) Ultrastructural study of the spermatozoon of *Nicolla testiobliquum* (Digenea, Opecoelidae) parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 101:1295–1301
- Quilichini Y, Foata J, Orsini A, Marchand B (2007c) Ultrastructural study of spermiogenesis and spermatozoon of *Crepidostomum metoecus* (Digenea, Allocridiidae), a parasite of *Salmo trutta* (Pisces, Teleostei). J Parasitol 93:458–468
- Quilichini Y, Foata J, Orsini A, Marchand B (2007d) Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of *Nicolla wisniewskii* (Digenea, Opecoelidae), an intestinal parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces: Teleostei). J Parasitol 93:469–478
- Quilichini Y, Foata J, Justine J-L, Bray RA, Marchand B (2009) Sperm ultrastructure of the Digenean *Siphoderina elongata* (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Nemipterus furcosus* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 105:87–95
- Quilichini Y, Foata J, Justine J-L, Bray RA, Marchand B (2010a) Spermatozoon ultrastructure of *Aponurus laguncula* (Digenea: Lecithasteridae), a parasite of *Aluterus monoceros* (Pisces, Teleostei). Parasitol Int 59:22–28
- Quilichini Y, Foata J, Justine JL, Bray RA, Marchand B (2010b) Ultrastructure study of the spermatozoon of *Heterolebes maculosus* (Digenea, Opistholebetidae), a parasite of the porcupinefish *Diodon hystrix* (Pisces, Teleostei). Parasitol Int 59:427–434
- Seck MT, Marchand B, Ba CT (2007) Spermiogenesis and the spermatozoon of *Paramphistomum microbothrium* (Fischöder 1901; Digenea, Paramphistomidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. Parasitol Res 101:259–268
- Seck MT, Marchand B, Ba CT (2008a) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Carmyerius endopapillatus* (Trematoda, Digenea, Gastrothylacidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. Acta Parasitol 53:9–18
- Seck MT, Marchand B, Ba CT (2008b) Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Cotylophoron cotylophorum* (Trematoda, Digenea, Paramphistomidae), a parasite of *Bos taurus* in Senegal. Parasitol Res 103:157–166
- Ternengo S, Quilichini Y, Katharios P, Marchand B (2009) Sperm ultrastructure of the gall bladder fluke *Anisocoelium capitellatum* (Digenea: Cryptogonimidae), a parasite of *Uranoscopus scaber* (Pisces: Uranoscopidae). Parasitol Res 104:801–807

Ultrastructural study of the spermatozoon of *Labrifer* sp. (Digenea, Lepocreadioidea, Lepocreadiidae), a parasite of *Cephalopholis taeniops* (Pisces, Teleostei, Serranidae) off Senegal

Ayatoulaye Dione¹, Yann Quilichini², Cheikh Tidiane Bâ¹, Papa Mbagnick Diagne¹, Papa Ibnou Ndiaye¹, Bernard Marchand²

¹Laboratory of Evolutionary Biology, Ecology and Management of Ecosystems, Faculty of Sciences and Techniques, Cheikh Anta Diop University of Dakar, Dakar, Senegal

²Laboratory Parasites and Mediterranean Ecosystems, Faculty of Sciences and Techniques, University Pasquale Paoli of Corsica Corte, France

Abstract

The *Labrifer* sp. mature spermatozoon exhibits the general pattern described in most of the digeneans namely, two axonemes of the 9 + “1” pattern of the Trepaxonemata, four attachment zones, two mitochondria, a nucleus, two bundles of parallel cortical microtubules, external ornamentations of the plasma membrane, spine-like bodies and glycogen granules irregularly distributed in the cytoplasm. Like to the other species of the Lepocreadioidea superfamily, it exhibits an antero-lateral electron dense material. On the other hand, it typically shows a posterior end of type 1, characterized by the presence of a nucleus, cortical microtubules and a second axoneme which stop one after the other in the following order: second axoneme, nucleus, cortical microtubules, as one approaches the posterior end of the spermatozoon. Such an end had never previously been described in a Lepocreadioidea. Moreover, in the present work, we think that the antero-lateral electron dense material could be a synatomorphic character of the whole Lepocreadioidea

Keywords: *Cephalopholis taeniops*, Digenea, Lepocreadioidea, Lepocreadiidae, *Labrifer* sp., Spermatozoon, Ultrastructure

Introduction

The most recent classifications of the Lepocreadiidae emphasise the monophyletic status of this family (Bray *et al.*, 2009; Bray and Cribb, 2012). This family represents one of the largest digenean families with over than 75 genera and 200 species (Bray and Justine, 2012). It is the major group within the Lepocreadioidea despite the transfer of several genera to other families, namely the Aephnidiogenidae or Lepidapedidae. Several ultrastructural studies of spermiogenesis and / or the spermatozoon have already been carried out (Brooks *et al.*, 1985 ; Bâ and Marchand, 1995; Justine, 1995; 1998; 2001; Miquel *et al.*, 2000; 2006; 2013; Levron *et al.*, 2003; 2004a-b; 2010; Bakhoum *et al.*, 2009; 2011; 2013a-; 2015; Ternengo *et al.*, 2009; Kacem *et al.*, 2010; 2012; Quilichini *et al.*, 2010a-b; 2011a-b; Ndiaye *et al.*, 2011; 2013a; 2015). However, the present work is the first ultrastructural study of the spermatozoon of a species of the genus *Labrifer* Yamaguty, 1936.

Material and methods

Adult specimens of *Labrifer* sp. were gathered from the intestine of the marine fish *Cephalopholis taeniops* caught in the coasts of Dakar (Senegal) and kept alive in a 9 ‰ NaCl solution. Then, they were fixed in cold (4°C) 2.5% glutaraldehyde in a 0.1 M sodium cacodylate buffer at pH 7.2. The worms were post-fixed in cold (4°C) 1% osmium tetroxide in 0.1 M sodium cacodylate buffer for 1 h, dehydrated in ethanol and propylene oxide series, embedded in Spurr resin and polymerized at 60°C for 24 h. Ultrathin sections were cut on the Ultramicrotome (Power Tome PC, RMC Boeckeler®), placed on 200 and 300 mesh copper grids and stained with uranyl acetate and lead citrate following Reynolds (1963) methodology. Other sections placed on gold grids were processed with periodic acid, thiocarbohydrazide and silver proteinate to reveal the presence of glycogen according to Thiéry's methodology (Thiéry, 1967). All grids were examined in a Hitachi H-7650 transmission electron microscope operated at 80 kV, in the Service of Study and Research in Electron Microscopy of the University of Corsica (Corte, France).

Results

Mature spermatozoa from the seminal vesicle of adult *Labrifer* sp. were investigated. The spermatozoon is filiform, tapered at both ends, and has two mitochondria. From front to end, we were able to distinguish four regions (I-IV) on the basis of their ultrastructural features.

Region I (Figs. 1a-g and 4I) corresponds to the anterior extremity of the spermatozoon. It is characterized by the presence of an antero-lateral electron-dense material which accompanies on a short distance the first axoneme and stops at the level of the anterior extremity of the second axoneme (Figs. 1a-c and 4I). One can see also the presence of two attachment zones in cross-sections. In more posterior area the two axonemes of the 9 + “1” pattern of the Trepaxonemata appear without the antero-lateral electron-dense material. Moreover, four attachment zones are visible in cross-sections (Figs. 1d and 4I). In the posterior part of region I cortical microtubules are organized first into a single bundle (Fig. 1e and 4I) and then into two bundles (Figs 1f-g and 4I).

Region II (Figs 1h-j and 4II), as the preceding region, exhibits cortical microtubules organized into two bundles and four attachment zones. It is characterized by the presence of the first mitochondrion (Figs 1h-j and 4II), an external ornamentation of the plasma membrane associated with spine-like bodies (Figs 1i-j and 4II) and glycogen granules (Figs 2i-j and 4II).

Region III (Figs. 1k, 1l and 4III) is a transitional region. It shows two axonemes, two bundles of parallel cortical microtubules, four attachment zones (Figs. 1l and 4III) and glycogen granules (Figs. 1k-l, 3i-j and 4III)..

Region IV (Figs. 2a-h and 4IV) is the posterior extremity of the spermatozoon. It exhibits the second mitochondrion at its proximal area (Figs. 2a-e and 4IV), a nucleus, two axonemes, four attachment zones, glycogen granules (Figs 3i-j) and cortical microtubules the number of which decreases gradually from 19 to 10 (Figs. 2b-e and 4IV). The first axoneme becomes disorganized: its doublets first and then its central element disappear (Figs. 2c-d and 4IV). After the disappearance of both the second axoneme and the second mitochondrion, it remains the nucleus and the cortical microtubules (Figs. 2e-f and 4IV). Afterwards, the nucleus stops before reaching the posterior extremity of the cortical microtubules (Figs 2g-h and 4IV).

Discussion

Spermatological characteristics observed in the *Labrifer sp* mature spermatozoon emphasizes the presence of two axonemes of the 9 + “1” trepaxonematan pattern (Ehlers, 1984), a nucleus, two mitochondria, two bundles of parallel cortical microtubules, and granules of glycogen. These characteristics are common to all species studied so far among Digenea. However, many other characters vary among Digenea according to genera, families and superfamilies. Namely we mean the antero-lateral electron-dense material, the ornamentation,

the spine-like bodies and the morphology of the anterior and posterior extremity of the spermatozoon.

Anterior spermatozoon extremity and antero-lateral electron-dense material

The anterior spermatozoon extremity of *Labrifer* sp. is slightly pointed at the image of most of the Digenea (Ndiaye et al., 2002; Agostini et al., 2005; Quilichini et al., 2011a; Bakhoun et al., 2013b; Zhukova et al., 2014). In cross section, the anterior spermatozoon extremity of *Labrifer* sp. exhibits one axoneme associated with an antero-lateral electron-dense material. This latter appears as a short submembranous layer located in the anterior spermatozoon tip around the second axoneme. This is also the case in all Lepocreadioidean species studied, namely the Aephnidiogenidae *Holorchis micracanthum* (Bâ et al., 2011), the Gyliachenidae *Gyliachen* sp. and *Robphildollfusium fratum* (Quilichini et al., 2011b; Bakhoun et al., 2012), and the Lepocreadiidae *Hypocreadium caputvadum*, *Opechona bacillaris* and *Neomultitestis aspidogastriformis* (Kacem et al., 2012; Ndiaye et al., 2015; Bakhoun et al., 2015). Thus, the antero-lateral electron-dense material could be a feature of Lepocreadioidea. A new feature that we observed in the anterior spermatozoon extremity of *Labrifer* sp is the appearance of two fields of parallel cortical microtubules, after the complete forming of the two axonemes. They are absent in all other species of Lepocreadioidea (Table I).

Ornamented area of the spermatozoon and association of cortical microtubules

The *Labrifer* sp mature spermatozoon. is provided just after the anterior extremity the external ornamentation of the plasma membrane, cortical microtubules and the first mitochondria. Among the mature spermatozoon of *Labrifer* sp. , the external ornamentation are associated with approximately 14-15 cortical microtubules (divided into two fields and uneven) as among *Hypocreadium caputvadum* (Kacem et al., 2012), while in other superfamily Lepocreadioidea species, they were associated with 7 cortical microtubules in *Holorchis micracanthum* (Bâ et al., 2011), 12 in *Gyliachen* sp (Quilichini et al., 2011b), 4 in *Robphildollfusium fratum* (Bakhoun et al., 2012), 13 in *Opechona bacillaris* (Ndiaye et al., 2015) and 14 to 17 in *Neomultitestis aspidogastriformis* (Bakhoun et al., 2015) . The association «external ornamentation + cortical microtubules" has been reported in most Digenean (Quilichini et al., 2011b; Bakhoun, 2012 and Bakhoun et al., 2015). In addition, Quilichini et al. (2011b) have established three types of Digenea based on the location of external ornamentation on the spermatozoon. The mature spermatozoon of *Labrifer* sp. exhibits external ornamentation to Type 2, that is to say external ornamentation associated

with the first mitochondria located in the distal part of the anterior region of the spermatozoon (Quilichini et al., 2011b). This type 2 was also reported in all the Lepocreadioidea species described so far.

