

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaïa

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département: Sciences Biologiques de l'Environnement
Spécialité: Biologie Animale



Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme de MASTER en
Biologie Animale

Thème

Contribution à l'étude de quelques paramètres de
la reproduction de la bonite

Présenté par :

M^{elle} MAUCHE IMENE & M^{elle} ZEBABDJA SARA

Soutenu le : **25 Juin 2023**

Devant le jury composé de :

M. IGUER-OUADA.M	Pr	Président
Mme. ICHALAL.K	MCB	Examinatrice
Mme. RAHMANI. A	MCB	Promotrice

Année universitaire : 2022 / 2023

Remerciement

Nous tenons avant tout à rendre grâce à dieu de nous avoir donné le courage, la volonté et la patience pour réaliser ce travail.

Nos très vifs remerciements à notre promotrice M^{me} RAHMANI A. pour son aide, son souci de nous faire profiter de ses connaissances et pour sa disponibilité durant toute la période de la préparation de ce mémoire.

Nous remercions également les membres du jury : M. IGUER-OUADA M. et M^{me} ICHALAL K. d'avoir accepté de donner de leur temps pour évaluer et juger notre travail.

Nos profonds respects et remerciement s'adressent également à l'équipe du laboratoire de médecine du campus Aboudaou pour son chaleureux accueil à : M^{me} YAHAOUI Hakima, M^{me} BOUGANDOURA Louiza et M^{me} MEZHOUD Linda.

Nous remercions également M^{elle} TITOUAHE pour son aide et sa disponibilité.

Enfin nous remercions toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce mémoire

A mes chères parents ma mère et mon père

Pour leur patience, leur amour leur soutien et leur

Encouragements et leur dévouement pour mon bonheur

*Et Je vous dis merci beaucoup d'avoir placé mes études et
ma réussite au premier plan de*

Votre vie.

*A mes frères, TAREK, ADEME et SAFA qui fait la petite
sœur et copine à la fois, qui prend une grande place dans
mon cœur.*

A tous mes cousins, mes cousines, tantes, oncles,...

A ma chère amie intime SABRINA.

A ma chère binôme IMENE, ainsi toute sa famille

*A mes chers amis que j'aime énormément à qui je souhaite
toute la réussite.*

*SOURIA (Ihbiba), IBTISSEME, FLORA, FATIMA, SANA
NIHADE, KHAWLA, WASSIL, DALAL, CHAIMA,
FOUAD et NESSRINE.*

A tous ceux qui me porte dans leur cœur...

SARA

Dédicaces

*Je remercie Dieu tout puissant d'avoir pu achever ce
modeste travail que je dédie :*

*A mes chères parents, en témoignage de ma
reconnaissance pour leur soutien et encouragement. Je
n'oublierai jamais leurs patiences et compréhension envers
moi, et leurs aides qu'ils m'ont portée pour faciliter la tâche
Que Dieu les garde et protège.*

*A mes très chères sœurs: MAROUA et RAHMA, avec tout
l'amour que je leur porte.*

A mon petit ange, AHMED AMINE, que Dieu le protège.

A ma chère amie intime SOURIA.

*A toute ma famille, Et en particulier mes oncles ABD
RAOUF et MOURAD.*

A ma chère binôme SARA, ainsi toute sa famille...

*A mes chères amies que j'aime énormément à qui je souhaite
toute la réussite.*

A tous ceux qui me porte dans leur cœur...

IMENE

SOMMAIRE

Liste des tableaux.

Liste des figures.

Liste des abréviations.

INTRODUCTION..... 01

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I-1-Généralité sur la reproduction chez les poissons..... 03

I-2- La différenciation sexuelle..... 03

I-3- La gamétogenèse 04

I-3-1-L'ovogénèse 04

I-3-1-1- Physiologie de l'ovaire 04

I-3-1-2-Etapes de l'ovogénèse 05

I-3-1-3-Le déroulement de l'ovogénèse 06

I-3-2-Spermatogenèse..... 08

I-3-2-1-Physiologie des testicules 08

I-3-2-2-Étapes de la spermatogenèse..... 09

I-4-Régulation de la gamétogenèse 11

I-4-1- L'hypophyse..... 11

I-4-1-1- L'adénohypophyse..... 11

I-4-1-2-La neurohypophyse 11

I-4-2-L'hypothalamus..... 11

I-4-3-Glande pinéale ou épiphyse 12

I-4-4-Gonades. 12

I-5-Rôle des facteurs environnementaux sur la reproduction... 13

I-5-1-Température 13

I-5-2- Photopériode 13

I-6-Généralité sur l'espèce étudiée 14

I-6-1-Position systématique 14

I-6-2-Morphologie... 14

I-6-3-Répartition géographique.....	15
I-6-4-Habitat et biologie	15
I-6-5-Reproduction... ..	16
I-6-6-Migration	16

Chapitre II : Matériels et méthodes

I-1-Prélèvement et la fixation des échantillons... ..	17
II-2- Etude macroscopique des gonades	17
II-2-1- Stades de maturité sexuelle.....	17
II-2-2- Rapport gonado-somatique (RGS)... ..	18
II-2-3- Etude microscopique des gonades.....	19
II-2-3-1- Protocole histologique.....	19
II-2-3-2- Histophotométrie.....	26
II-3- Analyse statistique.....	26

Chapitre III : Résultats et discussions

III-1-Description de l'échantillon.....	27
III-2-Paramètres morpho-anatomiques.....	27
III-2-1-Poids gonadique (Pg)... ..	27
III-2-2-Poids éviscéré (Pev)... ..	28
III-3-L'étude de l'indice pondéral « RGS ».....	28
III-3-1- Evolution du RGS dans le temps... ..	28
III-3-2- Evolution du RGS en fonction des stades microscopiques... ..	29
III-4- Examen microscopique des gonades... ..	30
III-4-1- Distribution des stades de maturité en fonction des individus	30
III-4-2- Etude des paramètres microscopiques chez la femelle... ..	32
III-4-2-1- Distribution du nombre des cellules ovocytaires(ON) en fonction des stades microscopiques.....	32
III-4-2-2- Distribution de la surface des cellules ovocytaires(OA) en fonction des stades microscopiques.....	33

III-4-2-3-Distribution du diamètre des ovocytes (OD) en fonction des stades microscopiques	35
III-4-3- Etude des paramètres microscopiques chez le mâle	35
III-4-3-1-Distribution du nombre des tubes séminifères (STN) en fonction des stades microscopiques.....	35
III-4-3-2- Distribution de la surface des tubes séminifères (STA) en fonction des stades microscopiques.....	37
III-4-3-3- Distribution du diamètre des tubes séminifères (STD) en fonction des stades microscopiques.....	38
Conclusion	39
Références bibliographiques.	

Liste des tableaux

Tableau I	: Synthèse des différents caractères des cellules sexuelles femelles	05
Tableau II	: Synthèse des différents caractères des cellules sexuelles mâles.....	10
Tableau III	: Saison de reproduction de <i>S. sarda</i> dans le monde	16
Tableau IV	: Échelle de maturation des gonades retenue pour l' <i>E. encrasicolus</i> du golfe de Bejaia	18
Tableau V	: La durée de la circulation	20
Tableau VI	: Nombre des gonades de <i>S. sarda</i> prélevés au cours de différents mois	27

Liste des figures

Figure 01 : Vue générale d'un ovaire de Téléostéen (<i>Syngnathidé</i>)	04
Figure 02 : Follicule ovarien composé d'un ovocyte I et de l'enveloppe folliculaire.....	06
Figure 03 : Appareil génital d'un Téléostéen mâle (<i>Zosterisessor ophiocephalus</i>) en vue ventrale du testicule	09
Figure 04 : Schéma d'un lobule de type non structuré (A) et d'un lobule structuré (B) ou tubule	10
Figure05 : Dessin représentatif de l'espèce <i>S.Sarda</i> (<i>photo originale</i>).....	16
Figure 06: Les gonades mâles et femelles de <i>S. sarda</i> fixées dans le formol (<i>photo originale</i>)	19
Figure 07: Mise des gonades dans les histocassettes préalablement codées (<i>photo originale</i>)	21
Figure 08: L'automate de déshydratation « LEICA TP 1020 » et le début de la circulation (<i>photo originale</i>)	22
Figure 09: Les différentes étapes d'inclusion des gonades à la paraffine (<i>photo originale</i>)	23
Figure 10 : Photographie représenantant le microtome utilisé : « LEICA RM2125.RTS » (<i>photo originale</i>)	24
Figure 11: A- Refroidissement des blocs sur la plaque réfrigérateur « LEICA EG 1150 C » B- Réalisation des coupes histologiques (<i>photo originale</i>).....	24
Figure 12 : A- Matériel utilisé pour la numérotation des lames, B- Etalement des coupes histologiques sur les lames (<i>photo originale</i>).....	25
Figure 13 : Photographie illustrant l'étuve utilisée (<i>photo originale</i>).....	25
Figure 14 : Les différentes étapes de la réhydratation et de la coloration à l'hématoxyline /éosine	26
Figure 15: La coloration à l'hématoxyline /éosine (<i>photo originale</i>)	27

Figure 16: A-montage des lames à « l'Eukitt », B- Lames contenant des coupes Histologiques (photo originale)	28
Figure 17 : Courbes d'évolutions du RGS (en %) des femelles (A) et des mâles (B) en fonction de la période d'étude de <i>S. sarda</i> (Moy.± déviation standard)	33
Figure 18 : Courbes d'évolution du RGS (en %) des femelles (A) et des mâles (B) en fonction des stades microscopiques de la maturation sexuelle de <i>S. sarda</i> . (Moy.± déviation standard)	34
Figure 19: Les photos obtenues de l'observation sous microscope optique représentent les différents stades de maturité chez les femelles de <i>S.sarda</i> . A) stade I, B) stade II, C) stade III.....	36
Figure 20 : les photos obtenues de l'observation sous microscope optique représentent les différents stades de maturité chez les mâles de <i>S.Sarda</i> .A) stade I, B) stade II , C) stade III D) stade V	37
Figure 21: Courbe de l'évolution des ON en fonction des stades microscopiques (Moy.± déviation standard)	38
Figure 22 : Courbe de l'évolution des OA en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).....	39
Figure 23 : Courbe de l'évolution des OD en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).....	40
Figure 24 : courbe de l'évolution des STN en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).....	41
Figure 25: Courbe de l'évolution des STA en fonction des stades microscopiques Moy.± déviation standard).....	42
Figure 26 : Courbe de l'évolution des STD en fonction des stades microscopiques Moy.± déviation standard).....	43

Liste des abréviations

µm: micrometer

ACTH : Hormone adrénocorticotrope

GH : Growth hormone (hormone de croissance)

GN-RH : Gonadotropin releasing hormone (hormone de libération des gonadotrophines)

GTH: Gonadotropin hormone (hormone gonadotrope)

NLT : Noyau latéral de l'hypothalamus

NPO : Noyau préoptique de l'hypothalamus

OA: Surface de l'ovocyte

OD: Diamètre de l'ovocyte

ON : Nombre des ovocytes

OV : Ovocyte

Ovg: Ovogonies

Pev : Poids éviscéré.

Pg : Poids des gonades.

PRL : Prolactine

Pt : Poids total.

RGS : Rapport gonado-somatique

SCI: Spermatozocyte I

SCII: SpermatozocyteII

SGI: Spermatogonie I

SGII: Spermatogonie II

SPD: Spermatozide

SPZ: Spermatozoïdes

STA : Surface des tubes séminifères

STD : Diamètre des tubes séminifères

STN : Nombre des tubes séminifères

TSH: Thyroid-stimulating hormone (hormone thyroïdostimuline)

Introduction

La reproduction est un processus essentiel dans le cycle de vie des organismes vivants, incluant les poissons. Son but principal est de garantir la préservation de l'espèce, ce qui pousse les poissons à développer diverses stratégies et tactiques pour atteindre cet objectif. L'étude des comportements reproductifs revêt une importance capitale pour comprendre la dynamique des populations de poissons et la période de reproduction. Ces connaissances sont particulièrement significatives dans le développement de techniques d'élevage utilisées en aquaculture et en conservation, notamment en ce qui concerne les programmes de repeuplement (**Muchlisin, 2014**).

Toutefois, afin de promouvoir une exploitation durable des ressources marines et à protéger les populations de poissons à long terme, l'étude des comportements reproductifs des poissons permet de mieux comprendre les cycles de vie des espèces ciblées par la pêche des poissons notamment les poissons pélagiques (**Roberts et al., 2017**). En effet, en comprenant les cycles de reproduction des poissons, les biologistes et les gestionnaires des pêches peuvent mettre en place des mesures de conservation adaptées. Cela peut inclure des restrictions sur la pêche pendant les périodes de frai, des aires protégées pour préserver les sites de reproduction ou des quotas de pêche basés sur les connaissances des taux de reproduction des espèces concernées (**O'Connor et al., 2009 ; Worm et al., 2009**).

A titre d'exemple, en 2012 les poissons pélagiques ont été pêchés à une échelle mondiale d'environ 17 millions de tonnes, ce qui représente plus d'un tiers des captures totales. Ces poissons sont principalement utilisés dans la fabrication de farines et d'huiles de poisson destinées à l'aquaculture (**Caillart et al., 2015**). Sur le plan nutritionnel, ces poissons sont une excellente source de protéines de haute qualité, contribuant actuellement à près de 20% de l'apport protéique global. De plus, ils sont riches en micronutriments tels que les oligo-éléments, les vitamines et les provitamines (**Kaushik, 2004**). Parmi les espèces pélagiques, on trouve la bonite à dos rayée : *Sarda sarda* (Bloch ; 1793), un poisson de taille moyenne appartenant à la famille des scombridés. Cette espèce est présente dans diverses régions de l'océan Atlantique, y compris la Méditerranée et la mer Noire (**Sabatés & Recasens, 2001**). Elle est largement pêchée dans l'océan Atlantique et en mer Méditerranée où elle est l'une des espèces de thonidés les plus communes (**Yoshida, 1980**). En Méditerranée, elle représente une ressource importante pour la pêche artisanale tout au long de l'année (**Mostarda et al., 2004**).

Cependant, l'analyse histologique des gonades et de la reproduction est fondamentale pour mener des recherches dans les domaines de la biologie de la reproduction, qui est essentielle pour comprendre ses mécanismes. D'ailleurs, l'histologie est couramment utilisée pour vérifier le sexe et identifier le stade de développement des poissons.

Notre étude a pour objectif de contribuer à la recherche sur la reproduction de la bonite à dos rayé, également connue sous le nom scientifique « *Sarda sarda* ». Cette étude consiste à l'étude du développement gonadique en utilisant les méthodes classiques et qualitatives couramment utilisées dans l'étude de la reproduction chez les poissons. Cela implique d'observer les changements macroscopiques des gonades (couleur, forme et poids) et d'examiner les gonades à l'aide de coupes histologiques afin de déterminer les stades de maturité sexuelle. Pour approfondir notre étude, nous avons également appliqué une méthode quantitative de la reproduction qui vise à établir une corrélation entre les caractéristiques macroscopiques et microscopiques des gonades.

CHAPITRE I

Synthèse bibliographique

I-1-Généralité sur la reproduction chez les poissons

La reproduction est considérée comme le principal moteur de la dynamique des populations. Les animaux ont développé des stratégies de reproduction évoluées à long terme pour assurer la survie de leur progéniture (Taylor & Taylor, 1979; Potts & Wootton, 1984). Chez les vertèbres, la reproduction se fait entre les deux sexes, et les individus conservent leur sexe (mâle ou femelle) tout au long de leur vie. Par contre, les poissons sont sexuellement diversifiés, certaines espèces présentent une séparation de sexe (espèces gonochoriques) tandis que d'autres présentent deux sexes chez le même individu (espèces hermaphrodites) (Wallace & Selman, 1981; Potts & Wootton, 1984; Mann, 1984). La reproduction chez les poissons est toujours sexuée, impliquant l'union de gamètes ou de cellules sexuelles, et peut prendre différentes formes. La forme la plus commune est la reproduction ovipare, où les poissons pondent des œufs qui sont fécondés ensuite à l'extérieur du corps, et la reproduction vivipare, où les œufs sont fécondés à l'intérieur du corps de la femelle et les jeunes sont ensuite nés vivants. Il y a aussi la reproduction ovovivipare, où les œufs sont incubés à l'intérieur du corps de la femelle, mais sans développement placentaire. (Anonyme 01).

I-2- La différenciation sexuelle

La maturité sexuelle est une période de transition durant laquelle les différents éléments nécessaires à la réalisation de la première reproduction se mettent en place, mais ses causes exactes sont mal élucidées. Les poissons doivent probablement atteindre un certain âge ou développement corporel pour y arriver, mais cela peut aussi dépendre de facteurs environnementaux comme la température ou l'alimentation (Sennai-Cheneti, 2003). Il existe peu de connaissances sur la succession d'évènements qui se produit entre le niveau chromosomique (sexe génétique) et la différenciation gonadique (sexe phénotypique) (Harrington, 1974). De plus, les gènes sexuels n'agiraient qu'indirectement sur la différenciation sexuelle par l'intermédiaire d'inducteurs sexuels placés sous leur contrôle, et bien que la nature de ces inducteurs soit encore inconnue (Yamamoto, 1969), certaines faits expérimentales suggèrent le rôle des stéroïdes sexuels. Chez de nombreuses espèces, l'administration d'androgènes ou d'œstrogènes peut, en effet, induire la différenciation de femelles génétique ou de mâles génétique en des adultes fonctionnels et fertiles du sexe opposé (Yamamoto, 1969; Schreck, 1974). Chez certaines espèces, plusieurs facteurs

environnementaux peuvent influencer sur la proportion des sexes, en particulier chez les espèces hermaphrodites successives (Reinboth, 1980).

I-3- La gamétogenèse

La gamétogenèse est le processus physiologique qui est à l'origine du développement des gonades et conduit à la formation de gamètes (ovocytes et spermatozoïdes) (Lévêque et al., 2006). Elle est le processus le plus long et dure, et sa durée varie selon les espèces (Munro, 1990).

I-3-1-L'ovogénèse

I-3-1-1- Physiologie de l'ovaire

L'ovaire est un organe reproducteur féminin, généralement par paire, suspendu dorsalement dans la cavité péritonéale et attaché à la vessie natatoire par le mésovarium qui est une extension du péritoine. Le tissu ovarien se compose de nombreux plis ou feuilles ovales dans lesquels les œufs se développent. Chez la plupart des poissons téléostéens, les ovaires sont reliés à la papille génitale par un oviducte (Legendre & Jalabert, 1988) (Fig.01).

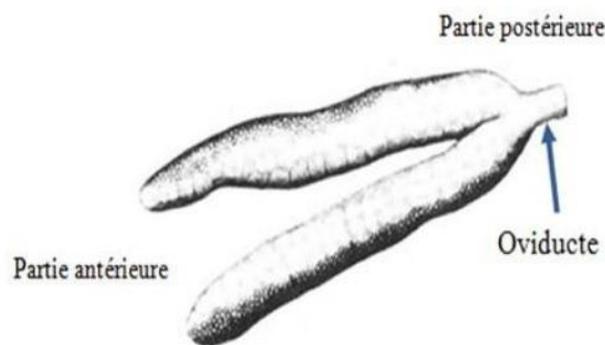


Figure 01: Vue générale d'un ovaire de Téléostéen (Syngnathidé) (Begovac & Wallace, 1987).

Les ovaires des téléostéens contiennent un stock d'ovogonies qui semblent pouvoir se renouveler tout au long de la vie grâce aux divisions mitotiques (Danguy et al., 2010). Selon (Dodd & Stumper, 1984), il existe deux types d'ovaires chez les téléostéens:

- **Type cystovarien** : Caractérisé par la présence d'une lumière qui indique l'endroit où a lieu l'ovulation. Cette lumière est connectée directement à l'oviducte, qui est généralement unique plutôt que par pair chez la plupart des téléostéens. Les ovaires sont organisés en lamelles ovariennes, disposées de manière radiale autour de la lumière de l'ovaire, où les ovocytes sont relâchés lors de l'ovulation (**Hoar & Randall, 1969; Bruslé & Quignard, 2004**).
- **Type gymnovarien** : Caractérisé par l'absence de lumière et l'ovulation s'implique directement dans la cavité coelomique (**Hoar & Randall, 1969; Harder, 1975**).

I-3-1-2- Etapes de l'ovogénèse

L'ovogénèse est un processus biologique qui se déroule dans l'ovaire et consiste en la transformation des cellules germinales, appelées ovogonies, en des cellules plus complexes, les ovocytes (**Selman & Wallace, 1989**) (Tab. I).

Tableau I : Synthèse des différents caractères des cellules sexuelles femelles (**Danguy et al., 2010**).

Type cellulaire	Caractéristiques
Ovogie	- Large noyau sphérique contenant quelques gros nucléoles - Chromatine faiblement basophile et d'aspect homogène.
Ovocytes I	- Nucléole plus nombreux ayant migré à la périphérie du noyau - Noyau irrégulier, apparitions des gouttelettes de vitellus.
Ovocytes II	- Remplissage de plus en plus marqué du cytoplasme par les globules lipidiques.
Ovules	- Ovocytes mûrs remplis de réserves nutritives entourés de la membrane vitelline.

Au fur et à mesure qu'ils se développent, ces ovocytes sont entourés par des cellules somatiques qui se différencient en plusieurs couches, formant les enveloppes folliculaires. Ces enveloppes se distinguent de la périphérie de l'ovocyte: il y a d'abord l'épithélium ovarien, puis la thèque, qui est constituée de plusieurs couches cellulaires, la granulosa qui est séparée de la thèque par une membrane basale, et enfin la zone radiata (**Harvey & Hoar, 1980**) (**Fig.02**). La folliculogénèse commence au moment de la méiose (**Grier, 2000**). Le follicule est considérée comme l'unité morphologique et fonctionnelle de l'ovaire (**Takashima &**

Hibiya, 1995) et assure la fonction endocrinienne en produisant des hormones œstrogènes au niveau des cellules thécales (Hoar & Randall, 1969; Bruslé & Quignard, 2004).

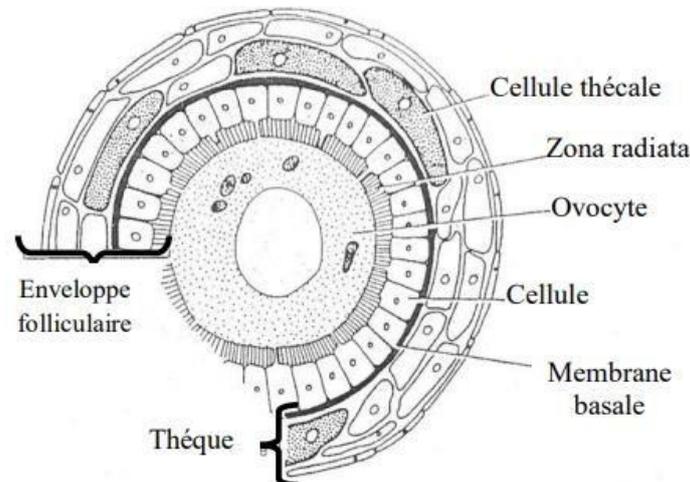


Figure 02 : Follicule ovarien composé d'un ovocyte I et de l'enveloppe folliculaire (Zona radiata, cellules folliculaires, membrane basale et thèque) (Bruslé & Quignard, 2004).

I-3-1-3- Le déroulement de l'ovogenèse

L'ovogenèse chez les poissons Téléostéens se déroule en 06 étapes principales qui aboutissent à la formation d'ovocytes matures prêts à être expulsés et fécondés puis à une période de repos sexuel (post –ponte). Ce processus fonctionnel transforme les ovogonies en œufs fertilisables (Grier *et al.*, 2009) :

1. **Multiplication primaire de l'ovocyte** : elle consiste à produire des ovocytes primaires diploïdes à partir des cellules souches (ovogonies). Ces derniers se multiplient ensuite par des divisions mitotiques et se transforment en ovocytes primaires (Wallace & Selman, 1981).
2. **Maturation nucléaire** : deux divisions méiotiques successives donnent à partir des ovocytes primaires des ovocytes secondaires haploïdes à la première division et des ovocytes haploïdes dans la deuxième (Grandi & Colombo, 1997).
3. **Vitellogenèse endogène**: (ou prévitellogenèse) marquée par l'apparition des vésicules vitellines, de grosses molécules lipoprotéiques synthétisées par le foie, qui circulent dans le sang et pénètrent dans l'ovocyte par

micropinocytose. Au cours de cette étape, les membranes folliculaires se différencient et les chromosomes entrent en prophase de la première division méiotique (**Rinchar** & **Kestemont, 1996**).

4. **Vitellogenèse exogène**: se caractérise par l'accumulation de globules vitellins (vitellus) qui repoussent les vésicules corticales vers la périphérie. Les chromosomes sont également en prophase de la première division méiotique pendant cette étape (**Rinchar** & **Kestemont, 1996**).
5. **Ovulation**: correspondant à la fin de vitellogenèse et à l'évacuation des ovocytes mûrs vers l'extérieure. Les gonades occupent une grande partie de la cavité abdominale. Les ovocytes sont facilement visibles, transparents et de grande taille, et la paroi ovarienne est bien vascularisée et mince. L'ovocyte se sépare du follicule et est libéré dans la lumière ovarienne ou dans la cavité coelomique. La phase qui suit la ponte est appelée la phase de post-ponte (**Migaud, 2002**).
6. **Atrésie** : L'atrésie ovarienne chez les téléostéens consiste en la dégénérescence des ovocytes ainsi que des follicules qui n'ont pas été ovulés et qui sont restés dans l'ovaire après la ponte, ou qui n'ont pas pu arriver à maturité en raison de divers facteurs physiologiques, physiques ou environnementaux (**Danguy et al., 2010**). Selon **Lukšienė et al. (2000)**, l'atrésie des follicules commence par une prolifération et une hypertrophie des cellules de la granulosa, tandis que la limite des cellules folliculaires devient irrégulière. La zone radiata perd également son aspect strié et prend une configuration désordonnée, comme l'a noté **Sadouni (2020)**.

Selon le comportement de ponte des poissons, les ovaires ont été classés en deux types principaux:

- **Ovaires synchrones** : ils se retrouvent chez les espèces qui ne pondent qu'une fois dans leur vie et se caractérisent par la présence d'ovocytes à un stade de développement quasi similaire (**Danguy et al., 2010**).
- **Ovaires asynchrones** : ils se rencontrent chez les espèces qui pondent plusieurs fois par an pendant une longue saison de reproduction (**Santos et al., 2003**). Ils se

caractérisent par la présence d'ovocytes à différents stades, sans qu'une population soit clairement dominante.

I-3-2-Spermatogenèse

I-3-2-1-Physiologie des testicules

Chez les téléostéens, les organes reproducteurs mâles, appelés testicules, présentent une structure plus variée que dans tout autre groupe de vertébrés (Danguy *et al.*, 2010). Il s'agit d'un organe situé à l'arrière dans la cavité générale et il est connecté à un canal déférent (spermiducte) qui se termine au niveau de la papille génitale. (Legendre & Jalabert, 1988) (Fig.03). Le compartiment germinale et le compartiment endocrine. Le premier compartiment comprend des cellules somatiques nourricières appelées cellules de Sertoli, ainsi que des cellules impliquées dans la gamétogenèse. Le deuxième compartiment est formé de cellules endocrines appelées cellules de Leydig, ainsi que d'un système d'irrigation vasculaire. Ces deux compartiments sont séparés par une membrane basale (Danguy *et al.*, 2010). Tout au long du cycle de reproduction, le testicule subit des changements au niveau de sa couleur, de sa morphologie et surtout de sa taille macroscopique. (Vizziano *et al.*, 2008).

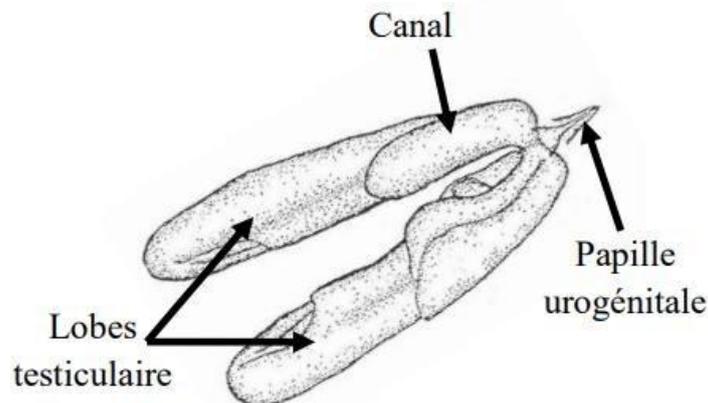


Figure03: Appareil génital mâle d'un Téléostéen (Gopie lote : *Zosterisessor ophiocephalus*) en vue ventrale du testicule (Patzner *et al.*, 1994).

Les cellules de Sertoli sont initialement situées autour des spermatogonies primaires et restent en contact avec la lame basale, qui sépare le compartiment germinale du tissu interstitiel (Grier, 1993 ; Marina *et al.*, 2002). Ces cellules somatiques ont plusieurs fonctions de

soutien, y compris la nutrition, le transfert de métabolites et d'hormones (Billard *et al.*, 1972 ; Grier, 1993 ; Andrade *et al.*, 2001). De plus, elles ont la capacité de phagocyter les corps résiduels libérés par les spermatides pendant la spermiogénèse (Grier, 1993 ; Pudney, 1995 ; Nostro *et al.*, 2003). En plus de leurs rôle de compartimentation et de sécrétion, elles agissent également comme une barrière qui empêche la communication entre les cellules germinales et le système vasculaire (Grier, 1993; Loir *et al.*, 1995).

Les cellules de Leydig se trouvent dans le tissu interstitiel en dehors des lobules et coexistent avec différents types de cellules tels que les vaisseaux sanguins, les fibroblastes, les cellules myoïdes, les macrophages et les fibres conjonctives. Ces cellules ont la capacité de produire des stéroïdes (Fishelson *et al.*, 2003 ; Rutaisire *et al.*, 2006 ; Nagahama & YOSHITAKA, 2002).

Cependant, les poissons possèdent deux types de structures testiculaires appelées lobulaire et tubulaire, qui peuvent être distinguées grâce à leur mode de spermatogénèse et à la présence ou à l'absence de lumière (Danguy *et al.*, 2010) (Fig.04). Ainsi, les testicules de type lobulaire ont une lumière centrale tandis que les testicules de type tubulaire en sont dépourvus (De Vlaming, 1983).

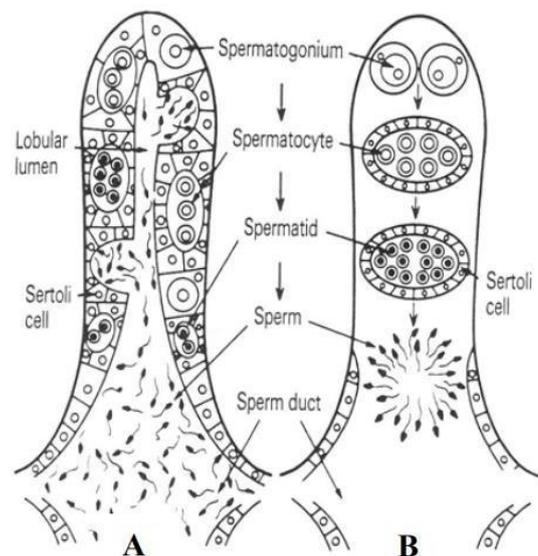


Figure 04 : Schéma d'un lobule de type non structuré (A) et d'un lobule structuré (B) ou tubule (Takashima & Hibiya, 1995).

I-3-2-2-Étapes de la spermatogénèse

La spermatogenèse est un processus biologique visant à produire des gamètes mâles par une série de divisions cellulaires et de transformations de cellules germinales peu différenciées (spermatogonies) en cellules germinales fonctionnelles (spermatozoïdes) qui se produisent dans le testicule (**Billard, 1979**) (**Fig.05**). Les différentes étapes du phénomène sont les suivantes:

1. Les cellules souches diploïdes (2n), se différencient d’abord en spermatogonies primaires (2n). Chaque spermatogonies primaires (2n) subit une série de mitoses et donne naissance à un groupe de spermatogonies secondaires (2n) (**Danguy et al., 2010**).
2. Le stade suivant est représenté par les spermatocytes primaires (2n) qui est après la méiose I, engendrent les spermatocytes secondaires haploïdes (n) qui subissent rapidement la deuxième division de méiose et sont à l’origine des spermatides (**Danguy et al., 2010**).
3. Les spermatides subissent ensuite une transformation biochimique et morphologique connue sous le nom de spermiogénèse, qui conduit à la formation d’un spermatozoïde. Cette transformation implique l’élimination du cytoplasme, l’acquisition du flagelle et la condensation de la chromatine (**Billard, 1979**).
4. Les spermatozoïdes mûres sont acheminés à travers les canaux efférents du testicule, se prolongeant par deux épидидymes ou spermiductes, qui sont entourés du tissu conjonctif et de muscle lisse. Ce processus de spermiation est généralement accompagné d’une hydratation du sperme, et chez les espèces à fécondation externe, les spermatozoïdes se trouvent libres dans le plasma séminal (**Danguy et al., 2010**).

Les principales caractéristiques des différentes cellules sexuelles sont récapitulées dans le tableau II :

Tableau II : Synthèse des différents caractères des cellules sexuelles mâles (**Santos et al., 2006 ; Billard et al.,1974**).

Type Cellulaire	Caractéristiques
SG I	-Grosses cellules éosinophiles. -Noyau bien distinct et riches en hétérochromatines.
SG II	-Visibles dans les cystes initiaux, elles sont plus petites que les SPI et ont un noyau prédominant entouré de peu de cytoplasme.