It is also interesting to notice that the external ornamentation not associated with cortical microtubules have been described in some Digenean species belonging especially to the family of Lecithasteridae (Quilichini et al., 2010a), Hemiuridae (Ndiaye et al., 2012 2013a; Dione et al., 2016) and Sclerodistomidae (Ndiaye et al., 2013b). Thus, the association or the lack of external ornamentation and cortical microtubules with their location in the spermatozoon could be useful extra characters for phylogenetic analysis of Digenean. Regarding the role of external ornamentation, Justine and Mattei (1984) reported that during the process of fertilization, the spermatozoon enters the egg by its anterior part. Thus, in view of the prior location of external ornamentation in the spermatozoon, they think that they could participate in the fertilization process. However, the real role of external ornamentation remains unknown and requires further studies.

The spine-like bodies

Spine-like bodies appear in the ornamentation in the mature spermatozoon of *Labrifer* sp. In most Digenea, they are located in the anterior part of the spermatozoon and combine with external ornamentation, usually in the mitochondrial part. This is the case in *Labrifer* sp. and in other Digenean species (Levron et al., 2004b; Quilichini et al., 2007a, 2010b; Bakhoun et al., 2011, 2015; Foata et al., 2012; Miquel et al., 2013). In addition, in *Labrifer* sp., the spine-like bodies are irregularly distributed in the ornamented region. However, an exception has been reported in the species of the family Apocreadiidae *Neopocreadium chabaudi* (Kacem et al., 2010) where the spine-like bodies appear in the posterior region of the ornamented region, which means they are not associated with external ornamentation. Among the superfamily Lepocreadioidea species that are studied so far, the spine-like bodies were observed in four species, namely *Gyliauchen* sp., *Rophildollfusium fractum*, *Opechona bacillaris* and *Neomultitestis aspidogastriformis* (Quilichini et al., 2011b; Bakhoun et al., 2012, 2015; Ndiaye et al., 2015). Among other species of the superfamily Lepocreadioidea such as *Holorchis micracanthum* of the family Aephnidiogenidae (Ba et al., 2011) and *Hypocreadum caputvadum* of the family Lepocreadiidae (Kacem et al., 2012), the spine-like bodies are absent. It is likely that the spine-like bodies, such as external ornamentation, also participate in the fertilization process.

The number of mitochondria

Taking into account that it is very difficult, if not nearly impossible, to observe and determine the number of mitochondria using longitudinal sections, several authors have determined the presence of more than one mitochondrion by logical interpretations of numerous cross-sections. Thus, one, two, or three mitochondria have been reported in Digeneans according to species (Miquel et al., 2006; Bâ et al., 2011; Bakhoun et al., 2011; Bakhoun, 2012; Zhukova et al., 2014; Dione et al., 2016). The mature spermatozoon of *Labrifer* sp. has two mitochondria with the first which is in the ornamented area and the second is located in the posterior portion of the spermatozoon. A similar arrangement of mitochondria has been reported in many species of Digenean families, namely in three species of the family Opcoelidae *Poracanthium furcatum*, *Nicolla testiobliquum* and *N. wisniewskii* (Levron et al., 2004b; Quilichini et al., 2007b, c), a species of the family Dicrocoeliidae *Dicrocoelium hospes* (Agostini et al., 2005), a species of the family Troglotremitidae *Troglotrema acutum* (Miquel et al., 2006), a species of the family Omphalometridae *Rubenstrema exasperatum* (Bakhoun et al., 2011) and a species of the family Opisthorchiidae *Opisthorchis felineus* (Zhukova et al., 2014). In the Lepocreadioidea superfamily, two mitochondria have been described in *Robphildollfusium fractum*, *Hypocreadum caputvadum*, *Opechona bacillaris* and *Neomultitestis aspidogastriformis* (Bakhoun et al., 2012; Kacem et al., 2012; Ndiaye et al., 2015; Bakhoun et al., 2015), whereas in the rest of the species a single mitochondrion has been reported (Bâ et al., 2011; Quilichini et al., 2011b). In addition to the variability of the number of mitochondria, the authors described the particular morphology of certain mitochondria, which show a succession of bulges and leads. These "moniliform" mitochondria have been reported in *Holorchis micracanthum* and *Opechona bacillaris* (Ba et al., 2011; Ndiaye et al., 2015). Thus, the variability in the number of mitochondria and their morphologies could be additional characters for comparison between Digenean species at the family or genus level.

Posterior spermatozoon extremity

The posterior extremity of the spermatozoa of the Digenea exhibits a second axoneme, a nucleus and cortical microtubules. Based on the order of disappearance of these elements, as we approach the posterior end of the spermatozoa, Quilichini et al. (2010b) proposed three types of posterior extremities.

In type 1 or type Opecoelidean, the elements disappear gradually in order: second axoneme, nucleus and cortical microtubules. In type 2 or Faciolidean type, they disappear gradually in order: cortical microtubules, second axoneme and nucleus.

In Type 3 or Cryptogonimidean type, they gradually disappear in order: cortical microtubules, nucleus and second axoneme.

The mature spermatozoon of *Labrifer* sp. exhibits the type 1 posterior extremity. In fact, this one has never been described to date in the superfamily of Lepocreadioidea (Table I). However, it has been described in some species belonging of the family Opecoelidae as *Helicometra epinepheli* (Quilichini et al., 2011a). We note that type 2 and type 3 have been described so far in the superfamily of Lepocreadioidea. We find type 2 in a species of the family Aephnidiogenidae *Holorchis micracanthum* (Ba et al., 2011), three species of the family Lepocreadiidae *Neomultitestis aspidogastriformis* (Bakhoun et al., 2015), *Bianium plicitum* and *Bianium arabicum* (Quilichini et al., 2015) and a species of the family Gyliachenidae *Robphildollfusium fractum* (Bakhoun et al., 2012). Type 3 was found in two species of the family Lepocreadiidae *Hypocreadum caputvadum* (Kacem et al., 2012) and *Opechona bacillaris* (Ndiaye et al., 2015) and in a species of the family Gyliachenidae *Gyliachen* sp. (Quilichini et al., 2011b).

Table I: Ultrastructural characters constituting the three types of spermatozoon posterior extremity in the Lepocreadioidea studied up today

Families and species	Posterior ultrastructural characters			Types	References
	N	CM	Ax 2		
Aephnidiogenidae					
<i>Holorchis micracanthum</i>	-	-	+	2	Bâ et <i>al.</i> , 2011
Lepocreadiidae					
<i>Neomultitestis aspidogastriformis</i>	+	-	-	2	Bakhoum et <i>al.</i> 2015
<i>Hypocreadum caputvadum</i>	-	-	+	3	Kacem et <i>al.</i> , 2012
<i>Opechona bacillaris</i>	-	-	+	3	Ndiaye et <i>al.</i> , 2015
<i>Bianium plicitum</i>	+	-	-	2	Quilichini et <i>al.</i> , 2015
<i>Bianium arabicum</i>	+	-	-	2	Quilichini et <i>al.</i> , 2015
<i>Labrifer</i> sp	-	+	-	1	Present study
Gyliauchenidae					
<i>Gyliauchen</i> sp	+	-	+	3	Quilichini et <i>al.</i> , 2011
<i>Robphildollfusium fractum</i>	+	-	-	2	Bakhoum et <i>al.</i> , 2012

Ax2 axoneme 2, CM cortical microtubules, N nucleus

References

- Agostini, S., Miquel, J., Ndiaye, P.I., Marchand, B., 2005. *Dicrocoelium hospes* Looss, 1907 (Digenea, Dicrocoeliidae): spermiogenesis, mature spermatozoon and ultrastructural comparative study. *Parasitol Res* 96 : 38-4.
- Bâ, C.T., Marchand, B., 1995. Spermiogenesis, spermatozoa and phyletic affinities in the Cestoda. In: Jamieson BGM, Ausio J, Justine J-L, eds. *Advances in spermatozoal phylogeny and taxonomy*. Paris: Memoires du Museum National d'Histoire Naturelle, pp. 87-95.
- Bâ, C.T., Ndiaye, P.I., Dione, A., Quilichini, Y., Marchand, B., 2011. Ultrastructure of the spermatozoon of *Holorchis micracanthum* (Digenea: Lepocreadiidae), an intestinal parasite of *Plectorhinchus mediterraneus* (Pisces, Teleostei) in Senegal. *Parasitol Res* 109: 1099-106.
- Bakhoun, A.J.S., Bâ, C.T., Fournier-Chambrillon, C., Torres. J., Fournier. P., Miquel, J., 2009. Spermatozoon ultrastructure of *Euryhormis squamula* (Rudolphi, 819) (Digenea, Opisthorchioidea, Heterophyidae), an intestinal parasite of *Mustela vison* (Carnivora, Mustelidae). *Rev Ibero-lat Param* 1:37-45.
- Bakhoun, A.J.S., Bâ, C.T., Shimalov, V.V., Torres, J., Miquel, J., 2011. Spermatological characters of the digenean *Rubenstremia exasperatum* (Rudolphi, 1819) (Plagiorchioidea, Omphalometridae). *Parasitol Res* 108:12839.
- Bakhoun, A.J.S., Kacem, H., Neifar, L., Miquel, J., 2013a. Ultrastructure of the spermatozoon of *Centroderma spinosissima* (Stossich, 1886) (Digenea: Mesometridae) and its phylogenetic potential. *Tissue & Cell* 45:428–33.
- Bakhoun, A.J.S., Ribas, A., Eira, C., Bâ, C.T., Miquel, J., 2013b. *Brachycoelium salamandrae* (Frâlich, 1789) (Digenea: Brachycoeliidae): ultrastructural study of spermiogenesis and the mature spermatozoon. *Zool Anz* 252:149–56.
- Bakhoun, A.J.S., Sène, A., Ndiaye, P.I., Bâ, C.T., Miquel, J., 2012. Spermiogenesis and the spermatozoon ultrastructure of *Robphildollfusium fractum* (Digenea: Gyliuchenidae), an intestinal parasite of *Sarpa salpa* (Pisces: Teleostei). *C R Biol* 335: 435–44.

- Bakhoun, A. J. S., Quilichini, Y., Justine, J-L., Bray, R. A., Bâ, C. T., Marchand, B., 2015. *Neomultitestis aspidogastriformis* Bray and Cribb, 2003 (Digenea, Lepocreadiidae): mature spermatozoon and sperm morphologies in the Lepocreadioidea. Cell Biol Int ISSN 1065-6995 doi: 10.1002/cbin.10449.
- Bray, R.A., Cribb, T.H., 2012. Reorganisation of the superfamily Lepocreadioidea Odhner, 1905 based on an inferred molecular phylogeny. Syst Parasitol 83:169–77.
- Bray, R.A., Justine, J-L., 2012. A review of the Lepocreadiidae (Digenea, Lepocreadioidea) from fishes of the water around New Caledonia. Acta Parasitol 57:247–72.
- Bray, R.A., Waeschenbach, A., Cribb, T.H., Weedall, G.D., Dyal, P., Littlewood, D.T.J., 2009. The phylogeny of the Lepocreadioidea (Platyhelminthes, Digenea) inferred from nuclear and mitochondrial genes: implications for their systematics and evolution. Acta Parasitol 54:310–29.
- Brooks, D.R., O’Grady, R.T., Glen, D.R., 1985. Phylogenetic analysis of the Digenea (Platyhelminthes: Cercomerida) with comments on their adaptative radiation. Can J Zool 63:411–43.
- Dione, A., Quilichini, Y., Bâ, C.T., Diagne, P.M., Ndiaye, P.I., Marchand, B., 2016. Ultrastructural study of the spermatozoon of *Hemiurus appendiculatus* (Digenea, Hemiuroidea, Hemiuridae), a parasite of *Boops boops* (Pisces, Teleostei, Sparidae) off Senegal. Tissue & Cell 48: 96-103.
- Ehlers, U., 1984. Phylogenetisches System der Plathelminthes. Hamburg, NF: Verh naturwiss Ver 27: 291-4.
- Foata, J., Quilichini, Y., Greani, S., Marchand, B., 2012. Sperm ultrastructure of the digenean *Aphallus tubarium* (Rudolphi, 1819) Poche, 1926 (Platyhelminthes, Cryptogonimidae) intestinal parasite of *Dentex dentex* (Pisces, Teleostei). Tissue & Cell 44:15-21.
- Justine, J-L., 1995. Spermatozoal ultrastructure and phylogeny of the parasitic Platyhelminthes. In: Jamieson BGM, Ausio J, Justine J-L, eds. Advances in spermatozoal phylogeny and taxonomy. Paris: Memoires du Museum National d’Histoire Naturelle, pp. 55–86.