SPC I	-Plus petites que les SG avec des noyaux achromatines légèrement condensés dans l'un des pôles.
SPC II	-Plus petites que les SPCI, elles ont un cytoplasme réduit.
SPD	-Plus petits que les SPCII. Le cytoplasme est clairsemé et le noyau est sphérique et dense.
SPZ	-C'est les cellules les plus petites de la lignée spermatogène. Ils ont une forme sphérique et des noyaux très denses.

I-4-Régulation de la gamétogenèse

I-4-1- L'hypophyse

L'hypophyse également appelée la glande pituitaire, joue un rôle essentiel comme chef d'orchestre du système endocrinien. Elle est composée de deux parties distinctes, chacune ayant sa propre structure, fonction et origine embryonnaire : l'adénohypophyse (partie épithéliale antérieure) et la neurohypophyse (partie nerveuse postérieure). Chaque partie bénéficie également d'une vascularisation distincte (Danguy et al., 2010).

I-4-1-1- L'adénohypophyse Secrète les hormones suivant :

- ✓ **L'hormone de croissance (GH)** : Favorise la croissance, mais intervient aussi dans le comportement et l'embryogenèse. Elle stimule aussi l'activité des ionocytes et l'expression des gènes responsables de la synthèse des protéines impliquées dans le transporteur ionique transmembranaire.
- ✓ **La prolactine (PRL)** : Elle a des rôles variés et capitaux chez les poissons notamment dans la reproduction, le métabolisme, l'osmorégulation, les soins parentaux et le nourrissage des jeunes.
- ✓ **L'hormone thyroïdienne (TSH)** : Contrôle l'activité thyroïdienne ; stimule la synthèse de thyroxine.
- ✓ **L'hormone adrénocorticotrope (ACTH)** : Régule la stéroïdogenèse (cortisol) du tissu inter rénal.
- ✓ **Les hormones gonadotropes (GTH -I et GTH-II)** : ayant des propriétés similaires respectivement aux deux hormones FSH et LH des mammifères, elles agissent sur les gonades des deux sexes.

I-4-1-2-La neurohypophyse

I-4-2-L'hypothalamus

Chez tous les vertébrés, l'hypothalamus est situé à la base du cerveau et joue un rôle essentiel dans la régulation de nombreuses fonctions vitales de l'organisme. Il contrôle le fonctionnement de l'hypophyse et assimile les informations provenant du milieu extérieur transmises par le système nerveux. L'hypothalamus comprend deux parties: le noyau préoptique (NPO) et le noyau latéral du tuber (NLT) (**Holmes & Ball, 1974**), qui contiennent des cellules neurosécrétrices produisant des neurohormones libérées au niveau des extrémités axonales. Ces neurohormones atteignent directement la pars distalis de l'hypophyse et leurs extrémités axonales peuvent établir une connexion synaptique directe avec les cellules gonadotropes (**Peter, 1982**). L'hypothalamus joue un rôle de médiateur entre l'environnement et le système endocrinien en produisant des facteurs sécréteurs (tels que la GnRH) ou des inhibiteurs (comme le GIF) de gonadotropines hypophysaires à différents moments. Cette action permet de réguler le cycle de reproduction (**Sundararaj, 1981**).

- ✓ **Gonadotrophine Realising Hormones (GnRH):** est connue pour stimuler la sécrétion des gonadotrophines et a été étudiée pour la première fois chez la carpe (**Breton et al., 1975**). Bien que ce décapeptide ne diffère du GNRH des mammifères que par deux substitutions d'acides aminés en positions 7 et 8 (**Sherwood et al., 1983**), des études sur le poisson rouge suggèrent que sa présence ne se limite pas à l'hypothalamus, mais peut également impliquer d'autres régions du cerveau associées au contrôle de la fonction gonadotrope (**Kah et al., 1986**).
- ✓ **Gonadotrophine Inhibitory Factors (GIF):** c'est une substance qui empêche la libération des gonadotropines par l'hypophyse. On pense que la dopamine est le neurotransmetteur responsable de l'activité GRIF (**Peter, 1982**).

I-4-2-Glande pinéale ou épiphyse

Chez les poissons, il existe un organe neuroépithélial entre les yeux qui a une activité glandulaire bien établie et fonctionne comme un véritable « organe photoneuroendocrine ». Cet organe est entouré par une capsule contenant de nombreux vaisseaux sanguins. La microscopie électronique a confirmé la sensibilité de l'organe à la photopériode ainsi que son activité endocrine chez plusieurs téléostéens. La glande pinéale produit de la mélatonine, qui joue un rôle important dans la régulation des rythmes circadiens et saisonniers tels que la croissance, le cycle reproducteur et la migration des grandes espèces ((**Danguy et al., 2010**)).

I-4-3-Gonades

En plus de leur rôle gamétogène, les gonades agissent également en tant que glandes endocrines qui développent des hormones sexuelles stéroïdes, telles que la testostérone, l'androstènedione, la kétotestostérone, le 17β -oestradiol. Ces hormones sont nécessaires pour la maturation des gamètes et le développement des caractères sexuels secondaires. Les œstrogènes et les androgènes affectent également le métabolisme des glucides, des lipides et des protéines. Les œstrogènes participent notamment à la constitution des réserves de graisse et à la vitrine, tandis que les androgènes augmentent la quantité de protéines dans le foie et les muscles. Ces cellules sont identifiables par leur caractéristique ultra structurale et histochimiques (Danguy et al., 2010).

I-5-Rôle des facteurs environnementaux sur la reproduction

La reproduction chez les poissons est un phénomène cyclique, synchronisé pour beaucoup d'espèces avec les fluctuations saisonnières de l'environnement qui ont un impact sur la physiologie des poissons, dans la mesure où elles stimulent ou inhibent certains stades de la gamétogenèse ou de la ponte (Lévêque et al., 2006). La gamétogenèse est régulée par des changements subtils dans les facteurs environnementaux, et sa durée peut varier d'une espèce à l'autre (Munro, 1990).

I-5-1-Température

Le cycle sexuel et la ponte des poissons sont influencés par la température. Les poissons sont des animaux à sang froid et ne peuvent pas réguler leur température corporelle, ils dépendent donc de la température de leur environnement (Anonyme, 5). Des études ont été réalisées sur la carpe herbivore *Ctenopharyngodon idella* pour comprendre l'effet de la température sur la maturation des ovocytes et l'induction de la ponte. Les résultats ont montré que les hautes températures, spécifiquement 28°C , réduisent le taux d'ovulation malgré des niveaux similaires de gonadotrophines (Glasser, 2003). Chez le poisson rouge, en les maintenant à une température plus basse de $10\text{-}12^{\circ}\text{C}$ et en les exposant soudainement à une température plus élevée de $18\text{-}20^{\circ}\text{C}$, la maturation des ovocytes et l'ovulation sont provoquées par un choc thermique (Billard, 1979). L'augmentation de la température stimule la sécrétion gonadotrope et entraîne l'avancement de la gamétogénèse dans les gonades (Gillet et al., 1977).

I-5-2- Photopériode

La photopériode, qui est la variation de la durée du jour, est considérée comme le deuxième facteur ayant une influence sur la reproduction des poissons. Elle joue un rôle

essentiel dans le déterminisme du cycle sexuel chez la plupart des poissons. La photopériode agit principalement en tant que déclencheur et facteur décisif pour la maturation chez les salmonidés (truite, saumon) et les Esocidés (brochet), les Perciformes comme les Serranidés (bars), les Sparidés (daurades), les Mugillidés (mulletts) et les Sciaenidés (**Bromage et al., 2001**). La durée de l'exposition à la lumière, définie comme la photopériode, peut stimuler ou inhiber la reproduction en fonction de sa durée. En l'absence d'informations sur la photopériode, l'animal suit un rythme endogène de reproduction. Dans des conditions naturelles, la photopériode joue un rôle crucial dans la régulation de la reproduction chez les animaux (**Malpaux et al., 1996**).

I-6-Généralité sur l'espèce étudiée : *Sarda sarda*

I-6-1- Position systématique

Sarda sarda est une espèce appartenant à la famille scombridae. Selon **Collette & Nauen (1983)**, la bonite à dos rayé est classée comme suit :

- Embranchement : Chordae.
- Sous-embranchement : Vertébrés
- Superclasse : Gnathostomes.
- Classe : Ostéichtyens.
- Sous-classe : Actinoptérygiens.
- Ordre : Perciforme.
- Sous-ordre : Scomberoïdae.
- Famille : Scombridae.
- Genre : *Sarda*.
- Espèce : *Sarda sarda*. (Bolch ; 1793)

Noms vernaculaires FAO : An – Atlantic bonito ; Es – Bonito atlántico ; Fr – Bonite à dos rayé.

I-6-2- Morphologie

La bonite à dos rayé, ou *S. sarda*, est une espèce de thonidés mineur qui se caractérise par son corps élancé recouvert de petites écailles, hormis au niveau de corselet où elles sont plus développées (**Seret, 2011**) (**Fig. 05**). La ligne latérale est sinueuse. La première dorsale, longue, est à peine séparée de la deuxième dorsale qui est suivie de 7 à 9 pinnules; les

pinnules anales sont au nombre de 6 à 8. Le pédoncule caudal comporte une carène médiane et 2 petites crêtes latérales. Le dos est de couleur bleu acier avec 5 à 11 rayures sombres obliques partant du dos et dirigées vers l'avant, tandis que les flancs inférieurs et le ventre sont de couleur gris argenté. La bonite a une forme hydrodynamique profilée pour une nage rapide. Sa bouche est assez grande, avec une mâchoire supérieure qui dépasse le bord postérieur de l'œil. Il n'y a pas de plages de dents sur la face supérieure de la langue. En ce qui concerne la physiologie interne, la bonite à dos rayé possède une rate de grande dimension et proéminent en coupe ventrale, un foie dont les lobes gauche et droit sont allongés et le lobe central est court. Il n'y a pas d'artère cutanée et le nombre de vertèbres est compris entre 50 et 55. Elle ne possède pas de vessie natatoire (Mourato et al., 2021).



Figure 05 : Dessin représentatif de l'espèce *S. sarda* (photo original).

I-6-3-Répartition géographique

S. sarda est présente des deux côtés de l'océan Atlantique, dans les zones tropicales et subtropicales, ainsi qu'au Golfe du Mexique, en Méditerranée et en mer Noire. Dans la partie est de l'Atlantique, elle peut être trouvée de Oslo (Norvège) à Port Elizabeth (Afrique du Sud). Dans la partie ouest de l'Atlantique, au large de la côte des États-Unis et du Canada, sa limite nord habituelle est Cape Ann. Cependant, elle a également été observée le long de la Nouvelle-Écosse (Collette & Nauen, 1983 ; Mourato et al., 2021).

I-6-4-Habitat et biologie

La bonite à dos rayé est une espèce de poisson marin épipélagique et néritique qui vit en bancs le long de la zone néritique et peut entrer dans les estuaires. On peut la trouver entre 80 et 200 mètres de profondeur (Yoshida, 1980). Cette espèce peut s'adapter à différentes températures de 12° à 27°C et des salinités de 14 à 39 (Collette & Nauen, 1983 ; Carpenter, 1999). *S. sarda* se nourrit de petits poissons, en particulier de clupéoïdes tels que l'anchois, la sardine et le sprat, ainsi que sur les crustacés (Campo et al., 2006).

I-6-5-Reproduction

La bonite à dos rayé est un poisson ovipare gonochorique (Anonyme 02) Selon Mayorova & Tkacheva (1959) et Rey et al. (1984), la reproduction s'effectue en plusieurs étapes, avec généralement 3 ou 4 périodes de frai. La femelle pond de 400 000 à 500 000 œufs en eau libre, et ensuite, les mâles libèrent leur sperme pour féconder les œufs (Anonyme 02). La période de reproduction varie selon l'endroit où se trouve cette espèce. Selon Rey et al., (1984), la première taille de maturité de *S. sarda* a été observée à 38 cm à l'âge d'un an.

Tableau III : Saison de reproduction de *S. sada* dans le monde (Anonyme 04).

Région	Période
Méditerranée	Mai à juillet.
Algérie	Mars à mai .
l'Atlantique Est	Décembre à juin, avec des pics en janvier et avril.
Maroc	Juin à juillet.
l'Atlantique nord-ouest	Juin à Juillet.

I-6-6-Migration

Il s'agit d'un poisson migrateur qui forme souvent des bancs près de la surface. Il migre de la mer Méditerranée à la mer Noire et dans l'océan Atlantique jusqu'au sud marocain (Anonyme 03) .Cependant, il semble qu'il effectue des migrations saisonnières, se rapprochant des côtes pendant la période estivale et parfois pénétrant dans les eaux saumâtres (Angui et al., 2018). Pendant l'hiver, la *S. sarda* peut être trouvée dans les mers Adriatique et Égée, et elle migre à travers la mer de Marmara vers ses zones de frai dans la partie nord de la mer Noire (Demir, 1963 ; Ivanov, 1985).

CHAPITRE II

Matériels et méthodes

II-1-Prélèvement et fixation des échantillons

Les spécimens de *Sarda sarda* utilisés dans cette étude proviennent des bateaux de pêche au cours de la période s'étalant d'octobre jusqu'à fin février. Au total, 30 individus ont été échantillonnés au cours de la période d'étude. Une fois au laboratoire (laboratoire de biologie animale bloc 12), les gonades ont été prélevées, pesées (le poids gonadique (Pg)) et conservées dans des flacons étiquetés contenant du formol à 10% (**Fig. 06**), après avoir préalablement pesé chaque poisson séparément (le poids total (PT) et le poids éviscéré (Pev)) au gramme près.

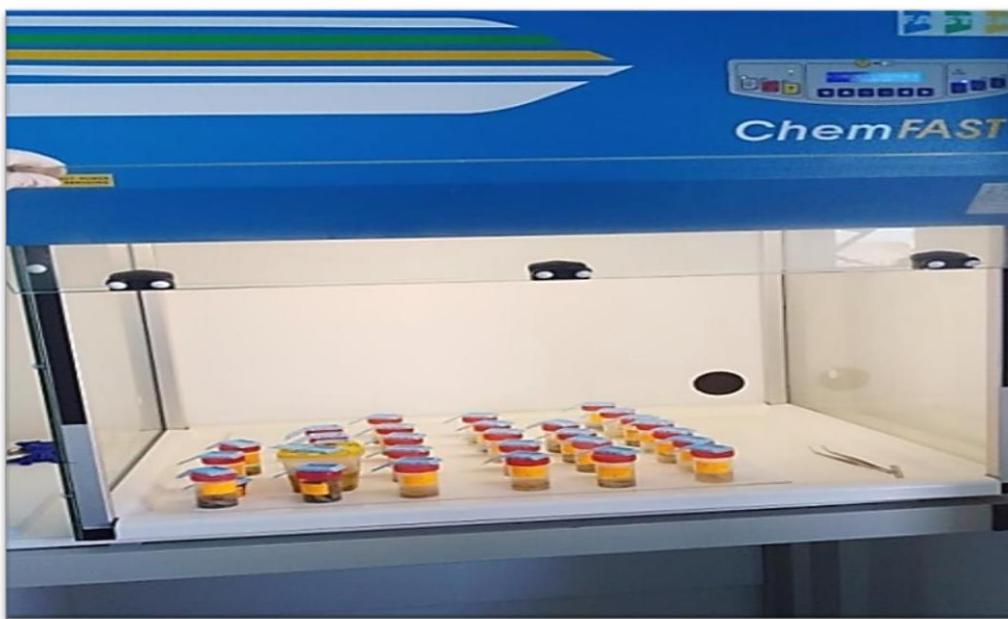


Figure 06: Les gonades mâles et femelles de *S. sarda* fixées dans le formol (*photo originale*).

II-2- Etude macroscopique des gonades

II-2-1- Stades de maturité sexuelle

Les classes de maturité sexuelle des gonades définies par les techniques d'appréciation visuelle ont été utilisées pour classer l'ensemble des changements morphologiques des testicules et des ovaires. En effet, pour déterminer le sexe et les stades de maturité sexuelle, il est nécessaire d'observer les modifications des aspects morphologiques de la gonade (couleur, vascularisation, consistance et sa forme), qui conduit à déterminer un stade du cycle de reproduction (**Ba, 1988**). Dans notre travail, ces stades ont été déterminés en utilisant l'échelle de maturité sexuelle à 05 stades de **Rahmani (2020)** établie pour l'anchois européen de

Béjaïa. Le tableau I, représente ces différents stades en fonction des paramètres morphologiques des gonades.

Tableau IV: Échelle de maturation des gonades retenue pour l'*E. encrasicolus* du golfe de Bejaia.

Stades	Description de la gonade	
	Femelles	Mâles
Stade I Période d'inactivité sexuelle (repos)	Ovaires petits, fermes, filiformes, rose clairs, sans vascularisation et sans d'ovocytes visibles à l'œil nu.	Testicules très petits, fins, filiformes et légèrement translucides formant de petites bandes situées près de la colonne vertébrale.
Stade II En maturation	Ovaires plus développés, fermes au toucher, de couleur rose, plus ou moins symétriques, certaines ovocytes sont visibles à travers la membrane ovarienne donnant à l'ovaire un aspect granuleux.	Testicules blanchâtres, plats, fermes, facilement visibles à l'œil nu, plus ou moins symétriques et occupent environ 1/3 de la longueur de la cavité abdominale.
Stade III Pré-ponte / Pré-émission	Ovaires d'aspect granuleux et volumineux et moins fermes, commençant à s'élargir à 2/3 de la longueur de la cavité abdominale, de couleur orange clair à foncée avec des vaisseaux sanguins superficiels visibles, contenant des ovocytes de deux tailles sortant de l'ovaire lorsque celui-ci est coupé.	Testicules volumineux, environ à 2/3 de la longueur de la cavité abdominale, blancs, mous avec écoulement d'un liquide blanchâtre à l'incision.
Stade IV Ponte/ Emission	Ovaires volumineux occupant toute la cavité abdominale, membrane ovarienne très fine, de gros ovocytes jaunes ou jaunes opaque sont expulsés à la moindre pression.	Testicules plus volumineux plus mous, d'un blanc opalin avec écoulement du sperme à la moindre pression abdominale.
Stade V Post-ponte/ Post-émission	Ovaires rétrécis, flasques, vascularisés, de couleur brunâtre, contenant quelques ovocytes résiduels désintégrant, obscurcis ou translucides.	Testicules rétrécis, flasques, rosâtres avec une vascularisation très fine.

II-2-2- Rapport gonado-somatique (RGS)

Cet indice pondéral permet de comparer des individus de tailles différentes mais à niveau de maturité sexuelle similaire. Autrement dit, le RGS nous renseigne sur l'évolution pondérale des ovaires ou des testicules par rapport au poids du corps dont la formule est la suivante :

$$RGS = \frac{Pg}{Pev} \times 100 \text{ (BOUGIS, 1952)}$$

Pg : Poids de la gonade (g).

Pev : Poids du poisson éviscéré (g).

II-2-3- Etude microscopique des gonades

II-2-3-1- Protocole histologique

a) Fixation des gonades :

Une fois que les gonades mises en flacons, dédiés pour la fixation par le formol, pour but la conservation des structures dans un état aussi proche que possible de leur état vivant, avec arrêt de toutes activités mitotique et enzymatique. Ainsi que le durcissement de la pièce anatomique. Elles sont transportées au laboratoire d'histologie de la Faculté de médecine du campus d'Aboudaou, où elles subissent un traitement histologique selon la procédure suivante, d'après le Protocol de (Humason, 1979).

b) **Préparation des gonades** : mettre les ovaires et les testicules dans des histocassettes en mettant des codes correspondants à chaque individu (**Fig. 07**).



Figure 07: Mise des gonades dans les histocassettes préalablement codées (*photo originale*).

c) **La circulation** : Cette étape se fait automatiquement grâce à un automate de déshydratation de la marque « LEICA TP 1020 » qui permet la déshydratation progressive des tissus fixés (**Fig.08**). Elle se déroule en trois étapes successives.

- Déshydratation : contient huit bains d'éthanol de concentration croissante, de 60% à 100%, pour éliminer l'eau des cellules par osmose ; d'un milieu moins concentré vers le milieu le plus concentré ;
- Eclaircissement : grâce à deux bains de xylène, qui est un liquide intermédiaire entre l'éthanol et la paraffine. Il permet l'entrée de ce dernier à l'intérieure des cellules ; ce qui permettra une bonne imprégnation du fait

de la miscibilité de la paraffine dans le xylène

- *Imprégnation* : contient deux bains de paraffine chauffée qui va entrer à l'intérieure de la cellule déshydraté pour donner une forme dure, ce qui permettra la coupe par la suite.



Figure 08: L'automate de déshydratation « LEICA TP 1020 » et le début de la circulation (photo originale).

Cependant, pour réussir cette étape de circulation, des durées de circulation doivent être respectées où chaque bain a un temps bien définit (**Tab. V**). Au total, ce procédé prend environ 10 heures.

Tableau V: représente la durée de la circulation

	Durée de chaque bain (min)	Nombre des bains	Durée totale (min).
Déshydratation	45	08	360
Eclaircissement	30	02	60
Imprégnation	90	02	180

d) L'enrobage : Les gonades déshydratées deviennent fermes et prêtent pour l'enrobage qui se fait par « LEICA EG 1150 H » Ce dernier consiste à placer chaque gonade dans un moule en métal «barres de Leuckart» contenant de la paraffine fondue sur une plaque chauffante (56°C) pour infiltrer totalement la gonade (**Fig.09**). Après

refroidissement au congélateur, on obtient un bloc de paraffine, dur, à l'intérieur duquel la gonade est incluse, pour être débitée en coupes fines et régulières.

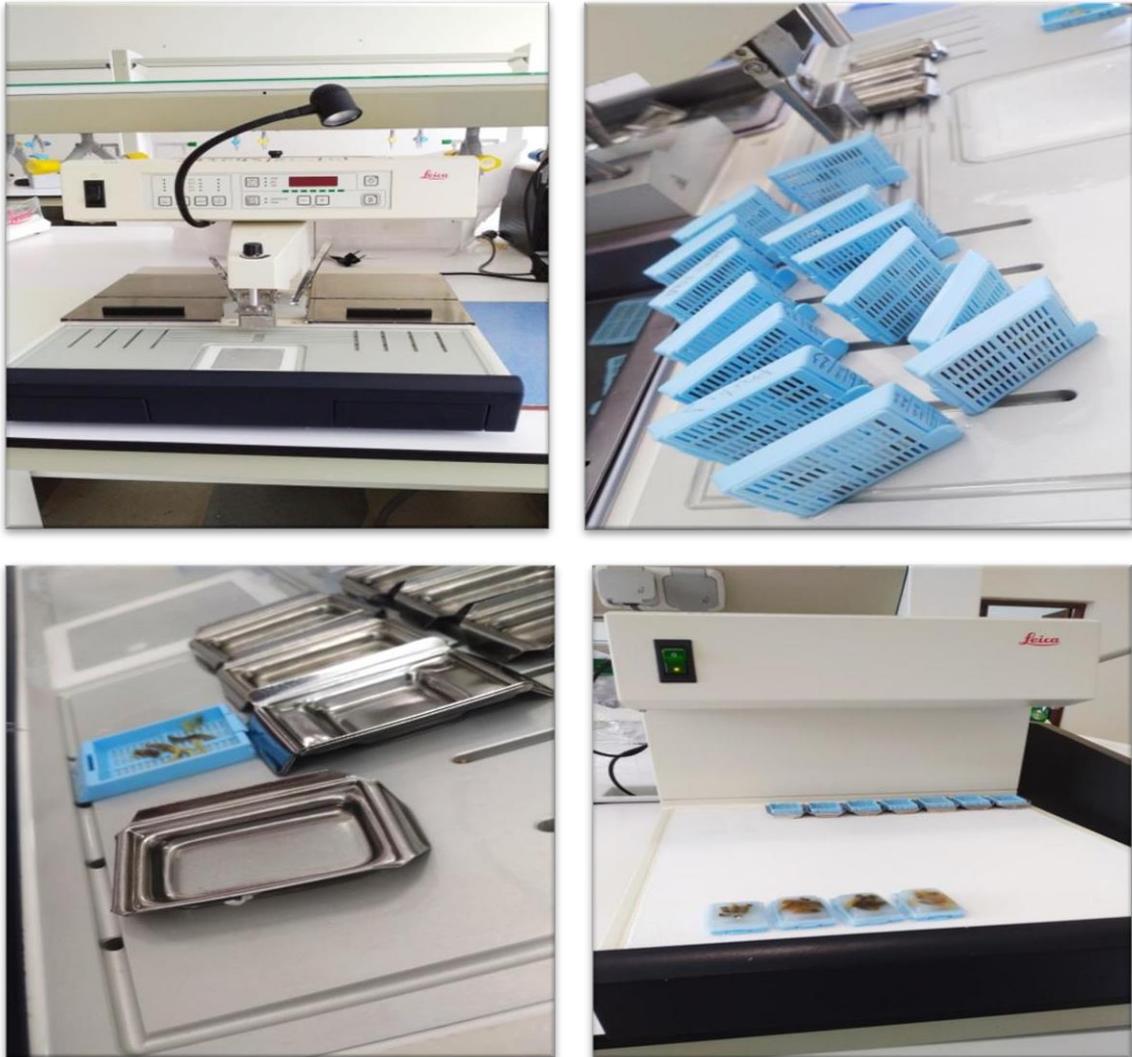


Figure 09: Les différentes étapes d'inclusion des gonades à la paraffine (*photo originale*).

e) **La microtomie :**

1. **Dégrossissement** : c'est une étape préliminaire (préparation des blocs pour la coupe) consistant à éliminer les premières couches de paraffine pour atteindre l'échantillon à l'aide d'un microtome (**Fig.10**) avec une échelle microscopique de 20 μm .



Figure10 : Photographie représentant le microtome utilisé : « LEICA RM2125.RTS »
(photo originale).

2. **Coupe histologique** : toujours à l'aide du microtome, les blocs de paraffines refroidis sur une plaque réfrigérateur « LEICA EG 1150 C » (Fig.11A) ont été découpés à une épaisseur de $2\mu\text{m}$ (Fig.11B).

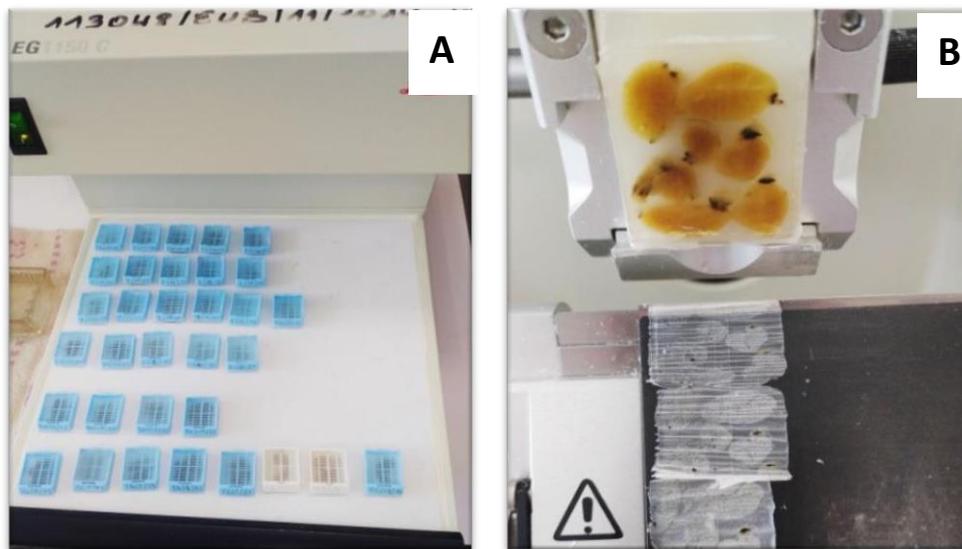


Figure 11: A-Refroidissement des blocs sur la plaque réfrigérateur « LEICA EG 1150 C »
B-Réalisation des coupes histologiques (photo originale).

- f) **Collage** : Le ruban de paraffine, incluant la coupe fine de la gonade, est déposé sur une lame, préalablement codée du même code que celui de l'histocassette à l'aide d'un stylet à tête de diamant (Fig. 12A). Une goutte d'eau est déposée sur la lame afin d'assurer la fixation de la coupe après un passage dans un bain marie à 37°C avant l'étalement sur la lame (Fig. 12B).

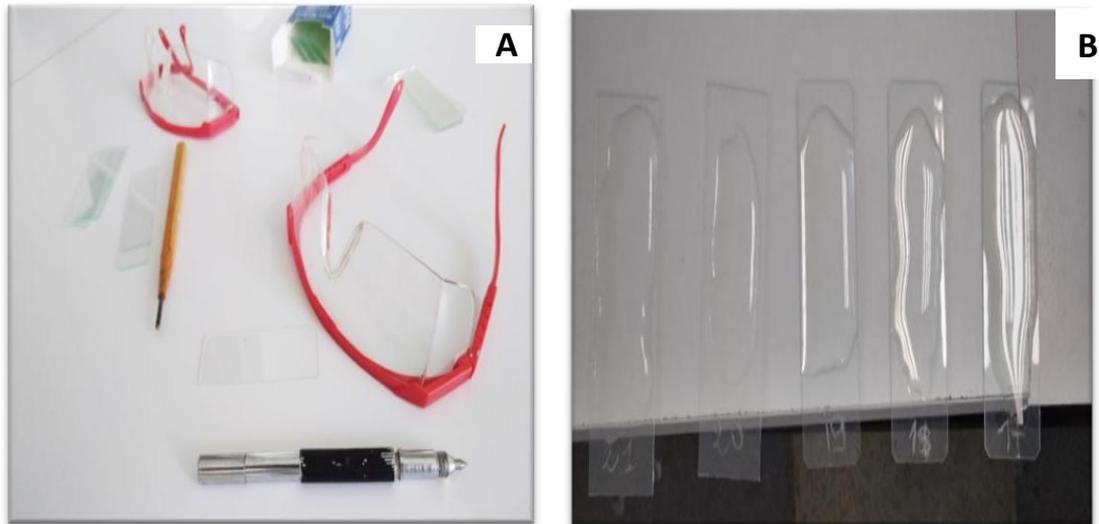


Figure 12: A- Matériel utilisé pour la numérotation des lames, B- Etalement des coupes histologiques sur les lames (*photo originale*).

- g) **Le déparaffinage** : Consiste à éliminer totalement la paraffine des tissus par le placement des lames dans une étuve à 70°C pendant une nuit (**Fig. 13**).



Figure 13: Photographie illustrant l'étuve utilisée (*photo originale*).

- h) **La réhydratation** : Les tissus fixés sur les lames subissent un procédé contraire à celui de la déshydratation (**Fig. 14**). C'est-à-dire, que les tissus vont se regorger d'eau pour que la coloration tienne dans les cellules du fait que la coloration est hydrophile.

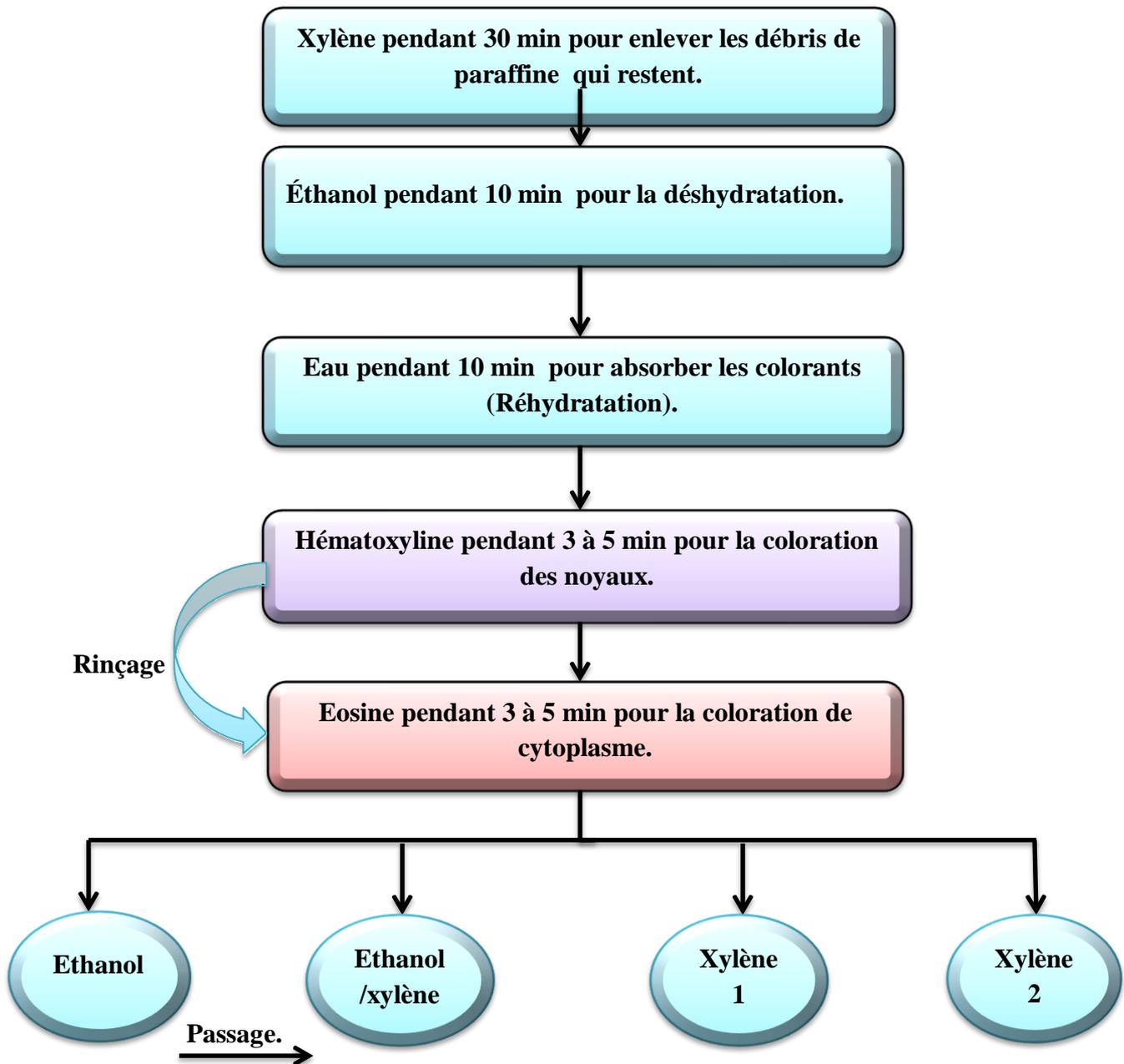


Figure 14 : Les différentes étapes de la réhydratation et de la coloration à l'hématoxyline /éosine.