- Justine, J-L., 1998. Systematique des grands groupes de plathelminthes parasites: quoi de neuf ? *Bul Soc Française Parasitol* 16:34–52.
- Justine, J-L., 2001. Spermatozoa as phylogenetic characters for the Platyhelminthes. In: Littlewood DTJ, Bray RA, eds. *Interrelationships of the Platyhelminthes*. London: Taylor and Francis, pp. 231–238.
- Justine, J-L., Mattei, X., 1984. Ultrastructural observations on the spermatozoon, ovocyte and fertilization process in *Gonapodasmius*, a gonochoristic Trematode (Trematoda: Digenea: Didymozoidae). *Acta Zool (Stockholm)* 65:171–7.
- Kacem, H., Bakhoun, A.J.S., Eira, C., Neifar, L., Miquel, J., 2012. Ultrastructural characters of the spermatozoon of the digenean *Hypocreadium caputvadum* Kacem et al., 2011 (Lepocreadiidea: Lepocreadiidae), an intestinal parasite of *Balistes capriscus* in Tunisia. *C R Biol* 335:637–44.
- Kacem, H., Bakhoun, A.J.S., Neifar, L., Miquel, J., 2010. Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the digenean *Neoapocreadium chabaudi* (Apocreadiidae), a parasite of *Balistes capriscus* (Pisces, Teleostei). *Parasitol Int* 59:358–66.
- Levron, C., Miquel, J., Oros, M., Scholz, T., 2010. Spermatozoa of tapeworms (Platyhelminthes, Eucestoda): advances in ultrastructural and phylogenetic studies. *Biol Rev* 85:523–4.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2003. Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Helicometra fasciata* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Labrus merula* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitol* 48:255–64.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2004a. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Diptherostomum brusinae* (Digenea, Zoogonidae), a parasite of *Diplodus annularis* (Pisces, Teleostei). *Parasitol Res* 94:147–54.
- Levron, C., Ternengo, S., Marchand, B., 2004b. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Poracanthium furcatum* (Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus surmuletus* (Pisces, Teleostei). *Acta Parasitol* 49:190–20.

- Miquel, J., Fournier-Chambrillon, C., Fournier, P., Torres, J., 2006. Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of the cranial digenean *Trogloitrema acutum* (Leuckart, 1842). J Parasitol 92: 441–53.
- Miquel, J., Nourrisson, C., Marchand, B., 2000. Ultrastructure of spermiogenesis and the spermatozoon of *Opecoeloides furcatus* (Trematoda, Digenea, Opecoelidae), a parasite of *Mullus barbatus* (Pisces, Teleostei). Parasitol Res 86:301–10.
- Miquel, J., Vilavella, D., Swiderski, Z., Shimalov, V.V., Torres, J., 2013. Spermatological characteristics of Pleurogenidae (Digenea) inferred from the ultrastructural study of *Pleurogenes claviger*, *Pleurogenoides medians* and *Prosotocus confusus*. Parasite 20:28.
- Ndiaye, P.I., Bakhoun, A.J.S., Sène, A., Diagne, P.M., Miquel, J., 2015. The ultrastructural characters of the mature spermatozoon of *Opechona bacillaris* (Molin, 1859) (Digenea, Lepocreadiidae) a parasite of *Scomber colias* Gmelin, 1789 (Scombridae) off the coast of Dakar (Senegal). Acta Zool (Stockholm); doi: 10.1111 / azo. 12054.
- Ndiaye, P.I., Bakhoun, A.J.S., Sène, A., Miquel, J., 2013a. Ultrastructure of the spermatozoon of *Parahemiurus merus* (Linton, 1910) (Digenea: Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 and *S. maderensis* (Lowe, 1838) (Teleostei: Clupeidae) in the Senegalese coast. Zool Anz 252:572–8.
- Ndiaye, P.I., Diagne, P.M., Sène, A., Bakhoun, A.J.S., Miquel, J., 2012. Ultrastructure of the spermatozoon of the digenean *Lecithocladium excisum* (Rudolphi, 1819) (Hemiuroidea: Hemiuridae), a parasite of marine teleosts in Senegal. Folia Parasitol 59:173–8.
- Ndiaye, P.I., Miquel, J., Bâ, C.T., Feliu, C., Marchand, B., 2002. Spermiogenesis and sperm ultrastructure of *Scaphiostomum palaearticum* Mas-Coma, Esteban et Valero, 1986 (Trematoda, Digenea, Brachylaimidae). Acta Parasitol 47:259–71.
- Ndiaye, P.I., Quilichini, Y., Sène, A., Bâ, C.T., Marchand, B., 2011. Ultrastructure of the spermatozoon of the digenean *Cricocephalus albus* (Kuhl & van Hasselt, 1822) Looss, 1899 (Platyhelminthes, Pronocephaloidea, Pronocephalidae), parasite of “the hawksbill sea turtle” *Eretmochelys imbricate* (Linnaeus, 1766) in Senegal. Zool Anz 250:215–22.
- Ndiaye, P.I., Quilichini, Y., Sène, A., Bray, R.A., Bâ, C.T., Marchand, B., 2013b. *Prosorthis palinurichthi* Kurochkin; Korotaeva, 1971 (Digenea, Sclerodistomidae): Ultrastructure of the mature spermatozoon. Zool Anz 252:404–9.

- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2010a. Spermatozoon ultrastructure of *Aponurus laguncula* (Digenea: Lecithasteridae), a parasite of *Aluterus monoceros* (Pisces, Teleostei). *Parasitol Int* 59:22–8.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2010b. Ultrastructural study of the spermatozoon of *Heterolebes maculosus* (Digenea, Opistholebetidae), a parasite of the porcupine fish *Diodon hystrix* (Pisces, Teleostei). *Parasitol Int* 59:427–34.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2011a. Sperm ultrastructure of *Helicometra epinepheli* (Platyhelminthes, Digenea, Opecoelidae), parasite of *Epinephelus fasciatus* (Pisces, Teleostei). *Histol Histopathol* 26:1019–28.
- Quilichini, Y., Foata, J., Justine, J-L., Bray, R.A., Marchand, B., 2011b. Spermatozoon Ultrastructure of *Gyliauchen* sp. (Digenea: Gyliauchenidae), an Intestinal Parasite of *Siganus fuscescens* (Pisces: Teleostei). *Biol Bull* 221:197–205.
- Quilichini, Y., Foata, J., Marchand, B., 2007. Ultrastructural study of the spermatozoon of *Nicolla testiobliquum* (Digenea, Opecoelidae) parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces, Teleostei). *Parasitol Res* 101:1295–301.
- Quilichini, Y., Foata, J., Orsini, A., Marchand, B., 2007b. Spermiogenesis and spermatozoon ultrastructure of *Nicolla wisniewskii* (Digenea: Opecoelidae), an intestinal parasite of brown trout *Salmo trutta* (Pisces: Teleostei). *J Parasitol* 93:469–78.
- Ternengo, S., Quilichini, Y., Katharios, P., Marchand, B., 2009. Sperm ultrastructure of the gall bladder fluke *Anisocoelium capitellatum* (Digenea: Cryptogonimidae), a parasite of *Uranoscopus scaber* (Pisces: Uranoscopidae). *Parasitol Res* 104:801–7.
- Thiery, J-P., 1967. Mise en evidence des polysaccharides sur coupes fines en microscopie electronique. *J Microsc* 6:987–1018.
- Zhukova, M.V., Mordvinov, V.A., Kiseleva, E., 2014. Ultrastructure of spermatozoa in the seminal receptacle of the liver fluke *Opisthorchis felineus* (Rivolta, 1884). *Parasitol Res* 113:1093–101.

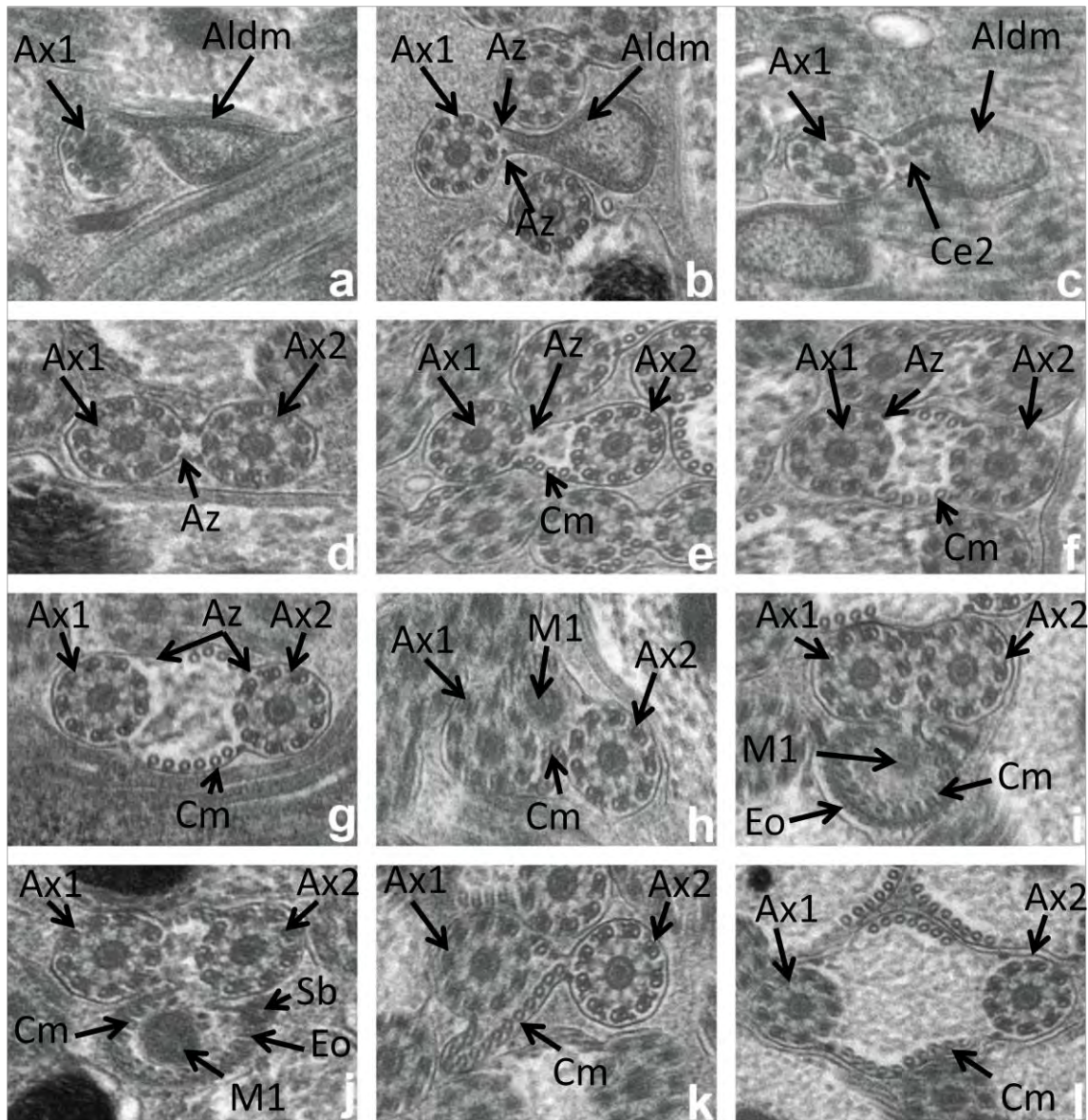


Figure 1 (a-l): Cross-sections of regions I, II and III of the *Labrifer* sp mature spermatozoon.

(a-g): Cross sections of region I; appearance of the first axoneme (a-c), two flagellar attachment zones before the forming of the second axoneme (b) and an antero-lateral electron-dense material at the level of which the second axoneme appears (c); two full-developed axonemes, four flagellar attachment zones and two fields of 4 to 10 parallel cortical microtubules (d-g).

(h-j): Cross sections of region II; emergence of the first mitochondrion (h) and external ornamentations (i-j) associated with spine-like bodies (j); cortical microtubules are distributed into two fields of 10 to 15 units.