- i) **La coloration :** La coloration histologique est utilisée pour mettre en évidence les caractéristiques importantes des tissus et distinguer leurs éléments structuraux par couleur ou intensité de coloration. Dans notre travail on a utilisé l'hématoxyline/éosine (**Fig. 15**), en suivant les étapes indiquées dans le protocole ci-dessous:



Figure 15: La coloration à l'hématoxyline /éosine (*photo originale*).

- j) **Montage:** Les lamelles sont collées sur les lames à l'aide d'un baume de collage « Eukitt » (**Fig. 16A**) afin de préserver les coupes histologiques (**Fig. 16B**) obtenus et pouvoir, ainsi, les observer sous un microscope.

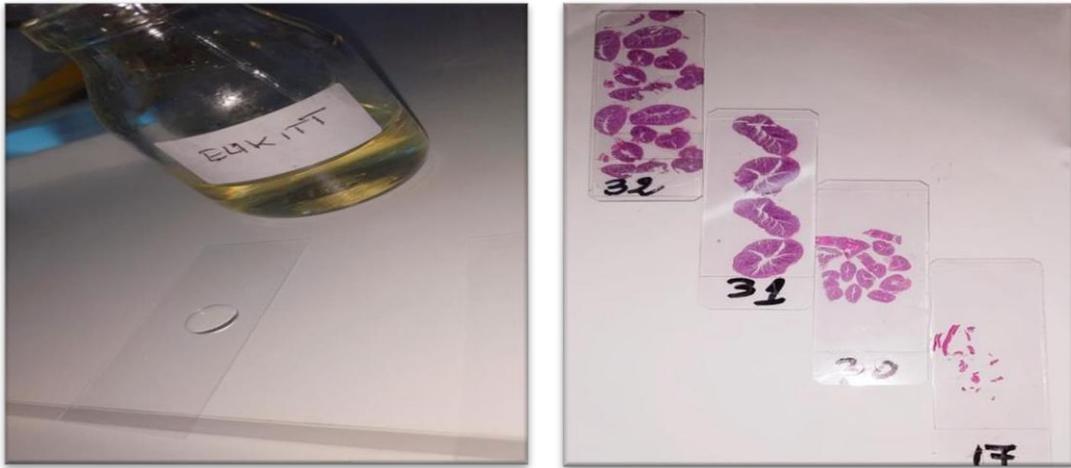


Figure 16: A-Montage des lames à « l'Eukitt », B- Lames contenant des coupes Histologiques (*photo originale*).

k) Observation microscopique: Les préparations histologiques ont été visualisées sous un microscope équipé d'une caméra connecté à un ordinateur, permettant de prendre des photographies à un grossissement de 10x. Pour chaque lame, un champ représentatif du développement global des gamétocytes a été choisi afin d'attribuer les stades microscopiques de la maturation sexuelle mâle et femelle et d'effectuer différentes mesures de paramètres microscopiques.

II-2-3-2- Histophotométrie

L'histomorphométrie a été réalisée pour les deux sexes à l'aide du logiciel de traitement d'image « Image J » selon la méthode basée sur l'analyse d'images microscopiques mise au point par **RAHMANI et al., (2020)** : En effet, cette méthode permettra de quantifier avec précision la gamétogenèse au sein des coupes histologiques de *S. sarda*. Dénombrement des ovocytes (ON) et des tubes séminifères (STN) ;

- Mesure de la surface et du diamètre des ovocytes (OA et OD);
- Mesure de la surface et du diamètre des tubes séminifères (STA et STD).

II-3- Analyse statistique

Les données sont présentées sous forme de moyenne \pm écart type. Les données brutes sont traitées à l'aide du logiciel statistique STATVIEW version 4.55 (1992-1996). Des statistiques descriptives et analytiques sont réalisées pour décrire et comprendre la relation entre les différentes variables et facteurs de variation en utilisant le test-t de Student.

CHAPITRE III

Résultats et discussions

III-1-Description de l'échantillon

L'étude a été menée sur un groupe de 30 individus de l'espèce *Sarda sarda*, composé de 12 femelles et 18 mâles, soit respectivement 40% et 60% de la population étudiée (Tab.VI). Par conséquent, la population étudiée est majoritairement représentée par des mâles plutôt que des femelles.

Tableau VI: Nombre des gonades de *S. sarda* prélevés au cours de différents mois.

Mois	Nombre des gonades mâles	Nombre des gonades femelles	Nombre total
Octobre	02	03	05
Novembre	04	01	05
Décembre	07	04	11
Janvier	03	01	04
Février	02	03	05
Total	18	12	30
Proportions	60%	40%	100%

III-2-Paramètres morpho-anatomiques

III-2-1-Poids gonadique (Pg)

Les poids moyens des gonades des femelles et des mâles étaient de $14,758 \pm 0,987$ g et de $1,468 \pm 0,09$ g, respectivement. Le Pg maximal chez les femelles était de 51,6 g, capturé le 26/02/2023, et le Pg minimum était de 0,6 enregistré le 24/12/2022. Pour les mâles, le Pg observé le plus élevé était de 8,7 g pour un individu capturé le 16 /02/2023, tandis que le Pg le plus bas était de 0,2 g pour un mâle capturé le 02/12/ 2022. Les poids moyen des gonades sont plus élevés pour les femelles que pour les mâles, car le spécimen du 26/02/2023 a montré une valeur nettement plus élevée que les autres femelles. Cependant, l'analyse statistique des poids des gonades n'a montré aucune différence entre les sexes.

Les résultats de cette étude ne diffèrent pas de ceux trouvés par **Macias et al. (2005)** dans le sud-ouest de la côte espagnole ainsi que ceux de **Yoshida (1980)**, qui a étudié plusieurs espèces du genre *Sarda* de l'Atlantique.

III-2-2-Poids éviscéré (P_{ev})

Les résultats obtenus montrent que le P_{ev} moyen des femelles étudiées était de $1346,148 \pm 50,348g$, alors que celui des mâles était de $1126,819 \pm 34,420g$. Les observations ont montré que le poids le plus élevé des femelles était de $3220g$, enregistré le 26 /02/2023, et le plus bas était de $563g$, enregistré le 13/10/2022. Pour les mâles, le P_{ev} maximal était de $3200g$, capturé le 16 /02/ 2023, tandis que le poids le plus bas était de $560g$, capturé le 13/10/2022. Le poids moyen des individus éviscérés est légèrement plus élevé chez les femelles que chez les mâles mais sans que cette différence ne soit entre les sexes.

III-3-L'étude de l'indice pondéral « RGS »

III-3-1- Evolution du RGS dans le temps

Le graphique (**Fig. 17**) ci-dessous montre l'évolution des valeurs de l'indice pondérale RGS pour les femelles (A) et les mâles (B) de l'espèce *S. sarda* d'octobre à février.

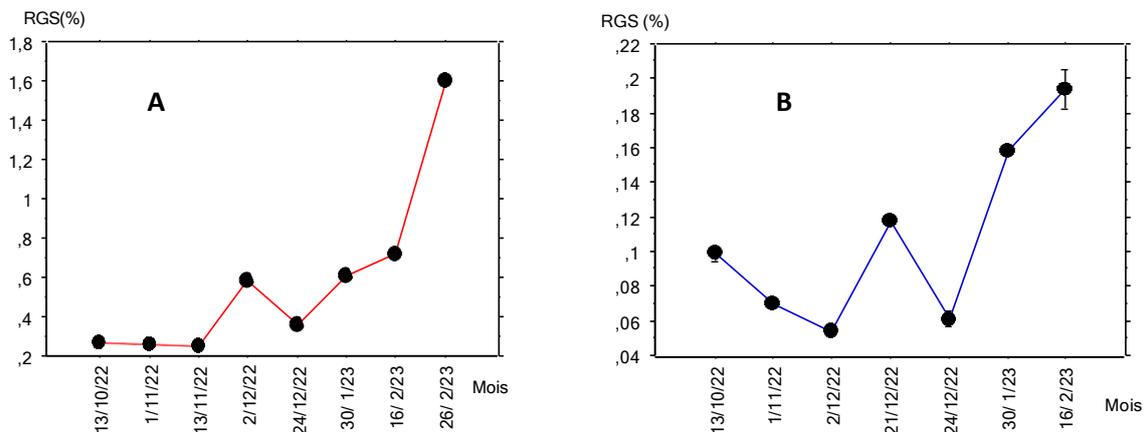


Figure 17 : Courbes d'évolutions du RGS (en %) des femelles (A) et des mâles (B) en fonction de la période d'étude de *S. sarda* (Moy.± déviation standard).

Les valeurs du RGS chez les femelles (Figure17), sont relativement basses et stables aux mois d'octobre et novembre. Puis, elles augmentent légèrement en décembre et en janvier, pour augmenter fortement et atteindre le maximum en février. De même, les observations chez les mâles montrent que les valeurs du RGS sont assez stables et se rapprochent aux mois d'octobre et novembre. Les mesures prises en décembre ne diffèrent pas significativement des mesures du mois précédent. A partir de janvier, les valeurs du RGS commencent à augmenter, atteignant un pic en février.

Pendant la période d'octobre à novembre, les taux de RGS des deux sexes ont atteint leur valeur minimale. Cela est probablement dû au fait que les gonades sont en période de régénération. Ensuite, ces taux augmentent considérablement à partir de décembre jusqu'à février, atteignent leurs valeurs maximales de 0.272 ± 0.003 % et de 1.602 ± 0.026 % chez les mâles et les femelle respectivement. Cette augmentation s'explique par le fait que les gonades entrent en période de frai ce qui entraîne une augmentation de Pg en raison de la production des gamètes (étant donné que le RGS est une entité déterminé à partir du poids des gonades).

Globalement, les taux de RGS augmentent pour les deux sexes, bien que les femelles présentent des valeurs de RGS plus élevées (0.706 ± 0.026 %) par rapport aux mâles (0.101 ± 0.003 %). Toutefois, l'analyse statistique n'a révélé aucune différence entre les taux RGS au cours de la période d'étude.

Des tendances similaires ont été observés dans des études portant sur *S. sarda* dans la mer d'Alboran, mer Noire et la mer de Marmara (Kahraman et al., 2014; Angui et al., 2018 ; Saber et al., 2019), où le RGS augmente progressivement de janvier à juillet chez les mâles et de janvier à juin chez les femelles. Toutefois, les valeurs moyennes du RGS observées chez les mâles sont inférieures à celles des femelles tout au long de l'année. Ces tendances sont également observées chez d'autres espèces de la famille des scombridae (Cruz-Castàn et al., 2019; Vieira et al., 2021).

III-3-2- Evolution du RGS en fonction des stades microscopiques

Les graphiques de la figure18 illustrent la variation des valeurs du RGS en fonction des différents stades microscopiques chez les femelles et les mâles de l'espèce *S. sarda*.

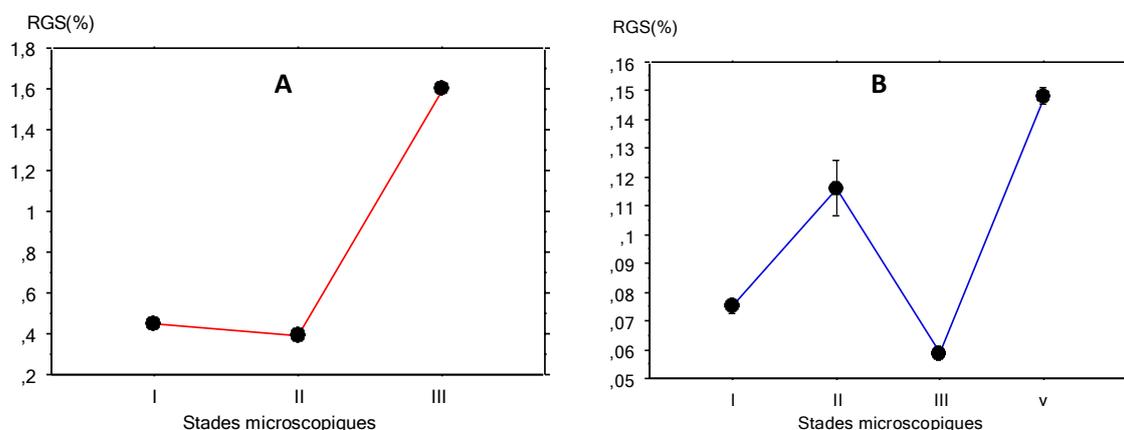


Figure 18 : Courbes d'évolution du RGS (en %) des femelles (A) et des mâles (B) en fonction des stades microscopiques de la maturation sexuelle de *S. sarda*. (Moy. ± déviation standard).

Les valeurs du RGS augmentaient généralement à mesure que les individus atteignaient des stades plus avancés de maturité sexuelle. Pour les femelles, les valeurs du RGS étaient relativement faibles aux stades I et II, mais sont restés assez stables jusqu'à ce qu'ils augmentent rapidement et significativement au stade III. Pour les mâles, les valeurs du RGS ont augmenté de façon continue dans les stades I et II et ont atteint un maximum au stade V. En revanche, au stade III, une forte baisse des valeurs du RGS a été observée. Cela peut s'expliquer par la diminution du nombre de mâles (un seul individu a été capturé). La comparaison entre les RGS des différents stades aussi bien chez les femelles que chez les mâles. Comme pour le facteur temps, les valeurs du RGS n'ont aucune déférence en fonction des stades microscopiques.

Des résultats similaires ont été observés par **Macias & al. (2005)**, sur les côtes sud-ouest d'Espagne et **Angui & al. (2018)** au golfe de Guinée en Côte d'Ivoire. Ils ont rapporté, tout comme nos résultats, que l'évolution du RGS chez les deux sexes en fonction des stades de maturité suit généralement la même progression, et que les valeurs du RGS chez les femelles sont plus élevées que chez les mâles.

En se basant sur ces résultats et sur l'évolution du RGS en fonction des mois, on peut dire que l'activité reproductrice de *Sarda sarda* commence à partir du mois d'avril, ce qui est également signalé par **Lucena et al. (2017)** au Maroc et **Keč et al. (2019)** en mer Adriatique. Alors que, selon **Nøttestad et al. (2013)**, la saison de frai s'étend de mars à mai au large de l'Algérie.

III-4- Examen microscopique des gonades

III-4-1- Distribution des stades de maturité en fonction des individus

Les femelles de *S.sarda* échantillonnées ont été réparties en 03 stades microscopiques distincts, à savoir les stades I, II et III. Le stade le plus représentatif est le stade I, avec 08 individus échantillonnés, soit 66,66% des femelles étudiées. En revanche, le stade III était le moins représenté avec un seul individu, soit 8,33%. Les 03 individus restants, soit 25% de la population, ont été classés dans le stade II (**Fig 19**).