(k-l): Cross-sections of region III; disappearance of the first mitochondria, the external ornamentation and the spine-like bodies. On the other hand, axonemes, cortical microtubules and flagellar attachment zones are still present.

Aldm, antero-lateral electron-dense material; Ax1, first axoneme; Ax2, second axoneme; Az, attachment zones; C2, centriole of the second axoneme; Cm, cortical microtubule; Eo, external ornamentation of the plasma membrane; M1, first mitochondrion; Sb, spine-like body.

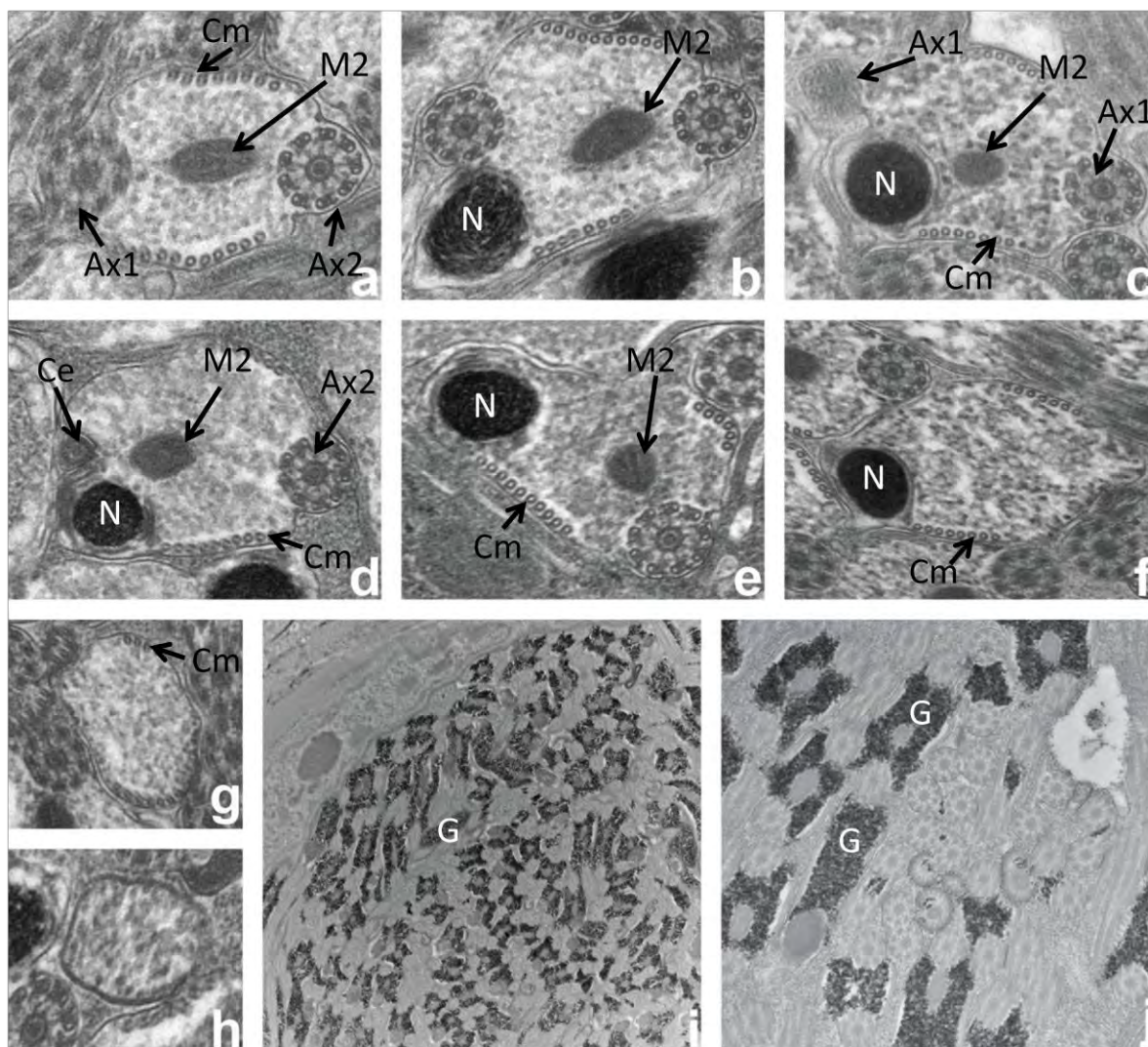


Figure 2 (a-h): Cross-sections of region IV; the second mitochondrion appears (a-e), the first axoneme progressively disorganizes by losing first its doublets, then its central element (c-d); the second axoneme disappears almost simultaneously with the second mitochondrion (e-f); the nucleus appears (b-f), then disappears before reaching the posterior tip of the cortical microtubules (f-g). The latter are still in two fields (a-g) and disappear before reaching the posterior extremity of the spermatozoon (g-h).

Figure 3 (i-j): Cross-sections at different levels of the *Labrifer* sp mature spermatozoon showing glycogen granules evidenced by Thiery's test (1967).

Ax1, first axoneme; Ax2, second axoneme; Ce, central element; Cm, cortical microtubule; G, glycogen granule; M2, second mitochondrion; N, nucleus.

Size Structure, length-weight Relationship and Condition Factor of Fish *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus* in the Senegalese Coast

Ayatoulaye Dione¹, Abdoulaye Ba¹, Cheikh Tidiane Ba¹

¹Laboratory of Evolutionary Biology, Ecology and Management of Ecosystems,
Faculty of Sciences and Techniques, Cheikh Anta Diop University of Dakar,
Dakar, Senegal

Abstract

This study examined size structure, length-weight relationship (LWR) and condition factor (K) for three fish species : *Cephalopholis taeniops*, *Boops boops* and *Plectorhinchus mediterraneus* on the Senegalese coast from September 2013 to August 2014 at two landing locations. Length-frequency distributions significantly varied between sexes for all seasons ($P < 0.05$). The values of constants a and b were determined from the length and weight data which transform into the linear equation of $\ln W = \ln a + b \ln L_T$. These parameters were then fitted to the parabolic equation, $W = aL_T^b$. The value of exponent "b" for *B. boops*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus*, were found to be 2.73, 3.09 and 2.85 respectively. The b value of the length-weight relationships of *B. boops* and *P. mediterraneus* from both areas were significantly different at $P < 0.05$, while no significant difference was observed for *C. taeniops*. These values showed a positive allometric growth for *C. taeniops* and a negative allometric growth for *B. boops* and *P. mediterraneus*. The analysed data also showed that the condition factor of *B. boops* was less than 1, and implied that this species was not in good physiological state of well-being (K score of 0.95 ± 0.13), but the values for *C. taeniops* and *P. mediterraneus*, K score respectively of 1.46 ± 0.20 and 1.30 ± 0.15) were greater than 1 implied that they were in good physiological condition. The slopes of LWRs of females and males did not differ statistically in the same season, while they differed between warm and cold season. The K values of females and males were not statistically different between warm and cold season. This study has contributed to the knowledge of fish populations and could assist fishery management scientists in carrying out future ecological studies in line with the strategies of conservation, restoration and management.

Key Words: Size structure, length-weight relationship, condition factor, *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops*, *Plectorhinchus mediterraneus*, Senegal.

Introduction

Fishing plays a significant economic, social and cultural role in Senegal. Fish is also an important source of animal protein (75%) for the Senegalese people (FAO, 2012). The fisheries sector now provides more than 600 000 direct and indirect jobs and contributes to the reduction of unemployment (FAO, 2012). It represents 2.5% of gross domestic product and in Senegal, it is the first export sector of the country with € 282 million (FAO, 2012). Despite its important potential, the Senegalese fishing has been through crisis due to the open access nature of the fisheries, overfishing and the use of destructive fishing methods . This is what justifies the scarcity of fishes in the Senegalese market. The development of management measures to better preserve the resource by making available and reliable biological data on species is an absolute necessity. The length-weight relationship is an important parameter in evaluating the biological parameters of fishes. It assists in understanding the general well being and growth patterns in a fish population. Growth is manifested by changes in weight and length, and there is also a close relationship between these two variables (Le Cren, 1951; Bajjot et al., 1994b; Pauly and Moreau, 1997; Leveque, 1999). Weight and length growth of individual is an adaptive response to environmental conditions. Knowledge of this length-weight relationship finds applications in biology and fisheries in the assessment of fish stocks (Kochzius, 1997; Ruiz Ramirez, 1997; Le Tourneur, 1998; Frota et al., 2004). It helps to have information on the biological and physiological state of the fish and for estimating biomass from the lengths, the estimation of condition (state of well-being) of fish populations in a given environment, and prediction of the weight from the lengths in the evaluation of capture (Stergiou and Moutopoulos, 2001). In addition, data deriving of the length weight relationship allow the calculation of the weight of the fish only the length is known and vice versa (Ba, 2013). Finally, LWR and size structure are essential tools of comparison among different populations of the same species living in similar or different ecosystems (Stergiou and Moutopoulos, 2001; Odat, 2003; Thomas et al., 2003). This can inquire at the ecology conditions of a species. Condition factor refers to the well-being of a certain species and its degree of fatness, which depends on the weight of the fish sampled (Fafioye and Oluajo, 2005; Pauly, 1983). Different values of the condition factor of a fish indicate the state of sexual maturity, the degree of food sources availability, age and sex of some species (Williams, 2000) and the system of environment (Dhakal and Subba, 2003). In addition, the effect of environmental changes on fish species is also reflected through the score of fish condition factor.

The bogue, *Boops boops* (Linnaeus, 1758), is a teleost belonging to the Sparidae family (sea breams). This species mainly inhabits the eastern Atlantic, from Norway to Angola, and the Mediterranean Sea, including the Black Sea (Froese and Pauly, 2014). It also occurs in the western Atlantic in the Gulf of Mexico and the Caribbean Sea (Bauchot and Hureau, 1986).

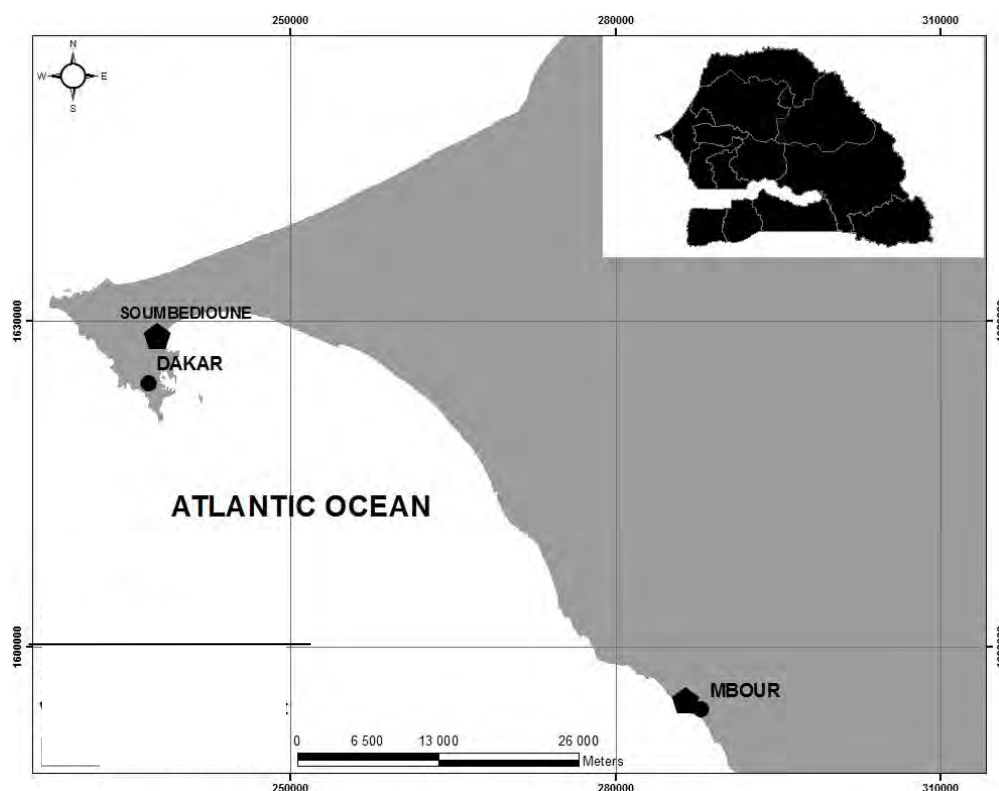
The African hind (*Cephalopholis taeniops*) (Valenciennes, 1828), is one of the main demersal fish species caught in the Senegalese coast, It is a teleost belonging to the Serranidae family and was found at Eastern Atlantic: Western Sahara to Angola, including Cape Verde and the Sao Tome and Principe islands. Also recorded from the Mediterranean (Siau, 1994). *C. taeniops* is considered a protogynous hermaphrodite, in which mature fish function first as females and later change into males (Shapiro, 1987).

The Rubberlip grunt, *Plectorhinchus mediterraneus* (Guichenot, 1850) is a teleost belonging to the Haemulidae family. It is found in Eastern Atlantic (Spain and Portugal to Henties Bay, Namibia) (Heemstra, 1995). Also from the western Mediterranean Sea and the Canary Islands (Ben-Tuvia and McKay, 1986; Fischer et al., 1987).

The aim of the present study was to provide data on size structure, length-weight relationship and condition factor for three major species sampled from the Senegalese coast: *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus*. To the best of our knowledge, this is the first report of size structure, length-weight relationships among fish populations for these species in the Senegalese coast and will thus contribute to the development of a comprehensive baseline data of marine fishes in this region.

Materials and Methods

Systematic sampling of *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus* along the Senegalese coast (12°30'N – 14°45'N) was carried out monthly from September 2013 to August 2014 from catches taken by the small-scale fisheries at two main landing locations (Fig 1): Dakar (Soumbédioune in the Cap Vert Peninsula) and Mbour (Centre West). All specimens landed by commercial pirogues were sampled once per month at each location (25 individuals, per month and per site).



In the laboratory, for each fishes sampled, the stretched total length (L_T) to the nearest centimeter (from the tip of the snout to the extremity of the caudal fin), the total weight (W) to the nearest gramm were measured, and the sex was determined. These fishes have mostly been taken by longlines n° 7 to 12 and gillnets (35-40 mm mesh) in artisanal fisheries.

Individuals whose sex was not determined and hermaphrodite individuals were not considered in this study. The Length weight relationship (LWR) was estimated by using the equation:

$$W = aL^b \quad (1)$$

where W = Weight (g), L_T = total length (cm), a = Constant, b = Growth exponent and r =determination coefficient. The “ a ” and “ b ” and “ r ” values were calculated from linear regression of the fish length and weight measurements. The determination coefficient r was used as indicator of the quality of the linear regressions (Scherrer, 1984). Growth was regarded as isometry when the value of $b = 3$ and allometry when less or greater than 3 ($b < 3$ or $b > 3$). The above equation (1) and data were transformed in to logarithms before the calculations were made. Therefore equation (1) becomes :

$$\text{Log}W = \text{log}a + b\text{log}L_T \quad (2)$$

In order to confirm whether b -value obtained in the linear regression were significantly different from the isometric value, a student's t -test ($b = 3$) with a confidence level at ± 95 ($P = 0.05$) was applied, expressed by the following equation (Sokal and Rohlf, 1987)

$$.T_s = \frac{(b-3)}{SE}$$

where T_s =student's t test, b =slope, SE =standard error of the slope and was calculated

$$SE = \sqrt{\frac{(sW/sL) - b^2}{(n - 2)}}$$

where sW = variance of body weight, sL = variance of total length, n =sample size.

The factor condition is used for comparing the condition fatness or well-being (Mir et al., 2012). The coefficient of condition was calculated using the Fulton formula (Fulton, 1904)

$$K = 100 \frac{W}{L_T^3}$$

Where W is the observed total weight for each specimen, L_T is the observed standard length for each specimen and K is the condition factor. The condition factor, K was used to compare the condition of fish between different sampling sites. The significant K 's test were further analysed using the Student's t -test to compare the well being of the species from different sampling sites at $P = 0.05$ (Zar, 1984). The length frequency distributions of males and females were compared using a Kolmogorov-Smirnov test. There are two main climatic seasons in Senegal: the warm season, from May to October (including the rainy season between July and October); and the cold season, from November to April (Barry-Gérard, 1994). A Student's t -test for seasonal differences in length-weight parameters and condition factor for each species was performed. Difference between K values of females and males in same season and between warm and cold season was tested using the Student's t -test. All the statistical analyses were considered at significance level of 5% ($P < 0.05$). The XLSTAT version 2015 and Microsoft Office Excel software 2007 were performed in this study.

Results

The overall sex ratio of *Boops boops* was 1.2:1 (females: males) and was not significantly different from the expected ratio 1:1 ($\chi^2 = 0.04$; $p < 0.05$). The sex ratios for *P. mediterraneus* and *C.taeniops* were 1.4:1 and 5:1 respectively and were different from the expected ratio 1:1 ($\chi^2 = 0.12$; $p > 0.05$ and $\chi^2 = 15$; $p > 0.05$ respectively for *P. mediterraneus* and *C.taeniops*). Significant differences in the length-frequency distributions between sexes were found for the three species ($P < 0.05$) (Table 1). The total length distribution, condition factor (K) and parameters a and b of the LWR of the three fish species of *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus* from the Senegalese are shown on Table 1.

For *B. boops* species; the mean total length (L_T) was 27.85 cm for females (SD = 3.81) while the mean total length for males was 26.76 cm L_T (SD = 2.44). The mean total weight were 214.99 SD = 90.80) and 183.91 g (SD = 47.31) for *B. boops* females and males respectively. For *C. taeniops*, the mean total length for females was 21.77 cm L_T (SD = 3.36) and 25.70 cm L_T for males (SD = 5.59). The mean total weights for females and males were 163.20 (SD = 83.63) and 291.17 g (SD = 182.18). The mean total weight were (SD = 0.51 g) 303.42 and 461.63 g (SD = 336.36) for *P. mediterraneus* females and males respectively (Tableau 1).

For these species, the length frequency distributions were different between males and females, the latter being generally larger (Kolmogorov-Smirnov, $p < 0.05$; Fig. 3a, 3b and 3c) except for *C. taeniops* which males being larger than females (Kolmogorov-Smirnov, $p > 0.05$). The length–weight relationship for combined sexes were , $W=0.016L_T^{2.8382}$ g ($r^2=0.8659$; $n=296$), $W=0.0108L_T^{3.0968}$ g ($r^2=0.9633$; $n=569$) and $W=0.0215L_T^{2.8511}$ g ($r^2=0.9684$; $n=570$) respectively for *B. boops*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus* (Fig. 3a, 3b and 3c). These relationships was highly correlated for both males and females for the three species (Figure 3b).

Table: 1 Descriptive statistics and estimated parameters of size structure, length-weight relationship for *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus* from the Senegalese Coast.

Species	Sexes	n	L_T range (cm)	W ranged (g)	a	b	SE (b)	r^2	P	K $\pm$ SD	K T- test
Boobs	Females	162	20.6-38.1	72-461	0.0227	2.8329	1.8690	0.9668	-0.089	0.95 $\pm$ 0.13	0.7401
	Males	134	22.2-34.1	97-342	0.0206	2.8676	1.6722	0.9645	-0.079	0.95 $\pm$ 0.14	
Plech	Females	327	20.3-57.1	112-2390	0.0090	3.0063	3.3082	0.9305	0.002	1.32 $\pm$ 0.34	0.6726
	Males	242	21.3-55.7	131-2229	0.0352	2.6083	3.3957	0.7687	-0.115	1.31 $\pm$ 0.17	
Ceph	Females	474	14.5-33.0	45-496	0.0121	3.0613	1.1372	0.9457	0.054	1.46 $\pm$ 0.19	0.0166
	Males	95	14.5-39.5	43-837	0.0092	3.1480	3.3631	0.9769	0.044	1.47 $\pm$ 0.24	

* n= sample size; L_T = total length, W = body weight; a = intercept; b = slope of length-weight relationship; SE= standard error of the slope b, r^2 : coefficient of determination; P-value for t-test comparing differences for isometric growth ($b = 3$); K= condition factor; K T-test: t-test = P-value for t-test comparing differences for condition factor; SD: standard deviation

The value of the allometric coefficient was slightly lower than 3, meaning that the females and males of *B. boops* (2.8329 and 2.8676) and the males of *P. mediterraneus* (2.6083) exhibit negative allometric growth for both sexes (i.e. length increased faster than weight). The values of b for females *P. mediterraneus* (3.0063) and for *C. taeniops* females (3.0613) and males (3.1480) show positive allometric (Table 1; Fig. 3a, 3b and 3c).

The student's t-tests used to verify whether the parameter b were significantly different from the expected value of 3 showed significant difference *B. Boops* and *P. mediterraneus* (Table 1) while no significant difference was observed for *C. taeniops*. In the present study, overall growth parameter (weight and length), r^2 values were positive and highly correlated with $r > 0.90$ between fish total length and body weight measurements except males of *P. mediterraneus*.

Both seasons showed significant differences in the condition factor for *C. taeniops* (t-test = 0.009; $P < 0.05$) while no significant difference was observed in the condition factor for *B. Boops* (t-test = 0.40; $P > 0.05$) and for *P. mediterraneus* (t-test = 0.69; $P > 0.05$). K values were significantly different between females and males for *C. taeniops* but significant difference was observed between the both sexes for the *B. boops* and *P. mediterraneus* (t = 0.74, and 0.67 respectively; $p < 0.05$). On the other hand, the K values of both females and males did not reflect statistical difference between sampling sites for *P. mediterraneus* (t-test = 0.42; $P > 0.05$) but significant difference was observed in sampling sites for *C. taeniops* (t-test = 0.00; $P < 0.05$).

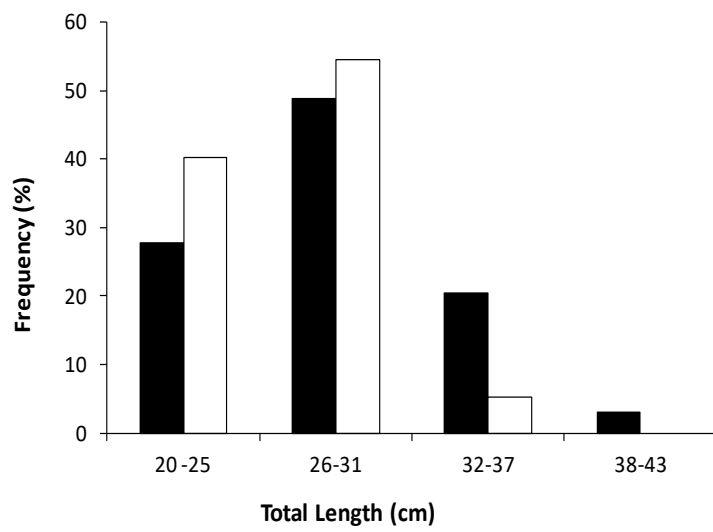


Fig. 2a. Length frequency distributions females and males of the bogue *Boops boops*

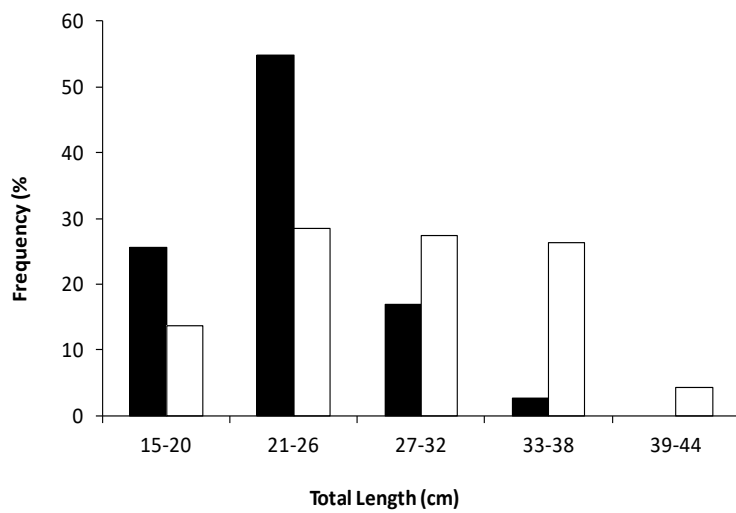


Fig. 2b. Length frequency distributions of males and females of the bluespotted seabass, *Cephalopholis taeniops*