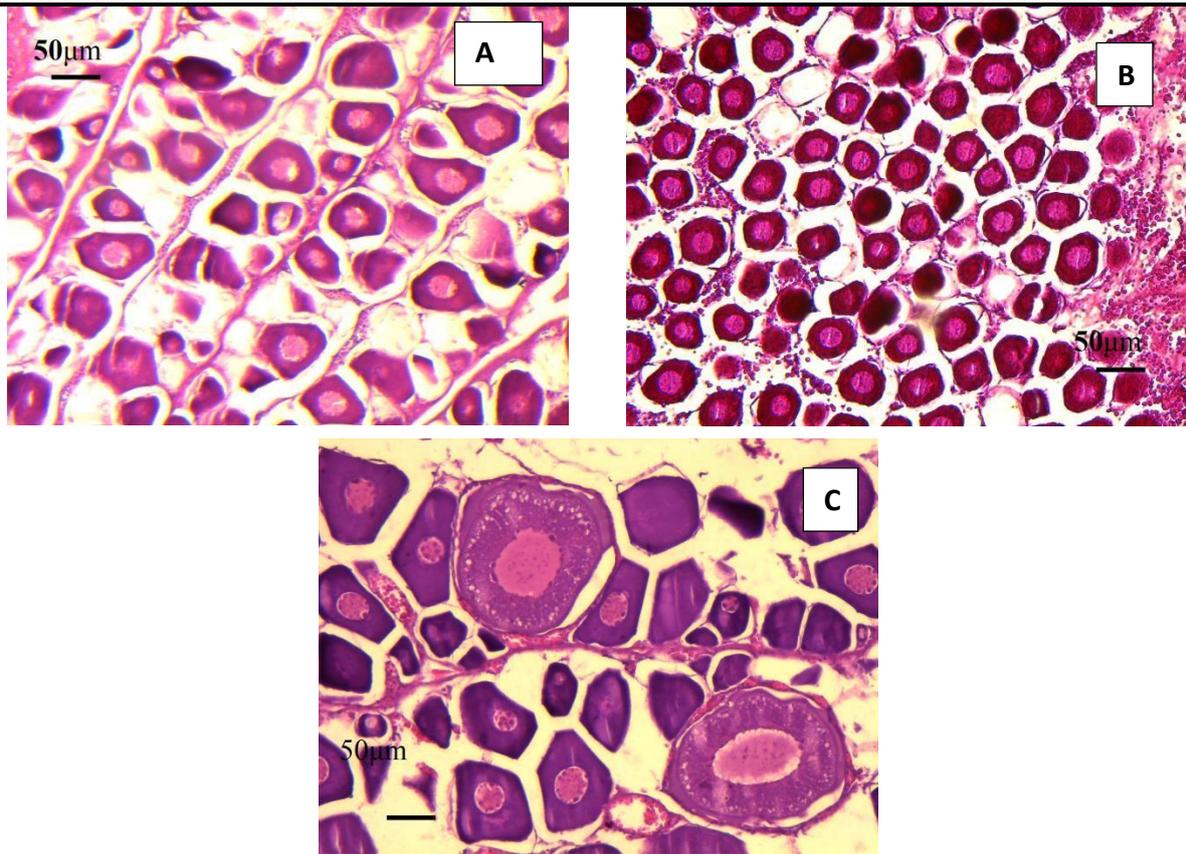


Figure 19 : Les photos obtenues de l'observation sous microscope optique représentent les différents stades de maturité chez les femelles de *S.sarda* . A) stade I (immature), B) stade II(vierge en maturation),C) stade III (mûrissant) .

Les mâles ont été répartis en 04 stades de maturité sexuelle. Le stade I était le plus représentatif avec 09 individus représentant 50% de l'effectif total des mâles. Par contre, le stade III, ne comptant qu'un seul individu (soit 5,55%), était le moins représenté. Les stades II et V étaient chacun représentés par 04 individus, soit 22,22% pour chaque stade. Cependant, l'analyse statistique a révélé qu'il n'y avait pas de différence entre les différents stades microscopiques chez les individus étudiés

(Fig. 20).

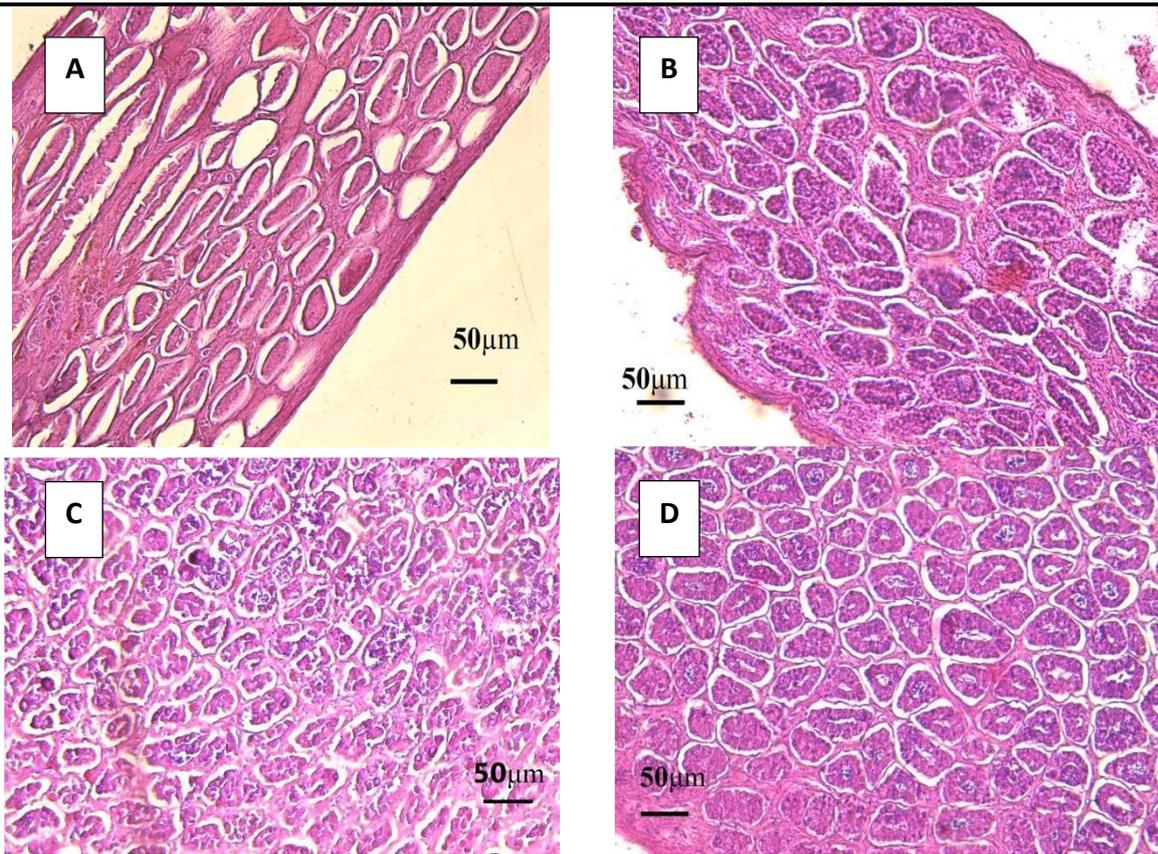


Figure 20 : les photos obtenues de l'observation sous microscope optique représentent les différents stades de maturité chez les mâles de *S.Sarda* .A) stade I (immature), B) stade II (vierge en maturation) , C) stade III(mûrissant)D) stade V(mature).

III-4-2- Etude des paramètres microscopiques chez la femelle

III-4-2-1- Distribution du nombre des cellules ovocytaires(ON) en fonction des stades microscopiques

La figure 21 représente la distribution du nombre des différentes cellules ovocytaires observées sur une coupe histologique de chaque femelle en fonction des stades de maturité microscopique.

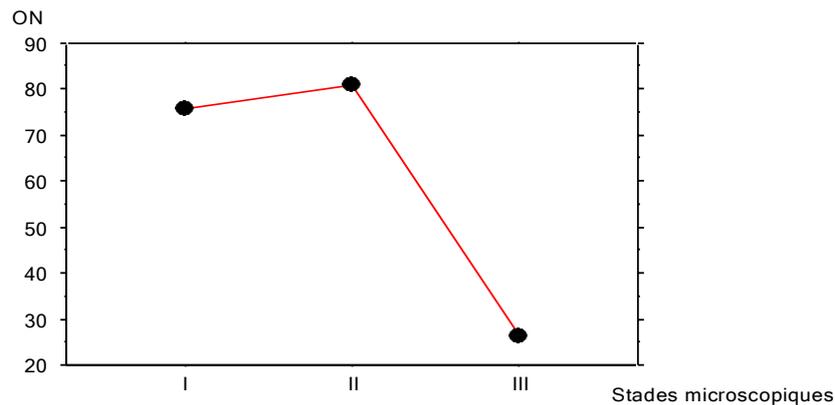


Figure 21 : Courbe de l'évolution des ON en fonction des stades microscopiques (Moy.± déviation standard).

Le nombre d'ovocytes chez les femelles *S. sarda* atteint son maximum au cours des deux premiers stades de développement, puis diminue rapidement au stade III. Il est à noter que cette évolution est inverse à celle du RGS en fonction des stades de maturité (**Fig18.A**). En effet, le RGS est relativement stable au premier stade, après quoi on observe une augmentation marquée jusqu'à atteindre une valeur maximale au stade III. L'analyse statistique n'a révélé aucune différence entre le nombre d'ovocytes et les stades de maturation microscopiques.

Les valeurs élevées de ON aux stades I et II (ON= 70) peuvent s'expliquer par la présence des ovogonies (Ovg), qui sont connues pour être les plus petites cellules de la lignée germinale (**Ben Salem & Ktari, 1994**). Au stade III, ON diminue (ON= 20) en raison de l'accumulation des réserves vitellines dans les ovocytes, ce qui entraîne l'augmentation de leur taille (**Danguy et al., 2010**), conduisant ainsi à une diminution de ON. En d'autres termes, à mesure que la taille des ovocytes augmentent au cours du développement cellulaires, elles occupent plus d'espace sur le champ observé, ce qui réduit leur nombre total.

III-4-2-2- Distribution de la surface des cellules ovocytaires(OA) en fonction des stades microscopiques

La distribution des AO en fonction des stades de maturité microscopique est représentée dans la figure ci-dessous (**Fig.22**).

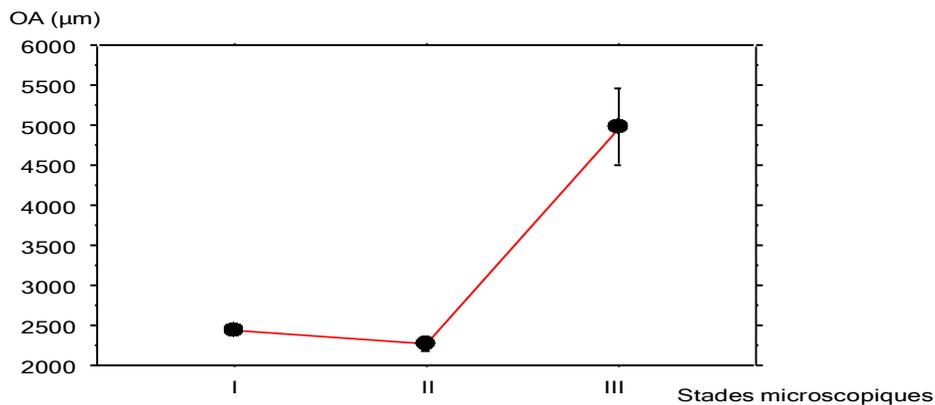


Figure 22 : Courbe de l'évolution des OA en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).

Les données obtenues suggèrent qu'il existe un équilibre entre OA et RGS (**Fig. 18A**) au cours des stades I et II, avec des valeurs relativement basses observées pour les deux paramètres. Cependant, à partir du stade III, il y a une augmentation significative de OA et de la RGS, révélant une relation proportionnelle entre ces deux paramètres. L'analyse statistique n'a révélé aucune différence de OA des différents stades de maturité sexuelle.

La surface des ovocytes augmente progressivement du stade I au stade III, passent de $388,25 \pm 130,91$ à $27542,25 \pm 130,915$. Au stade I, de faibles valeurs de ON ont été enregistrées en raison de l'absence d'activité vitélogénétique (**Hemida, 1987**) et de la présence seulement d'ovocytes prévitélogéniques, qui sont de petites cellules polygonales (**Valente, 2008**) occupant, ainsi moins d'espace, donnant de faibles valeurs de OA (**Rahmani et al., 2020**). Au début du stade II, les valeurs de OA commencent à augmenter en raison de la différenciation des Ovg, ce qui conduit à l'augmentation de la taille des ovocytes suite à l'apparition des alvéoles corticales, qui sont caractéristiques de cette étape (**Zupa et al., 2013**). Les valeurs maximales de OA, enregistrées au stade III sont dues à l'accumulation des matériaux hépatique (**Hibaya, 1982**) et selon **Wallace & Selman (1987)**, il existe une relation entre la vitélogénèse et la taille des ovocytes (la surface). D'ailleurs, cela a été confirmé par les travaux de **Rahmani et al. (2020)**.

III-4-2-3-Distribution du diamètre des ovocytes (OD) en fonction des stades microscopiques

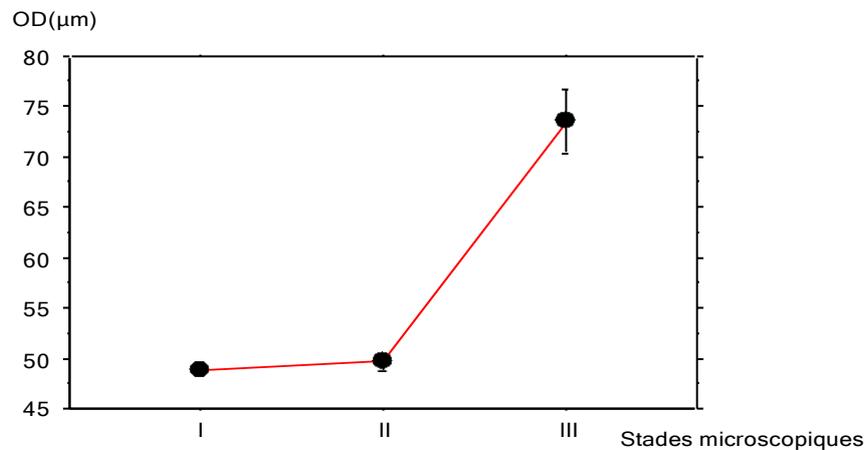


Figure 23 : Courbe de l'évolution des OD en fonction des stades microscopiques. (Moy. ± déviation standard).

L'évolution des OD au cours des stades (**Fig. 23**) suit la même allure que celle de la surface et celle du RGS chez *S. sarda* (**Fig. 18A**). Au cours des deux premiers stades (I, II) OD et RGS sont similaires puis ils augmentent significativement au stade III. De même, l'analyse statistique ne montre pas de différence entre OD et les différents stades de maturité. Cette différence de OD trouve son explication dans l'installation des différentes étapes de l'ovogenèse dans le temps comme il a été expliqué pour le OA.

III-4-3- Etude des paramètres microscopiques chez le mâle

III-4-3-1- Distribution du nombre des tubes séminifères (STN) en fonction des stades microscopiques

L'évolution du nombre des STN en fonction des stades de maturité microscopique est représentée dans la figure 24.

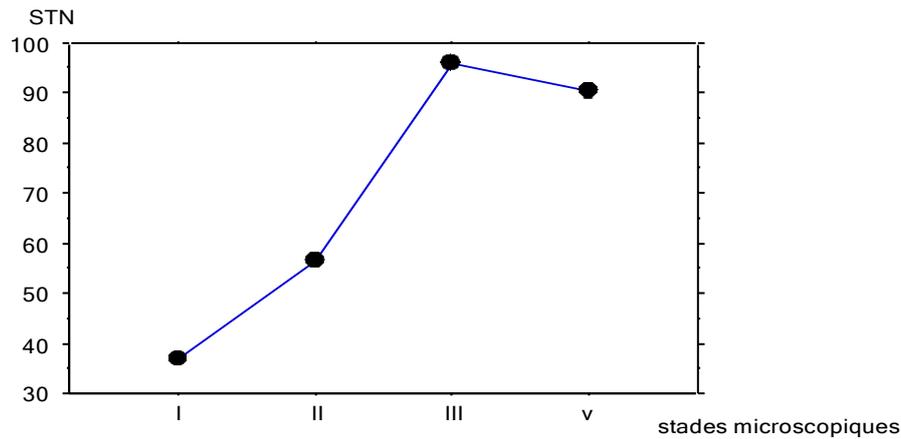


Figure 24 : Courbe de l'évolution des STN en fonction des stades microscopiques. (Moy. ± déviation standard).

D'après la courbe, on observe une augmentation du STN au cours des stades I, II et atteint son maximum au stade III, suivi d'une diminution au stade V. Cette augmentation est plus marquée au début du premier stade, où le nombre est initialement faible en raison des cellules spermatogoniales (Spg) présentes à l'intérieur des tubes séminifères. Les Spg sont les plus grandes cellules de la lignée spermatogénique, reconnaissables à leur cytoplasme clair et leur gros noyau proéminent (Danguy et al., 2010). L'augmentation du STN au stade II indique les divisions mitotiques répétées des Spg qui donnent naissance à des cellules de plus petite taille et surface : les spermatocytes (Spc) (Santos et al., 2006), ce qui entraîne une diminution de la surface et du diamètre des tubes observés au microscope et une augmentation de STN. Le stade III est caractérisé par des valeurs maximales de STN, indiquant l'étape finale de spermatogenèse où les spermatozoïdes atteignent leur maturation finale et sont caractérisés par leur très petite taille (Billard, 1979). Cela impliquerait l'augmentation du STN à ce stade. Entre le stade III et V, la STN diminue légèrement, ce qui indiquerait l'installation de l'étape de la spermiation. En revanche, les résultats du STN ne présentent aucune différence significative en fonction des stades.