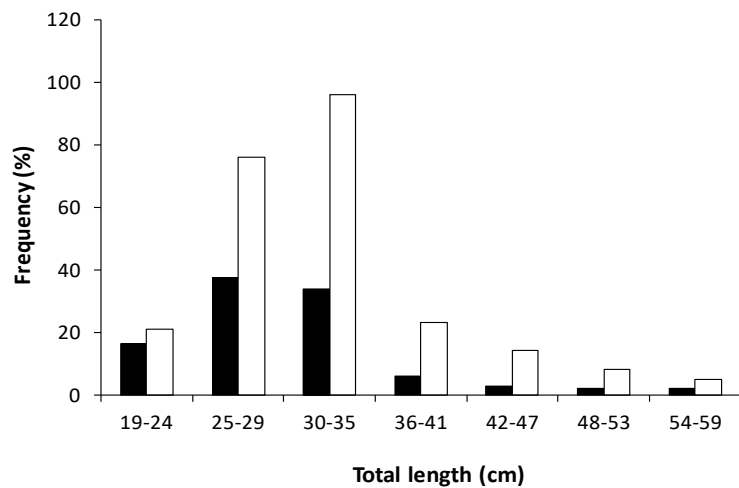


Fig. 2c. Length frequency distributions of males and females of the rubberlip grunt *Plectorhinchus mediterraneus*

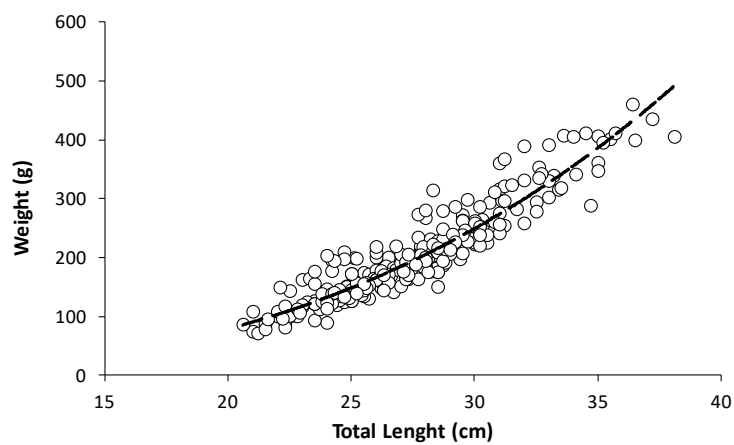


Fig. 3a. Length-weight relationship of the bogue *Boops boops*

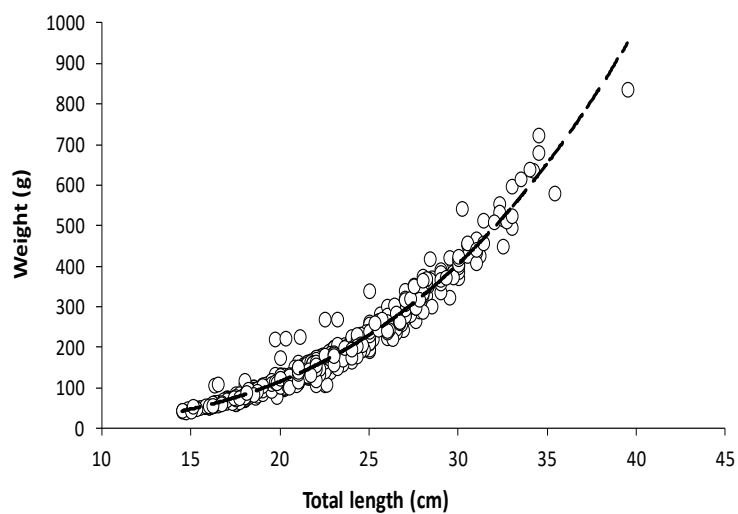


Fig. 3b. Length-weight relationship of the bluespotted seabass, *Cephalopholis taeniops*

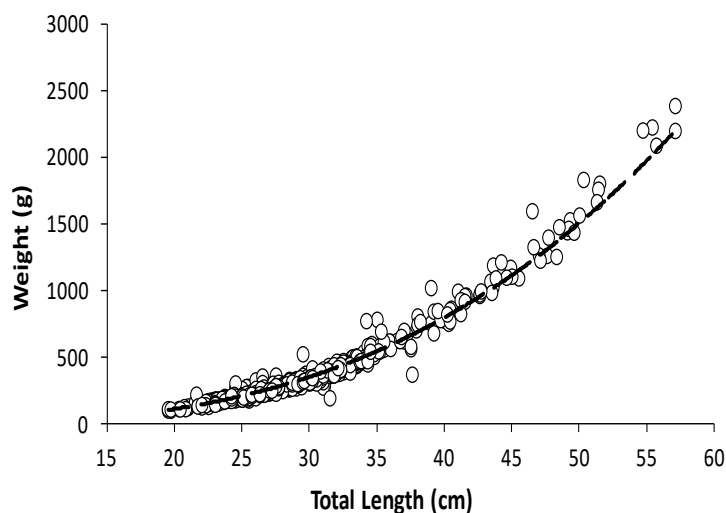


Fig. 3c. Length-weight relationship of the rubberlip grunt *Plectorhinchus mediterraneus*

Discussion

This study examined several biological parameters of the bogue (*Boops boops*), the african hind (*Cephalopholis taeniops*) and the rubberlip grunt (*Plectorhinchus mediterraneus*), some coastal species easily accessible to small-scale fisheries active along the Senegalese coast.

The population of these species showed an overall sex ratio in favour of the females. Our results are in accordance with Kara and Bayhan (2008) for the bogue in Izmir Bay, Aegean Sea, Turkey. However, Bottari et al. (2014) found them equally distributed among size classes between females and males. The sex-ratio data of *P. mediterraneus* indicated also a dominance of females in Senegal waters. A similar pattern was found for its congeners as *P. flavomaculatus* (Muragi, 2002) and *P. pictum* (Grandcourt et al., 2006). Unequal sex ratios may be a consequence of sexual segregation resulting of sex-reproductive strategies, sex-specific dietary requirements or sex-specific swimming capabilities (Wearmouth and Sims, 2008). The sex ratio of *C. taeniops* is more difficult to assess. Individuals for this species whose sex could not be identified were excluded from the study. Indeed, Serranids as the *C. taeniops* are sequential hermaphrodites with natural sex reversal, expressing protogyny (Siau, 1994). The regression of the female gonad and the increased male tissue indicate the exchange of sex in *C. taeniops* individuals (Lo Nostro et al., 2004). Siau (1994) reported in Senegal that *C. taeniops* followed a sequential protogynous, hermaphrodite model with young bisexual individuals and transitional individuals (hermaphrodites). A similar result was also observed by Liu and Sadovy (2004) for *C. boenak*.

Size structure, LWRs and condition factor are used to describe main life-history trait characteristics and provided information on the physiological state of the fish in relation to its welfare (Gonçalves et al., 1997). These biological parameters made comparisons between different fish species, or between fish populations in different habitats (Andrade and Campos, 2002). Our study highlighted crucial data in the fisheries biology and assessments for *B. boops*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus*. The maximal sizes recorded in the present study for

B. boops, i.e. 34.1 and 38.1 cm for males and females respectively, were greater than those recorded in previous studies in the northeastern Mediterranean Sea i.e. 20.2 cm (Özvarol et Gököglu, 2015) and in Izmir Bay, Aegean Sea, i.e. 27.9 cm (Bayhan and Kara, 2015). The size of the bogue is more common between 10 and 25 cm L_T (Bauchot and Hureau, 1986; Relini et al., 1999). The size structure of fishes could be affected in response to changes in the abundance of individuals or in response in high pressure of fishing. In Izmir Bay Bayhan and Kara (2015) stated this fact for the bogue. The maximum reported total length for *C. taeniops* is 70 cm L_T (Reiner, 1996) and was clearly larger than our result. Siau (1994) reported that the most fished specimens for this species ranged from 20 to 30 cm and this finding is more consistent with that in our study. According to Pereira et al. (2012), most of fished specimens ranged from 25 to 40 cm in Cape Verde waters. Total length ranged from 10 to 90 cm for *C. taeniops* in Ivory coast (Kouassy et al., 2010), while in this study it is from 14.5 to 33 cm for females and from 14.5 to 39.5 cm for males. *P. mediterraneus* is a coastal bottom fish that can reach a maximum standard length at 80 cm (Ben-Tuvia and McKay, 1986). The maximum size attained by *P. mediterraneus* in this study 57.1 and 55.7 cm for males and females respectively varied slightly with those of other reported by Franqueville and Freon (1976) i.e. 53 cm. Pan et al. (2015) estimated for *P. mediterraneus* a total length ranged from 21.50 to 57.60 in the Cape Verde peninsula (Senegal). This total length range was evaluated by Santos et al. (2002) between 28.0 and 52.5 cm in the Southern Portugal. Changes in maximum size of an area to another for these species could be explained by changes in ocean fisheries, which can lead to biological variation among populations as the maximum size and by changes in fishing techniques or a local reduction of the size of this species due to high mortality (Walker and Heessen, 1996).

Parameters "b" of the relationship LWRs for the three species were henceforth available. The b value represents the body form, and it is directly related to the weight and length, affected by ecological factors (temperature, food supply, and spawning conditions) and other factors (sex, age, fishing time, area, and fishing vessels) (Ricker, 1973). Overall, the value of "b" varied from 2.70 to 3.15 in this study. This range of the value of "b" is consistent with those usually reported and accepted by the literature. This value ranged between 2.50 and 3.50 (Pauly and Moreau, 1997). Other studies have conducted research on the LWRs of species targeted in this study in different localities (Table 2). The length-weight relationship of *B. boops* showed a negative allometry ($b < 3$) and it is consistent with the result reported by Anato and Ktary (1986), Zoubi (2001), Valle et al. (2003), Dulcic and Glamuzina (2006) and by Özvarol et al. (2014) in the northeastern Mediterranean Sea. However, a positive allometry for *B. boops* has also been reported in previous studies (Allam, 2003; Karakulak et al., 2006; Kara and Bayhan, 2008). The result of this study agreed with those reported from others areas of the species according to Marcovic et al. (2013) with b value evaluated at 2.7443 and 2.6864 respectively for females and males. In comparison, the value of "b" in *B. boops* in our study Senegal (2.7281) is less than that observed in Tunisia i.e. 3.086 (Gaamour, 2003). This difference could be due to less favorable ecological conditions for the species in Senegal.

Table 2: Comparison of total length range and weight-length relationships parameters for species considered in this study with previously published by several authors

Species	n	L_T range (cm)	b	r^2	Countries	Authors
<i>Boops boops</i>	296	22.2-38.1	2.7281	0.8115	Senegal	Present study
	932	11.3-27.9	3.2370	0.956	Turkey	Kara and Bayhan, 2015
	124	10-20.2	2.0820	0.8760	Turkey	Özvarol et al., 2014
	1808	8.1-33	3.1390	0.9900	Italia	Bottari et al., 2014
	929	10-25.9	2.6864	0.9500	Montenegro	Markovic et al., 2013
	243	12-26	2.9800	0.9700	Tunisia	Cherif et al., 2008
<i>Cephalopholis taeniops</i>	569	14.5-39.5	3.0968	0.9633	Senegal	Present study
	65	24-44	3.1470	0.9650	Cape Verde	Pereira et al., 2012
	116	34-59	3.1100	0.7300	Ivory Coast	Kouassi et al., 2010
	162	-	3.2000	0.9700	Cape Verde	Magnússon and Magnússon, 1987
<i>Plectorhinchus mediterraneus</i>	569	20.3-57.1	2.8507	0.9671	Senegal	Present study
	270	21.5-57.6	2.9400	0.9800	Senegal	Pan et al., 2015
	33	28.0-52.5	3.3300	0.9740	Portugal	Santos et al., 2002
	107	15-53	2.9480	0.9986	Senegal	Fréon et Franqueville, 1976

n= the sample size; L_T = total length; b = slope of length-weight relationship of combined sex; r^2 = the coefficient of determination.

Length-weight relationships study for *Cephalopholis species* (Serranidae) landed on the south coast of Kenya revealed some b values comprising between 2.89 and 3.22 (Agembe et al., 2010). These results were very far to those found in our study for *C. taeniops*. The b-value reported for this species was consistent with that reported for this species in other regions; i.e. 3.11 in Ivory Coast (Kouassi et al., 2010), 3.20 in Cap Verde (Magnússon and Magnússon 1987; Pastor, 2002). For *P. mediterraneus*, our study corroborated with the value found for its congeners i.e. *P. pictus*, *P. gibbosus*, *P. goldmanni*, *P. obscurus* and *P. picus* (Kulbicki et al., 1993). When $b > 3$, the fish grows faster in weight than length such as observed for *C. taeniops* in both locations in this study. When the value of $b < 3.0$, the fish experiences a negative allometric growth such as observed for *B. boops* and *P. mediterraneus* (Pervin and Mortuza, 2008). The differences between the b values could be explained by the Changes in b responded mostly to differences in the sample size and in the covered length range, but also to species morphology and environmental factors such as: temperature, salinity, food (quantity, quality and size), sex, health and developmental stage) (Sparre, 1992). This information related to LWRs is necessary for the purpose of fisheries management in

the Senegalese waters as well as for estimation of the biomass of these species and encourage further length-weight relationships studies for others species. The high correlation coefficient “ r^2 ” = 0.9 obtained in this study showed that there was strong association between fish total length and body total weight measurements. This means that as the length of the fish increases, the weight also increases proportionally. This was in agreement with previous studies on different fish species from various water bodies (Tah et al., 2012; Koffi et al., 2014). This means that there was a positive correlation between length and weight of *B. boops*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus* from the Senegalese coasts.

The condition factor of a fish reflects physical and biological circumstances and fluctuations by interaction among feeding conditions, parasitic infections and physiological factors (Le Cren, 1951). This study revealed that the female and male individuals for *B. Boobs* and *P. mediterraneus* had the same condition factor in the same seasons (no significant difference was found in condition factor of females and males within seasons). There was also no significant difference in K between sexes (t-test, $P > 0.05$) for *B. Boobs* and *P. mediterraneus*. However, condition factor differed between seasons for females and males *C. taeniops* (t-test, $P < 0.05$). This study revealed that for female and male individuals, significant difference was found in condition factor for *C. taeniops* while the contrary was recorded for *P. mediterraneus* between the both locations, Soumbédioune and Mbour. In these sampling sites, for *C. taeniops* and *P. mediterraneus* the condition factors indicated that fish were doing well in the Senegalese coasts. However, Sarkar et al. (2013) noted also that condition factor is not constant for a species or population.

In studies of population dynamics high condition factor values indicates favourable environmental conditions (such as: habitat and prey availability) and low values indicate less favorable environmental conditions (Blackwell et al., 2000). It reflects the well-being of the fish (Abowei, 2010) and is an index to access the status of the aquatic ecosystem (Edah et al., 2010). Braga (1986) showed that values of the condition factor vary according to seasons and are influenced by environmental conditions. The condition factors for both *B. boops* in soumbédioune sampling site was less than 1 and indicated that this species fish was not doing well in the Senegalese coasts. This result was consistent with those found by Marković et al. (2013). The K value obtained for *C. taeniops* and *P. mediterraneus* in sampling sites was greater than that of *B. boops* and suggested that the fish was in good condition.

An important outcome from this study is information on the size structure, the WLRs and K values in different seasons and sites sampling for *B. Boobs*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus* from Senegalese coast as a basis for stock assessment and management. The results will be not only useful for fishery research, but also for the fishery management of these fishes in natural waters.

References

- Abowei, J. F. N.; Davies, O. A., 2010: Some population parameters of *Clarotes laticeps* (Rupell, 1829) from the fresh water reaches of the lower river, Niger Delta, Nigeria. *Am. J. Sci. Res* 2, 15-19.
- Agembe, S.; Mlewa, C. M.; Kaunda-Arara, B., 2010: Catch Composition, Abundance and Length-Weight Relationships of Groupers (Pisces: Serranidae) from Inshore Waters of Kenya. *Western Indian Ocean J. Mar. Sci.* 9, (1) 91–102.
- Allam, S. M., 2003: Growth, mortality and yield per recruit of bogue, *Boops boops* (L.), from the Egyptian Mediterranean waters off Alexandria. *Marine Science* 4, 87-96.
- Anato, C. B. ; Ktari, M. H., 1986 : Age et croissance de *Boops boops* (Linné, 1758) poisson téléostéen Sparidae des côtes tunisiennes. *Bull. Institut. Nat. Scient. Techn. Oceanogr. Pêche Salammbô* 13, 33–54.
- Andrade, H. A.; Campos, R. O., 2002: Allometry coefficient variations of the length-weight relationship of *skipjack tuna* (*Katsuwonus pelamis*) caught in the southwest South Atlantic. *Fish. Res.* 55, 307-312.
- Ba, A.; Diop, M. S.; Diatta, Y.; Justine, D.; Ba, C. T., 2013: Diet of the milk shark, *Rhizoprionodon acutus* (Rüppel, 1837) (Chondrichthyes: Carcharhinidae), from the Senegalese coast. *J. Appl. Ichthyol.* 29, 789-795.
- Baijot, E.; Kaboré, K.; Zerbo, H., 1994b: Production exploitée et effort de pêche dans les retenues d'eau. In *Aspects Hydrobiologiques et Piscicoles des Retenues d'Eau en Zones Soudano sahélienne*, Baijot E, Moreau J, Bouda S (eds). CTA-CEE : Bruxelles, 123-157 p.
- Barry-Gérard, M., 1994 : Migrations des poissons le long du littoral sénégalais. In : Barry-Gérard M. (ed.), Diouf T. (ed.), Fonteneau Alain (ed.). *L'évaluation des ressources exploitables par la pêche artisanale sénégalaise : documents scientifiques présentés lors du symposium*. In *Symposium sur L'Evaluation des Ressources Exploitables par la Pêche Artisanale Sénégalaise*, Dakar (SENEGAL) (ORSTOM, ed.) Paris, 215-234 p.
- Bayhan, B.; Kara, A., 2015: Length-weight and length-length relationships of the Salema *Sarpa salpa* (Linnaeus, 1758) in Izmir Bay (Aegean Sea of Turkey). *Pakistan J. Zool.* 47, 1141-1146.
- Ben-Tuvia, A.; McKay, R., 1986: Haemulidae. In P.J.P. Whitehead, M.-L. Bauchot, J.-C. Hureau, J. Nielsen and E. Tortonese (eds.) *Fishes of the north-eastern Atlantic and the Mediterranean*. volume 2. UNESCO. Paris, 858-864 p.
- Blackwell, B. G.; Brown, M. L.; Willis, D. W., 2000: Relative Weight (Wr) Status and Current Use in Fisheries Assessment and Management. *Rev. Fish. Sci.* 8, 1-44.
- Braga, F. M. S., 1986: Estudo entre o fator de condicao e relação peso/comprimento para alguns peixes marinhos. *Rev. Brasil. Biol.* 46, 339-346.

- Bottari, T.; Micale, V.; Liguori, M.; Busalacchi, R.; Bonfiglio, P. B.; Ragonese, S., 2014: The reproductive biology of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) (Teleostei: Sparidae) in the southern Tyrrhenian Sea (Central Mediterranean) Cah. Biol. Mar. 55, 281-292.
- Cherif, M.; Zarrad, R.; Gharbi, H.; Missaout, H.; Jarbout, O., 2008: Length-weight relationships for 11 fish species from the Gulf of Tunis (SW Mediterranean Sea, Tunisia). Pan-American J. of Aqu. Sci. 3, 1-5.
- Dhakal, A.; Subba, B. R., 2003: Length-weight relationship of *Lepidocephalichthys guntea* of Pathri Khola, Morang District. Our Nat. 53-57 p.
- Dulcic, J.; Glamuzina, B., 2006: Length-weight relationships for selected fish species from three eastern Adriatic estuarine systems (Croatia). J. of Appl. Ichthyol. 22, 254-256.
- Edah, B. A.; Akande, A. O.; Ayo-Olalus, C.; Olusola, A., 2010: Computed the wet weight-dry weight relationship of *Oreochromis niloticus* (Tilapia). Int. J. Food Saf. 12, 109-116.
- Fafioye, O. O.; Oluajo, O. A., 2005: Length-weight relationships of five fish species in Epe lagoon, Nigeria. African J. Biotechnol. 4, 749-751.
- FAO, 2012: Vue générale du secteur des pêches nationales. La République du Sénégal. 27 p. ftp://ftp.fao.org/FI/DOCUMENT/fcp/fr/FI_CP_SN.pdf. (In French).
- Fischer, W.; Bauchot, M. L.; Schneider, M. (eds.), 1987 : Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. (Révision 1). Méditerranée et mer Noire. Zone de Pêche 37. FAO, Rome. 1529 p.
- Fréon, P.; Franqueville, C., 1976 : Relations poids-longueurs des principales espèces de poissons marins du Sénégal. OROSTOM, document scientifique N° 6. 33 p.
- Frota, L. O.; Costa, P. A. S.; Braga, A. C., 2004: Length-weight relationship of marine fishes from the central Brazilian coast. Naga. 27, 21-26.
- Froese, R.; Pauly, D., 2014: Fishbase 2014. World Wide Web electronic publication. Available at: <http://www.fishbase.org> (accessed on 12 February 2014).
- Fulton, T. W., 1904: The rate of growth of fishes. Fisheries Board of Scotland Annual Report 22. Edinburgh 3, 141-241.
- Gaamour, L.; Ben A.; Khemiri, S.; Mili, S., 2003 : Etudes de la biologie et de l'exploitation des petits pélagiques en Tunisie. Med Sud Med Technical Documents No.5.
- Grandcourt, E. D.; Thabit, Z.; Al Shamsi, F. F., 2006: Biology and assessment of the painted sweetlips (*Diagramma pictum* (Thunberg, 1792)) and the spangled emperor (*Lethrinus nebulosus* (Forsskal, 1775)) in the southern Arabian Gulf Fish. Bull. 104, 75-88.
- Goncalves, J. M. S.; Bentes, L.; Lino, P. G.; Ribeiro, J.; Canario, A. V. M.; Erzini, K., 1997: Weight-length relationship for selected fish species of the small-scale demersal fisheries of the south and south-west coast of Portugal. Fish. Res., 30, 253-256.
- Heemstra, P. C., 1995: Additions and corrections for the 1995 impression. p. v-xv. In M.M. Smith and P.C. Heemstra (eds.) Revised Edition of Smiths' Sea Fishes. Springer-Verlag, Berlin.

- Kara, A.; Bayhan, B., 2008: Length-weight and length-length relationships of the bogue *Boops boops* (Linnaeus, 1758) in Izmir Bay (Aegean Sea of Turkey). *Belgian J. of Zool.* 138, 154-157.
- Kulbicki, M.; Tham, G. M.; Thollot, P.; Wantiez, L., 1993: Length-Weight Relationships of Fish from the Lagoon of New Caledonia. *Naga the ICLARM Q.* 16, 26-30.
- Karakulak, F. S.; Erk, H.; Bilgin, B., 2006: Length-weight relationships for 47 coastal fish species from the northern Aegean Sea. Turkey. *J. of Appl. Ichthyol.* 22, 274-278.
- Kochzius, M., 1997: Length-weight relationships of fishes from a sea grass meadow in Negros Oriental, Philippines. *Naga* 2, 64-65.
- Koffi, B. K.; Berté, S. ; Koné, T., 2014 : Length-weight relationships of 30 fish species in aby lagoon, southeastern côte d' Ivoire. *Curr. Res. J. Biol. Sci.* 6, 173-178.
- Kouassi, K. D. ; Konan, N. ; Soro, Y., 2010 : Fréquence de taille et relation taille-poids des mérours (*Epinephelidae*) de la pêche artisanale maritime Int. *J. Biol. Chem. Sci.* 4, 757-769.
- Le Cren, E. D., 1951: The Length-weight Relationship and Seasonal cycle in Gonadal Weight and condition of Perch (*Perca fluviatilis*) *J. of Ani. Ecol.* 20, 201-219.
- Le Tourneur, Y.; Kulbicki, M.; Labrosse, P., 1998: Length-weight relationships of fishes from coral reefs and lagons of New Caledonia – an update. *Naga* 21, 39-46.
- Lévêque, C., 1999: Croissance et ontogénie. In *Les Poissons des Eaux Continentales Africaines : Diversité, Ecologie, Utilisation par l'Homme*, Lévêque C, Paugy D (eds). IRD: Paris (France) 153-166 p.
- Liu, M.; Sadovy, Y., 2004: The influence of social factors on adult sex change and juvenile sexual differentiation in adiandric, protogynous epinepheline, *Cephalopholis boenak* (Pisces, Serranidae). *J. of Zool. London* 264, 239-248.
- Lo Nostro, F. L.; Antoneli, F. N.; Quagio-Grassitto, I.; Guerrero, G. A., 2004: Testicular interstitial cells, and steroidogenic detection in the protogynous fish, *Synbranchus marmoratus* (Teleostei, Synbranchidae). *Tissue Cell.* 36, 221-231.
- Magnússon, J.; Magnússon, J. V. V., 1987 : ICEIDA/Cape Verde Islands Fisheries Project. Survey of demersal fish resources in the waters off Cape Verde Islands. IV. Report: summary of information on species. Icelandic International Development Agency/Marine Research Institute. 114 p.
- Marković, B. Z.; Antunović, J.; Novoselec, M.; Marković, Ž., 2013: Comparison of the exterior characteristics of the endangered sheep breeds in Montenegro and Republic of Croatia. In: 10th International Symposium Modern Trends in Livestock Production, 2-4 October 2013, Beograd, Srbija.
- Mir, J. I.; Sarkar, U. K.; Dwivedi, A. K.; Gusain, O. P.; Pal, A.; Jena, J. K., 2012: *European J. of Biol. Sci.* 4, 126-135.
- Muragi Lionel, D., 2002: The biology and fishery of *Plectorhinchus flavomaculatus*. (Pisces: Haemulidae) from Mpunguti marine reserve. School of Biological Sciences, University of Nairobi, Thesis.