Il est tout de même remarquable que cette évolution de STN en fonction des stades est similaire à celle du RGS en fonction des stades (Fig. 18B), où l'on remarque une augmentation continue dans tous les stades, bien qu'une chute brusque soit observée au stade III, ce qui pourrait être attribué au faible nombre d'échantillons prélevés à ce moment-là.

III-4-3-2- Distribution de la surface des tubes séminifères (STA) en fonction des stades microscopiques

La distribution des STA en fonction des stades de maturité microscopique est représentée dans la figure ci-dessous (**Figure 25**).

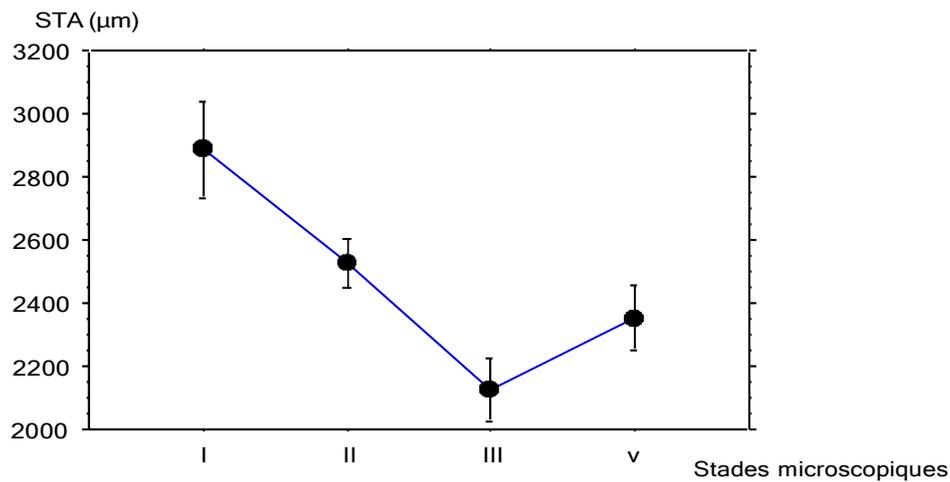


Figure 25 : Courbe de l'évolution des STA en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).

Au stade I, les valeurs du STA sont à leur maximum (15031 ± 79.803) ce qui s'expliquerait par la présence des spermatogonies I (SpgI) qui sont caractérisées par leur grande taille. Dans le deuxième stade, la STA diminue progressivement en raison des divisions cellulaires des SpgI, qui produisent des SpgII plus petits en taille et en surface, cette réduction de la taille des cellules conduit à une diminution du STA. Le stade III, est caractérisé par les valeurs les plus basses de STA (538.750 ± 79.803); ceci indique la présence des spermatocytes (Spc) et des spermatides (Spt) qui sont caractérisées par leur petite taille (**Danguy et al., 2010**).

Par contre, ces valeurs ne sont pas différentes statistiquement et en comparant cette allure avec celle du RGS (**Fig. 18B**), on constate que les deux paramètres évoluent globalement de manière inverse.

III-4-3-3- Distribution des diamètres des tubes séminifères (STD) en fonction des stades microscopiques

La diminution lente des valeurs de STD (**Fig. 26**), du stade I jusqu'au stade III, suivie d'une faible augmentation jusqu'au stade V suit une allure inverse à celle du RGS durant le premier stade et une allure similaire à partir de stade II jusqu'à stade V (**Fig. 18B**). En effet, le RGS connaît une augmentation constante au cours des stades I et II, puis une diminution dans le stade III avant de reprendre son augmentation jusqu'à atteindre sa valeur maximale au stade V. Toutefois, les résultats de l'analyse statistique ont montré qu'il n'y avait pas de différence des valeurs de STD aux différents stades de maturation microscopiques.

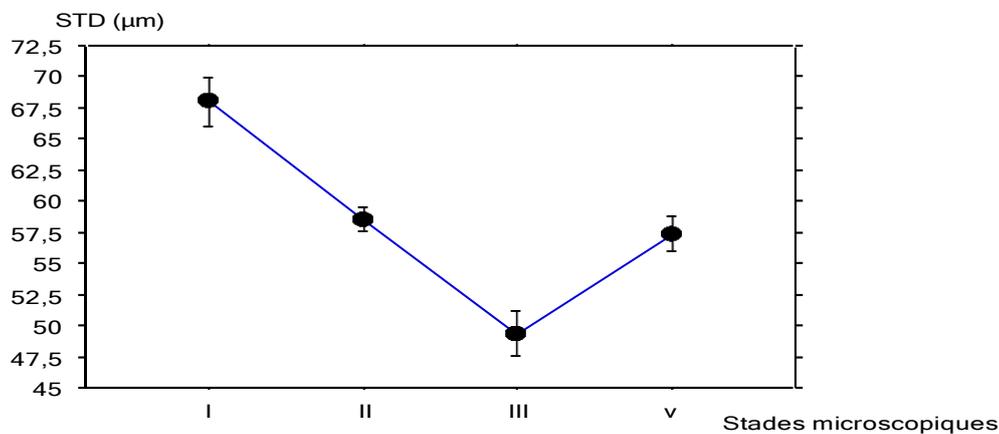


Figure 26 : Courbe de l'évolution des STD en fonction des stades microscopiques. (Moy.± déviation standard).

Cette différence de STD trouve son explication dans l'installation des différentes étapes de la spermatogenèse dans le temps comme il a été expliqué pour le STA.

Conclusion

Le présent travail s'est concentré sur l'étude de quelques paramètres de reproduction de la bonite (*Sarda.sarda*, Blosh 1793) en utilisant une base de données de 30 individus collectés sur une période de 4 mois d'observation (d'octobre 2022 à février 2023). L'objectif principal de cette étude était de caractériser la physiologie de la reproduction et d'identifier la période de ponte chez cette espèce en établissant des rapports entre les paramètres macroscopiques et microscopiques. Les principaux éléments pris en compte dans notre étude étaient le nombre, la surface et le diamètre des tubes séminifères et des ovocytes à une échelle microscopique, ainsi que le rapport gonado-somatique (RGS) à une échelle macroscopique. A la lumière de notre travail, nous avons obtenu les résultats suivants :

- ✓ L'observation des lames histologiques des gonades de *S. sarda*, nous a permis de distinguer 4 stades de développement de la spermatogenèse et 3 de l'ovogénèse.
- ✓ L'évolution du RGS liée à l'individu étudié suggère que le poids des gonades de *S. Sarda* est influencé par le nombre, la surface et le diamètre des tubes séminifères et des ovocytes.
- ✓ Nous avons observé des similitudes dans l'évolution entre le RGS et la surface/diamètre chez les femelles, ainsi qu'entre le RGS et le nombre chez les mâles. En revanche, une évolution inverse a été observée entre le RGS et la surface/diamètre chez les mâles, ainsi qu'entre le RGS et le nombre chez les femelles.
- ✓ Les résultats microscopiques viennent compléter et confirmer les résultats macroscopiques, ce qui montre le déroulement de la gamétogénèse et la préparation pour la ponte durant la période d'étude.
- ✓ En se basant sur l'évolution du RGS en fonction des stades de maturité sexuelle et des mois, on peut conclure que l'activité reproductrice de *S. sarda* commence à partir du mois d'avril.

Au terme de ce travail, on peut dire que les méthodes de quantification de la reproduction qui ont été validées pour un autre poisson pélagique, l'anchois européen *Engraulis encrasicolus* (Linnaeus, 1758) (Rahmani et al., 2018 ; 2020), peuvent être appliquées à *S. sarda*, où nous avons réussi à quantifier précisément la gamétogénèse. Malheureusement, les conclusions obtenues ne peuvent être considérées comme définitives en raison du nombre limité d'observations effectuées. Afin d'obtenir des résultats précis sur la période de reproduction de *S.sarda*, il serait plus avantageux de prolonger la période d'étude sur toute l'année et d'examiner davantage d'échantillons et en explorant d'autres paramètres qui pourraient influencer la reproduction de cette espèce.

Références Bibliographiques

A

- Andrade, R. F., Bazzoli, N., Rizzo, E., & Sato, Y. (2001). Continuous gametogenesis in the neotropical freshwater teleost, *Bryconops affinis* (Pisces: Characidae). *Tissue and Cell*, 33(5), 524-532.
- Angui, K. J. P., Soro, Y., Amande, M. J., Edoukou, A., N'Guessan, Y., & N'da, K. (2018). Paramètres de reproduction de *Sarda sarda* (Bloch, 1793) du golfe de Guinée, Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 12(3), 1320-1333.
- Anonyme 1 :(<https://www.projetecolo.com/comment-les-poissons-se-reproduisent-ils-848.html>) consulté le 01/06/2023.
- Anonyme 2 :<https://www.fishipedia.fr/fr/poissons/sarda-sarda>. Consulté le 28/03/2023.
- Anonyme 3 :<https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/ARTFIMED/ArtFiWeb/descript/Species/SCOSASAR.HTML> consulté le 20/05/2023.
- Anonyme 4 :[file:///C:/Users/hp/Downloads/FAO%20Fisheries%20&%20Aquaculture%20-%20Species%20Fact%20Sheets%20-%20Sarda%20sarda%20\(Bloch,%201793\).pdf](file:///C:/Users/hp/Downloads/FAO%20Fisheries%20&%20Aquaculture%20-%20Species%20Fact%20Sheets%20-%20Sarda%20sarda%20(Bloch,%201793).pdf) consulté le 20/05/2023.
- Anonyme 5 : <https://cnrtl.fr/definition/academie9/po%C3%AFkilotherme> Consulté le 26 /05/2023.

B

- BA I.S. (1988) - Biologie et dynamique des populations d'anchois (*Engraulis encrasicolus*) des côtes mauritaniennes, thèse de 3e cycle, université de Bretagne occidentale, 139 p.
- Begovac, P. C., & Wallace, R. A. (1987). Ovary of the pipefish, *Syngnathus scovelli*. *Journal of Morphology*, 193(2), 117-133.
- Bensalem, M., & Ktari, M. H. (1994). Sexualité et reproduction des espèces du genre *Trachurus Rafinesque*, 1810 des côtes tunisiennes (Poissons, Teleosteens, Carangidae). *INSTM Bulletin: Marine and Freshwater Sciences*, 21, 88-103.
- Billard, R. (1979). La gamétogenèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons téléostéens. *Bulletin Français de Pisciculture*, (273), 117-136.

- Billard, R., Jalabert, B., Breton, B., & Escaffre, A. M. (1972). Les cellules de sertoli des poissons téléostéens. i. —étude ultrastructurale. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique* (Vol. 12, No. 1, pp. 19-32). EDP Sciences.
- Billard, R., Solari, A., & Escaffre, A. M. (1974). Méthode d'analyse quantitative de la spermatogénèse des poissons téléostéens. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique* (Vol. 14, No. 1, pp. 87-104). EDP Sciences.
- Bougis, P. (1952). Rapport hépatosomatique et rapport gonadosomatique chez *Mullus barbatus* L. *Bull. Soc. Zool.*, 74, 326-330.
- Breton, B., Jalabert, B., & Fostier, A. (1975). Induction de décharges gonadotropes hypophysaires chez la carpe (*Cyprinus carpio* L.) à l'aide du citrate de cisclophène. *General and Comparative Endocrinology*, 25(4), 400-404.
- Bromage, N., Porter, M., & Randall, C. (2001). The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. *Aquaculture*, 197(1-4), 63-98.
- Bruslé, J., & Quignard, J. P. (2004). Les poissons et leur environnement: ecophysiologie et comportements adaptifs.

C

- Caillart, B., Leader, T., & Beyens, Y. (2015). Etude sur l'évolution des pêcheries de petit s pélagiques en Afrique du Nord-Ouest et impacts possibles sur la nutrition et la sécurité alimentaire en Afrique de l'Ouest. DAI Europe, United Kingdom, Ares.
- Campo, D., Mostarda, E., Castriota, L., Scarabello, M. P., & Andaloro, F. (2006). Feeding habits of the Atlantic bonito, *Sarda sarda* (Bloch, 1793) in the southern Tyrrhenian sea. *Fisheries Research*, 81(2-3), 169-175.
- Carpenter, K. E. (1999). *Field guide to the living marine resources of Namibia*. Food & Agriculture Org..
- Collette B.B., Nauen C.E. (1983). Scombrids of the world. An annotated and illustrated catalogue of tunas, mackerels, bonitos and related species known to date. FAO Fish. Synop., 125 (2): 137 pp.
- Cruz-Castán, R., Meiners-Mandujano, C., Macías, D., Jiménez-Badillo, L., & Curiel-Ramírez, S. (2019). Reproductive biology of little tunny *Euthynnus alletteratus* (Rafinesque, 1810) in the southwest Gulf of Mexico. *PeerJ*, 7, e6558.

D

- Danguy, A., Terwinghe, E., & Genten, F. (2010). Histologie illustrée du poisson. *Histologie illustrée du poisson*, 1-505.
- De Vlaming, V. (1983). 10 Oocyte development patterns and hormonal involvements among teleosts. *Control processes in fish physiology*, 176.
- Demir, M. (1963). Synopsis of biological data on bonito/*Sarda sarda*, bloch, 1793/.
- Dodd, JM et Stumper, JP (1984). Des poissons. Dans GE Lamming (Ed.), *Marshall's Physiology of Reproduction* (4e éd., Vol. 1, p. 126). Edinbourg.

F

- Fishelson, L., Delarea, Y., & Gon, O. (2006). Testis structure, spermatogenesis, spermatocytogenesis, and sperm structure in cardinal fish (*Apogonidae*, *Perciformes*). *Anatomy and embryology*, 211, 31-46.

G

- Gillet, C., Billard, R., & Breton, B. (1977). Influence de la température sur la reproduction du poisson rouge (*Carassius auratus L.*). *Cahiers du Laboratoire d'Hydrobiologie de Montereau*, 5, 25-42.
- Glasser, F. (2003). *L'influence des facteurs externes sur la reproduction de la carpe herbivore (Ctenopharyngodon idella) en zone tropicale: une approche descriptive et expérimentale* (Doctoral dissertation, Rennes 1).
- Grandi, G., & Colombo, G. (1997). Développement et différenciation précoce des gonades chez l'anguille européenne (*Anguilla anguilla [L.]*, *Anguilliformes*, *Teleostei*) : étude cytologique et ultrastructurale. *Journal of Morphology*, 231 (2), 195-216.
- Grier, H. (2000). Ovarian germinal epithelium and folliculogenesis in the *common snook*, *Centropomus undecimalis* (*Teleostei: Centropomidae*). *Journal of Morphology*, 243(3), 265-281.
- Grier, H. J. (1993). Comparative organization of Sertoli cells including the Sertoli cell barrier. *The Sertoli Cell*, 703-739.

- Grier, H. J., Uribe-Aranzábal, M. C., & Patiño, R. (2009). The ovary, folliculogenesis, and oogenesis in teleosts. *Reproductive biology and phylogeny of fishes (agnathans and bony fishes)*, 8(Part A), 25-84.

H

- Harrington R.W. (1974) Sex determination and differentiation in fishes, pp. 4-12, in Control of Sex in Fishes. Ed. Carl B. Schreck. Sea Grant and V.P.I. & S.U. Press. V.P.I.- SG-74-01. 106 p.
- Harvey, B. J., & Hoar, W. S. (1980). *Reproduction Provoquée chez les Poissons: Théorie et pratique*. IDRC, Ottawa, ON, CA.
- Hemida, F. (1987). Contribution à l'étude de l'anchois *Engraulis encrasicolus* (Linné, 1758) dans la région d'Alger: biologie et exploitation. *These de magister, USTHB*.
- Hibiya T. 1982. An atlas of fish histology: Normal and pathological features. Gustav Fischer Verlag: Stuttgart. 147 pp.
- Hoar, W. S., & Randall, D. J. (Eds.). (1969). *Reproduction and growth, bioluminescence, pigments, and poisons*. Academic Press.
- Holmes R ,L., & Ball J.N. (1974) .The pituitary gland. *a comparative account Cambridge Univ Pr (Sd)* , édition ,1 392 pages .
- Humason, GL (1979). Coloration des éléments hématologiques et des tissus apparentés. *Techniques de tissus animaux*, 245-267.

K

- Kah, O., Anglade, I., Leprêtre, E., Dubourg, P., & de Monbrison, D. (1993). Le cerveau reproducteur chez les poissons. *Physiologie et biochimie des poissons* , 11 , 85-98.
- Kahraman, A. E., GÖKTÜRK, D., Yildiz, T., & Uzer, U. (2014). Age, growth, and reproductive biology of Atlantic bonito (*Sarda sarda* Bloch, 1793] from the Turkish coasts of the Black Sea and the Sea of Marmara. *Turkish Journal of Zoology*, 38(5), 614-621.
- Keč, V. Č., Zorica, B., & Vuletin, V. (2019). Does the Atlantic bonito, *Sarda sarda*, spawn in the eastern Adriatic Sea?. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 99(8), 1865-1868.