- Odat, N., 2003: Length-weight relationship of fishes from coral reefs along the coastline of Jordan (Gulf of Aqaba). *Naga* 26, 9-10.
- Özvarol, Y.; Gökoğlu, M., 2015: Length-weight relationship of *Hyporthodus haifensis* and *Mycteroperca rubra* (Pisces; Serranidae) from the North-Eastern Mediterranean Sea, Turkey *J. of Appl. Ichthyol.* 31, 1165-1167.
- Pan, M.; Ourens, R.; Dione, L.; Samba, I.; Sanchez-Carnero, N.; Freire, J., 2015: Length-weight relationships for 13 fish species from a coastal artisanal fishery at Cape Verde peninsula (Senegal). *J. Appl. Ichthyol.* 1-3 p.
- Pauly, D.; Moreau, J., 1997: Méthodes pour l'Evaluation des Ressources Halieutiques. CEPADUES: Toulouse.
- Pauly, D., 1983: Some simple methods for the assessment of tropical fish stocks. FAO. Fisheries Techn. FAO, Rome . 234 p.
- Pastor, O., 2002: Life History and Stock Assessment of the African Hind (*Cephalopholis taeniodon*, VALENCIENNES, 1828) in São Vicente-São Nicolau Insular Shelf of the Cape Verde. Reykjavik: Marine Research Institute.
- Pereira, J. N.; Simas, A.; Rosa, A.; Aranha, A.; Lino, S.; Constantino, E.; Monteiro, V.; Tariche, O.; Menezes, G., 2012: Weight-length relationships for 27 demersal fish species caught off the Cape Verde archipelago (eastern North Atlantic). *J. of Appl. Ichthyol.* 28, 156-159.
- Pervin, M. R.; Mortuza, M.G., 2008: Notes on length-weight relationship and condition factor of freshwater fish, *Labeo boga* (Hamilton) (Cypriniformes: Cyprinidae). *Univ. j. zool. Rajshahi Univ.* 27, 97-98.
- Reiner, F., 1996: Catálogo dos peixes do Arquipélago de Cabo Verde..Publicações avulsas do IPIMAR No. 2. 339 p.
- Relini, G.; Bertrand, J. A.; Zamboni, A., 1999: Synthesis of the knowledge on bottom fishery resources in Central Mediterranean (Italy and Corsica). *Biol. Mar. Medit.* 6 (suppl. 1), Genova, Italy. 868 p.
- Ricker, W. E., 1973: Linear regression in fisheries research. *J. Fish. Res. Board Can.* 30, 409-434.
- Ruiz-Ramirez, S.; Lucano-Ramirez, G.; Mariscal-Romero, J., 1997: Length-weight relationships of soft-bottom demersal fishes from Jalisco and Colima States, Mexico. *Naga* 20, 62-63.
- Santos, M. N.; Gaspar, M. B.; Vasconcelos, P.; Monteiro, C. C., 2002: Weight-length relationship for species of the Algarve Coast (Southern Portugal). *Fish. Res.* 59, 289-295.
- Sarkar, U. K.; Khan, G. E.; Dabas, A.; Pathak, A. K.; Mir, J. I.; Rebello, S. C.; Pal, A.; Singh, S. P., 2013: Length weight relationship and condition factor of selected freshwater fish species found in River Ganga, Gomti and Rapti, India. *J. Env. Biol.* 34, 951-956.

- Scherrer, B., 1984: Biostatistique. Morin, Montr'éal Paris. SPSS Inc., 1999. Systat version 9. SPSS Inc., USA.
- Shapiro, D. Y., 1987: Reproduction in groupers. Tropical Snappers and Groupers. Biology and Fisheries Management. (Polovina, J.J & Ralston, S.eds). 295-327 p.
- Siau, Y., 1994: Population structure, reproduction and sex-change in a tropical East Atlantic grouper. J. Fish Biol. 44, 205-211.
- Sparre, P., 1992: Introduction to Tropical Fish Stock Assessment. Rome: FAO. Stehmann, M., (1981). species identification sheets for fishery purposes. Eastern Central Atlantic (fishing areas 34, 47)'. In: Fischer, W., Bianchi, G. and Scott, W.B (ed). *Dasyatidae*: FAO.
- Sokal, R. R. and Rohlf, F. J. 1987. Introduction to Biostatistics, 2nd ed. - W. H. Freeman and C:o, New York.
- Stergiou, K. I. ; Moutopoulos, D. K., 2001 : A review of length-weight relationship of fishes from Greek Marine Waters. Naga. 24, 23-39.
- Tah, L. G.; Goorébi, G.; Dacosta, K. S., 2012 : Length-weight relationships for 36 freshwater fish species from two tropical reservoirs: Ayamé I and Buyo, Côte d'Ivoire. International J. of Trop. Biol. and Conser. 60, 1847-1856.
- Thomas, J.; Venu, S.; Kurup, B. M., 2003: Length-weight relationship of some deep-sea fish inhabiting the continental slope beyond 250m depth along the West Coast of India. NAGA, World Fish Center Quaterly. 26, 17-21.
- Valle, C.; Bayle, J. T.; Ramos, A. A., 2003: Weight-length relationships for selected fish species of the western Mediterranean Sea. J. of Appl. Ichthy. 19, 261- 262.
- Walker, P. A.; Heessen, H. J. L., 1996: Long-term changes in ray populations in the North Sea. ICES J. of Mar. Sci. 53, 1085-1093.
- Wearmouth, V. J.; Sims, D. W., 2008: Sexual segregation in marine fish, reptiles, birds and mammals: behaviour patterns, mechanisms and conservation implications. Adv. Mar. Biol. 54, 107-170.
- Williams, J. E., 2000: The coefficient of condition of fish. Chapter 13. In: Manual of Fisheries Survey Methods II: with periodic updates. Schneider, J.C. (ed.). Michigan Dep. of Natural Resources, Fisheries Special Report 25, Ann Arbor.
- Zar, J. H., 1984: Biostatistical analysis. Prentice Hall, New Jersey, USA. 718 p.
- Zoubi, A., 2001 : Biologie de reproduction des principales espèce démersales de la méditerranée marocaine. Rapport de la Commission Internationale de la Mer Méditerranée, 36: 340.

Auteur : Ayatoulaye DIONE

BIOMÉTRIE ET RÉGIMES ALIMENTAIRES CHEZ TROIS ESPÈCES DE POISSONS TÉLEOSTÉENS (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus*) ET ULTRASTRUCTURE DU SPERMATOZOÏDE DE LEURS DIGÈNES

Résumé

L'étude de la biométrie de *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* et *Plectorhinchus mediterraneus* (Téléostéens) montre une croissance allométrique négative pour *B. boops* et *P. mediterraneus* et une croissance allométrique positive pour *C. taeniops*. Le coefficient de condition est assez élevé pendant toute l'année pour *C. taeniops* et *B. boops*. Il est relativement faible pour *P. mediterraneus*, avec un pic pendant le mois de mars. Le sex-ratio a montré une prédominance des mâles chez *P. mediterraneus* et une prédominance des femelles chez *C. taeniops*. On note cependant une égalité entre mâles et femelles pour *B. boops*.

Nous avons déterminé pour la première fois la taille de l'échantillon requise pour décrire le régime alimentaire chez *P. mediterraneus*, *B. boops* et *C. taeniops* à partir de la courbe cumulative de diversité de Shannon-Weiner. Elle a été estimée à 125, 150 et 225 estomacs respectivement pour *B. boops*, *C. taeniops* et *P. mediterraneus*. L'étude du régime alimentaire de ces poissons a révélé la voracité de *B. boops* avec un coefficient de vacuité très faible durant toute l'année et le spectre alimentaire très large de *P. mediterraneus*.

En outre, l'étude ultrastructurale du spermatozoïde de *H. appendiculatus*, *H. micracanthum*, *Labrifer* sp. (Digènes) a permis de retrouver le modèle général du spermatozoïde décrit chez les digènes caractérisé par la présence de deux axonèmes de type 9 + "1" des Trepaxonemata, un noyau, une ou des mitochondries, des microtubules corticaux et des ornements extramembranaires. Elle a permis de mettre en évidence pour la première fois :

- une mitochondrie moniliforme composée d'une corde mitochondriale avec des renflements mitochondriaux reliés entre eux chez *H. micracanthum* ;
- l'extrémité postérieure du spermatozoïde de type 1 chez *Labrifer* sp. dans la super famille des Lepocreadioidea ;
- des microtubules de l'axonème 2 associés chacun sur une courte longueur à une petite ornementation externe chez *H. appendiculatus*.

BIOMETRY AND DIET IN THREE SPECIES OF TELEOSTEI FISH (*Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus*) AND THE SPERMATOZOON ULTRASTRUCTURE OF THEIR DIGENEANS

Abstract

The biometrics study of *Boops boops*, *Cephalopholis taeniops* and *Plectorhinchus mediterraneus* (Teleostei) shows negative allometric growth for *B. boops* and *P. mediterraneus* and positive allometric growth for *C. taeniops*. Coefficient of condition is quite high throughout the year for *C. taeniops* and *B. boops*. It is relatively low for *P. mediterraneus*, with a peak during the month of March. The sex ratio showed a predominance of males in *P. mediterraneus* and a predominance of females in *C. taeniops*. However, there is equality between males and females for *B. boops*.

We determined for the first time the sample size required to describe the diet of *P. mediterraneus*, *B. boops* and *C. taeniops* from the cumulative Shannon-Weiner diversity curve. It has been estimated at 125, 150 and 225 stomachs respectively for *B. boops*, *C. taeniops* and *P. mediterraneus*. The study of the diet of these fish revealed the voracity of *B. boops* with a very low vacancy coefficient throughout the year and the very broad food spectrum of *P. mediterraneus*.

In addition the ultrastructural study of the spermatozoon of *H. appendiculatus*, *H. micracanthum*, *Labrifer* sp. follows the general model of the spermatozoon described in the Digenean, characterized by the presence of two axonemes of the 9 + "1" type of Trepaxonemata, a nucleus, one or more mitochondria, cortical microtubules and extramembranous ornamentations. It highlighted for the first time:

- a moniliform mitochondrion composed of a mitochondrial cord with mitochondrial bulges connected to each other in *H. micracanthum*;
- the posterior end of type 1 spermatozoon at *Labrifer* sp. in the super family of Lepocreadioidea;
- microtubules of axoneme 2 each associated, for a short length, with a small external ornamentation in *H. appendiculatus*.

Discipline: écologie et gestion des écosystèmes

Mots clés : Biométrie - Coefficient de condition - Digènes - Poissons Téléostéens - Régime alimentaire - Sex-ratio - Spermatozoïde - Ultrastructure.