L

- Legendre, M., & Jalabert, B. (1988). La reproduction. Les poissons des Eaux Continentales Africaines. Diversité, Écologie, Utilisation par l'Homme, 147-175.
- Lévêque, C., Paugy, D., & Duponchelle, F. (2006). La reproduction. *Les poissons des Eaux Continentales Africaines. Diversité, Écologie, Utilisation par l'Homme*, 147-175.
- Loir, M., Sourdain, P., Mendis-Handagama, S. M., & Jégou, B. (1995). Cell-cell interactions in the testis of teleosts and elasmobranchs. *Microscopy research and technique*, 32(6), 533-552.
- Lucena, F., & Benazzouz, B. (2017). Reproduction of Atlantic bonito (*Sarda sarda*) in south of the Moroccan Atlantic waters. *Collect. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 74(1), 95-107.
- Lukšienė, D., Sandström, O., Lounasheimo, L., & Andersson, J. (2000). The effects of thermal effluent exposure on the gametogenesis of female fish. *Journal of Fish Biology*, 56(1), 37-50.

M

- Macías, D., Gómez-Vives, MJ, García, S. et Ortiz de Urbina, JM (2005). Caractéristiques de reproduction de la bonite à dos rayé (*Sarda sarda*) du sud-ouest de la Méditerranée espagnole. *Col. Vol. Sci. Bouillie. ICCAT*, 58 (2), 470-483.
- Malpaux, B., Viguié, C., Thiéry, J. C., & Chemineau, P. (1996). Contrôle photopériodique de la reproduction. *Productions animales*, 9(1), 9-23.
- Mann, R. H. K. (1984). Geographical variation in the life-history tactics of some species of freshwater fish. *Fish reproduction: strategies and tactics*, 171-186.
- Marina, P., Annamaria, L., Barbara, D. O., Loredana, R., Piero, A., & Francesco, A. (2002). Fine structure of Leydig and Sertoli cells in the testis of immature and mature spotted ray *Torpedo marmorata*. *Molecular Reproduction and Development: Incorporating Gamete Research*, 63(2), 192-201.
- Mayorova, A., & Tkacheva, K. S. (1959). Distribution and conditions of reproduction of pelamid, *Sarda sarda* (Bloch), in the Black Sea according to data for the period 1956-1957. In *Proc. Tech. Pap. GFCM* (Vol. 5, pp. 509-514).

- Migaud, H. (2002). Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune *Perca fluviatilis*. *Ecole doctorale Sciences et Ingénierie des Ressources, Procédés, Produits, Environnement*.
- Mostarda, E., Romeo, T., Scotti, G., Tarusello, M., Campo, D., Castriota, L., & Andaloro, F. (2004). The pelagic small-scale fishing fleet of the North-Eastern Sicilian Sea. *Biologia Marina Mediterranea*, 190-191.
- Mourato B., Barreto T., & Lucena-Frédou, F. (2021). Atlantic Bonito. ICCAT Manual. 14p.
- Muchlisin, ZA (2014). Un aperçu général sur certains aspects de la reproduction des poissons. *Aceh International Journal of Science and Technology*, 3 (1), 43-52.
- Munro, A. D., Scott, A. P., & Lam, T. J. (Eds.). (1990). *Reproductive seasonality in teleosts: environmental influences* (pp. 1-11). Boca Raton: CRC press.

N

- Nagahama, YOSHITAKA (2002). Régulation endocrinienne de la gamétogenèse chez les poissons. *Journal international de biologie du développement*, 38 (2), 217-229.
- Nostro, F. L., Grier, H., Meijide, F. J., & Guerrero, G. A. (2003). Ultrastructure of the testis in *Synbranchus marmoratus* (Teleostei, Synbranchidae): the germinal compartment. *Tissue and Cell*, 35(2), 121-132.
- Nøttestad, L., Tangen, Ø., Tangen, M., & Bjelland, O. (2013). Atlantic bonito (*Sarda sarda*) in Nordic waters: biology, distribution and feeding. *COLLECT. VOL. SCI. PAP. ICCAT*, 69(5), 2145-2148.

O

- O'Connor, M. I., Bruno, J. F., Gaines, S. D., Halpern, B. S., Lester, S. E., Kinlan, B. P., & Weiss, J. M. (2007). Temperature control of larval dispersal and the implications

for marine ecology, evolution, and conservation. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(4), 1266-1271.

P

- Patzner, R. A., Glechner, R., & Riehl, R. (1994). Die Eier heimischer Fische. 9. Streber—Zingel streber Siebold, 1863 (Percidae). *Österreichs Fischerei*, 47, 122-125.
- Peter, RE (1983). Évolution de la régulation neurohormonale de la reproduction chez les vertébrés inférieurs. *Zoologiste américain*, 23 (3), 685-695
- Potts, G. W., & Wootton, R. J. (1984). Fish reproduction: strategies and tactics.
- Pudney, J. (1995). Spermatogenesis in nonmammalian vertebrates. *Microscopy research and technique*, 32(6), 459-497.

R

- Rahmani A. (2020). Etude de la reproduction de l'anchois européen (*Engraulis encrasicolus*, Linné 1758) dans les côtes de Béjaïa : approche microscopique. Thèse de doctorat science. Université Abderrahmane Mira. 106p.
- Rahmani, A., Ichalal, K., & Iguer-Ouada, M. (2018). Seminiferous tubule number and surface: validation of objective parameters to estimate reproduction activity of male European anchovy (*Engraulis encrasicolus*, L.). *CYBIUM*, 42(2), 169-176.
- Rahmani, A., Kacher, M., & Iguer-ouada, M. (2020). Oocytes number and surface area as microscopic and quantitative parameters to evaluate reproductive activity in *Engraulis encrasicolus* L.(*Clupeiformes: Engraulidae*). *Cah. Biol. Mar*, 61, 271-277.
- Reinboth, R. (1980). Can sex inversion be environmentally induced?. *Biology of Reproduction*, 22(1), 49-59.
- Rey, J. C., Alot, E., & Ramos, A. (1984). Sinopsis biológica del bonito, *Sarda sarda* (Bloch), del Mediterráneo y Atlántico Este. *Collect. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 20(2), 469-502.
- Rinchar, J., & Kestemont, P. (1996). Comparative study of reproductive biology in single-and multiple-spawner cyprinid fish. I. Morphological and histological features. *Journal of fish biology*, 49(5), 883-894.

- Roberts, C.M., O’Leary B. C., McCauley D. J., Cury P. M., Duarte C. M., Lubchenco J., Pauly D., Sáenz-Arroyo A., Sumaila U. R., Wilson R. W., Worm B., Castilla J. C. (2017). Marine reserves can mitigate and promote adaptation to climate change. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114(24), 6167-6175.
- Rutaisire, J., Muwazi, R. T., & Booth, A. J. (2006). Ultrastructural description of spermiogenesis and spermatozoa in *Labeo victorianus*, Boulenger, 1901 (Pisces: Cyprinidae). *African Journal of Ecology*, 44(1), 102-105.

S

- Sabatés, A., & Recasens, L. (2001). Seasonal distribution and spawning of small tunas (*Auxis rochei* and *Sarda sarda*) in the northwestern Mediterranean. *Scientia Marina*, 65(2), 95-100.
- Saber, S., de Urbina, J. O., Puerto, M. A., Vives, M. G., Godoy, L., Meléndez, M. J., & Macías, D. (2019). Spawning season for Atlantic bonito *Sarda sarda* in the Alboran Sea.
- Sadouni, S. (2021). *Étude la reproduction de la carpe argentée (hypophthalmichthys molitrix) en Algérie* (Doctoral dissertation, Université de Béjaia-Abderrahmane Mira).
- Santos, H. B., Rizzo, E., Sato, Y., & Bazzoli, N. (2003, September). Apoptosis in the involution of postovulatory follicles of *Leporinus taeniatus* LÜTKEN, 1874 (Pisces: Anostomidae) submitted to the induced spawning. In *XIX Congress of the Brazilian Society of Microscopy and Microanalysis. Proceedings.. Caxambu, MG*.
- Santos, R. N., Andrade, C. C., Santos, L. N., Santos, A. F. G. N., & Araújo, F. G. (2006). Testicular maturation of *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier)(Actinopterygii, Characidae) in a brazilian tropical reservoir. *Brazilian Journal of Biology*, 66, 143-150.
- Schreck, C. B. (1974). Hormonal treatment and sex manipulation in fishes. *Control of sex in fishes*.
- Selman, K., & Wallace, RA (1989). Aspects cellulaires de la croissance des ovocytes chez les téléostéens. *Science zoologique* , 6 (2), 211-231.

- Selman, K., & Wallace, RA (1989). Aspects cellulaires de la croissance des ovocytes chez les téléostéens. *Science zoologique* , 6 (2), 211-231.
- Selman, K., & Wallace, RA (1989). Aspects cellulaires de la croissance des ovocytes chez les téléostéens. *Science zoologique* , 6 (2), 211-231. Wallace, RA, Selman, K., Greeley, MJ, Begovac, PC, Lin, YW, McPherson, R. et Petrino, TR (1987, août). État actuel de la croissance des ovocytes. In *Symposium international sur la physiologie de la reproduction des poissons. St John's : Université Memorial de Terre-Neuve* (pp. 167-177).
- Sennai-Cheniti S. (2003) - Les petits pélagiques de l'extrême ouest algérien. Mise en place d'un réseau d'échantillonnage. Centre National D'études et de Documentation pour la Pêche et L'aquaculture. Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques.17p.
- Seret, B. (2011). *Poissons de mer de l'ouest africain tropical*. IRD Editions.
- Sherwood, N., Eiden, L., Brownstein, M., Spiess, J., Rivier, J. et Vale, W. (1983). Caractérisation d'une hormone de libération des gonadotrophines téléostéens. *Actes de l'Académie nationale des sciences* , 80 (9), 2794-2798.
- Sundararaj , BI (1981) . Programme de développement et de coordination de l'aquaculture. *physiologie de la reproduction des poissons téléostéens : examen des connaissances actuelles et des besoins pour les recherches futures. PNUD-FAO-ADCP, ADCP/REP/81/16* ,88 .

T

- Takashima, F., & Hibiya, T. (1995). An atlas of fish histology: normal and pathological features.
- Taylor, R. A. J. & L. R. Taylor. 1979. Behavioural model for the evolution of spatial dynamics.,In: Anderson R. M.\$ B.D. .Tumer, R. M. Taylor, eds. Population Dynamics, BlackwellScientific Publications, 1-27.

V

- Valente, E. (2008). Traits biologiques d'une espèce invasive, la perche soleil (*Lepomis gibbosus*), dans un réservoir artificiel aux eaux échauffées: reproduction, croissance, longévité (Doctoral dissertation, Université Paul Verlaine-Metz).
- Vieira, J., Costa, P. A., Braga, A. C., São-Clemente, R. R., Ferreira, C. E., & Silva, J. P. (2021). Age, growth, and maturity of little tunny, *Euthynnus alletteratus*

(Rafinesque, 1810) in southeastern Brazil. *Latin american journal of aquatic research*, 49(5), 773-787.

- Vizziano-Cantonnet, D., Baron, D., Mahe, S., Cauty, C., Fostier, A., & Guiguen, Y. (2008). Estrogen treatment up-regulates female genes but does not suppress all early testicular markers during rainbow trout male-to-female gonadal transdifferentiation. *J Mol Endocrinol*, 41(5), 277-288.

W

- Wallace, R. A., & Selman, K. (1981). Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American zoologist*, 21(2), 325-343.
- Wootton, RJ (1984). Tactiques et stratégies de reproduction des poissons. *Reproduction des poissons : stratégies et tactiques* , 1-12.
- Worm, B., Hilborn, R, Baum, J.K., Branch, T.A., Collie, J.S., Costello, C., Fogarty, M.J., Fulton, E.A., Hutchings, J.A., Jennings, S., Jensen, O.P., Lotze, H.K., Mace, P.M., McClanahan, T.R., Minto, C., Palumbi, S.R., Parma, A.M., Ricard, D., Rosenberg, A.A., Watson, R., and Zeller, D. (2009). Rebuilding global fisheries. *Science*, 325(5940), 578-585.

Y

- Yamamoto, TO (1969). 3 Différenciation sexuelle. *Physiologie des poissons* , 3 , 117-175.
- Yoshida, H. O. (1980). *Synopsis of biological data on bonitos of the genus Sarda* (No. 118). Department of Commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service.

Z

- Zupa, R., Santamaria, N., Bello, G., Deflorio, M., Basilone, G., Passantino, L. et Corriero, A. (2013). Cycle de reproduction des femelles et fécondité par lots dans la population Adriatique du centre-sud d'*Engraulis encrasicolus* (Osteichthyes : Engraulidae). *Journal italien de zoologie* , 80 (4), 510-517.

Résumé

L'étude sur la reproduction de la bonite à dos rayé, connue sous le nom scientifique de *Sarda sarda*, a été réalisée en utilisant des échantillons prélevés entre octobre 2022 et février 2023. Cette étude avait pour objectif d'examiner divers paramètres à la fois macroscopiques et microscopiques pour mieux comprendre les interactions entre eux. Les paramètres macroscopiques comprenaient le rapport gonado-somatique (RGS), tandis que les paramètres microscopiques incluaient le nombre, la surface et le diamètre des tubes séminifères et des ovocytes. Ces mesures ont été effectuées sur des coupes histologiques des gonades. Les résultats de l'étude ont révélé une évolution similaire entre le RGS et la surface/diamètre chez les femelles, ainsi qu'avec le nombre chez les mâles. Cependant, une relation inverse a été observée entre le RGS et la surface/diamètre chez les mâles, ainsi qu'entre le RGS et le nombre chez les femelles. Ces constatations conduisent à la conclusion que la saison de reproduction de la *Sarda sarda* commence en avril, accompagnée d'une augmentation significative du volume des gonades en raison de la maturation des gamètes et de la préparation à la reproduction. Ces données sont essentielles pour améliorer notre compréhension de la reproduction de la *Sarda sarda* et pour développer des stratégies de gestion adaptées à cette espèce.

Mots clés : Bonite à dos rayé, *Sarda sarda*, RGS, histologie, Ovocytes, tubes séminifères, saison de reproduction.

Abstract

The study on the reproduction of the Atlantic bonito, known by its scientific name *Sarda sarda*, was conducted using samples collected between October 2022 and February 2023. This study aimed to examine various macroscopic and microscopic parameters to better understand their interactions. Macroscopic parameters included the gonadosomatic index (GSI), while microscopic parameters included the number, surface, and diameter of seminiferous tubules and oocytes. These measurements were made on histological sections of the gonads. The results of the study revealed a similar trend between GSI and surface/diameter in females, as well as with the number in males. However, an inverse relationship was observed between GSI and surface/diameter in males, as well as between GSI and number in females. These findings lead to the conclusion that the breeding season of *Sarda sarda* begins in April, accompanied by a significant increase in gonad volume due to gamete maturation and preparation for reproduction. This data is essential for improving our understanding of the reproduction of *Sarda sarda* and developing management strategies suitable for this species.

Key words: Striped-backed bonito, *Sarda sarda*, RGS, histology, Oocytes, seminiferous tubules, breeding season.

ملخص

جسج انفسارت حِل كائش انجوظ ال طهسي بِيَوِي، انكثف باسَوِي انكبي *Sarda sarda*، باس خخذاو كِيُوتات ه ج كِيُوتات بِيُوتات
الخبش 2022 نبالشايش 2022. ذنج زِي انفسارت ازي نحص يخخف انكبيات انكبيات ال مجهزة تهي خلكال حِا بشك
انكبيات انجش بِي يوش انغذ اناسه بِي (GSI)، بِيُوتات حِ انكبيات انكبيات انكبيات سكب بِي كذذ ال ابوب
انكبيات انكبيات سِطح ا / وُطش ا. ه اجشاء زِي لوياسات هه افساو سيج بِي انغذ اناسه بِي. كنفج خاوج انفسارت ك
حِ ا حِا ه الهم بِي GSI انسطح / لوطش ني ال اء، كلفزنك ه انكذ ني انكبي. ه غ رنك، نَحظ حِ ا كالب ككس بِي
بِي GSI انسطح / لوطش ني انكبي، ككزنك بِي GSI انكذ ني ال اء. اءت زِي انكبيات انكبيات انكبيات انكبيات
Sarda sarda ا ببدأ ني ابشوم، يصح بِي بزيادة كيبه ني حِ انغذ اناسه بِي بسبب حِ ال شاج انكبيات انكبيات. زِي انكبيات
ضشس بِي نحص بِي نك انكبيات *Sarda sarda*
حِط بِي انكبيات اء اءاسه بِي زِي انكبيات.

الكلمات الرئيسية: بِيَوِي خخظ انطش، *Sarda sarda*، GSI، كبي ال سِج، انكبيات، ال ابوب انكبيات، بِي انكبيات.