

1^{ere} Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019

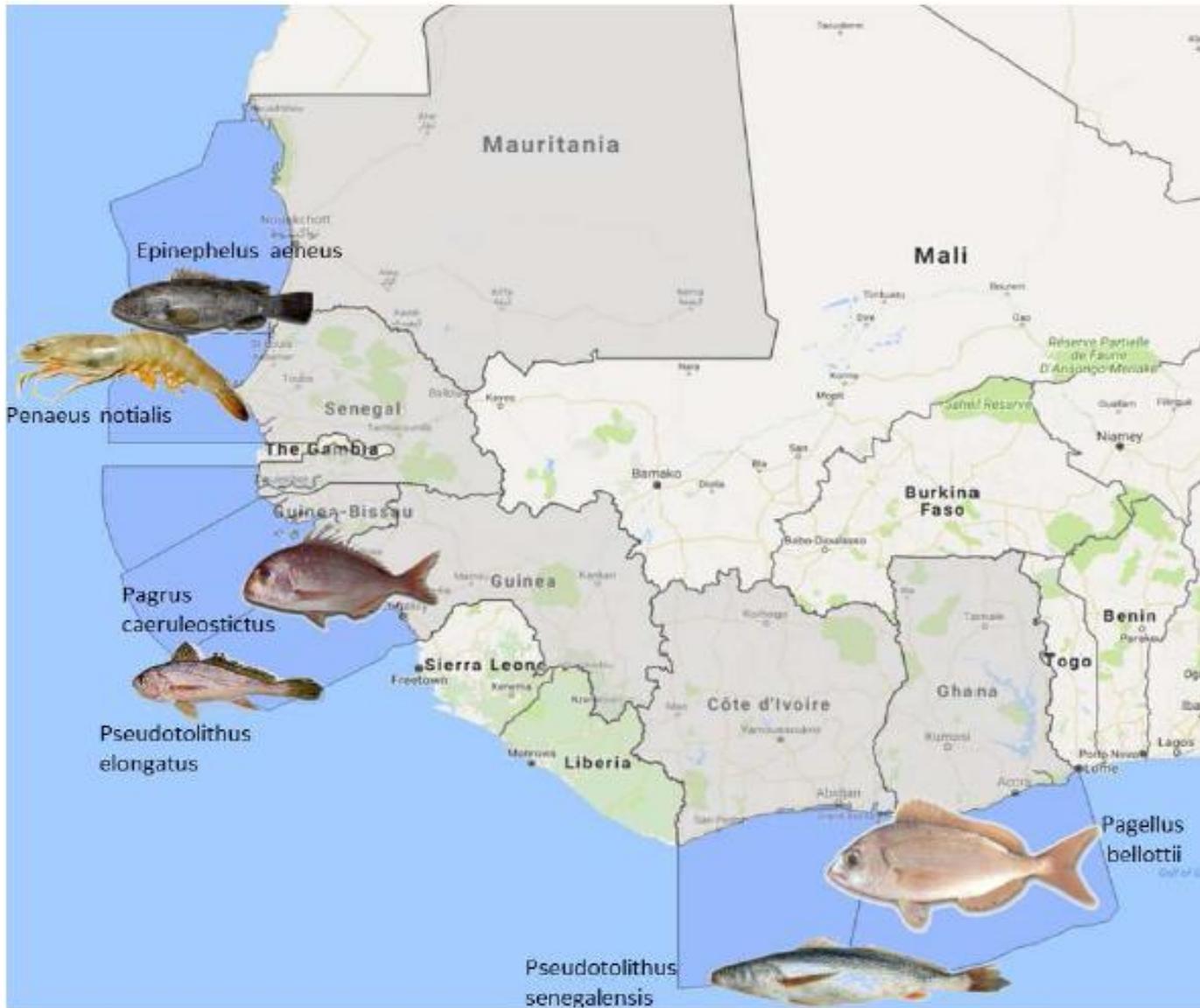


OBJECTIVES DU ATELIER

- ✚ Former les partenaires du projet DEMERSTEM à la collecte de données biologique des espèces sélectionnées.
- ✚ Cette collecte est prévue dans le cadre du WP1 axé sur l'évaluation de stock et a comme principal objectif l'amélioration de l'identification des stocks.

La collecte sera sur une période d'un an (Septembre 2019- Aout 2020):

- Mensuelle: pour les données biologiques (taille, poids, état de maturité, etc.) et
- Biannuelle pour les échantillons destinés à:
 - la génétique et
 - la morphométrie.



RÉSULTATS ATTENDUS

Les protocoles de collecte de données sont connus et peuvent être mise en place en Septembre dans les pays partenaires.

Les points suivants seront particulièrement abordés :

- ✚ Protocole de sélection des échantillons
- ✚ Mesures et échantillons à prendre
- ✚ Mode de conservation des échantillons
- ✚ Système de photographie pour morphométrie
- ✚ Saisie des données

La formation abordera quelques aspects théoriques mais surtout mettra en pratique cette collecte sur des échantillons achetés au préalable.

AGENDA

Jour 1- Mardi 27 Aout 2019

09:00	Démarrage de la réunion, ouverture, présentation des participants, discussion sur l'agenda
	Introduction de l'atelier: objectives, résultats attendus. Introduction Project DEMERSTERM et WP1. Introduction aux échantillonnages biologiques.
11:00	Pause café
11:20	Protocoles d'échantillonnage biologique : Généralités ; Echantillonnage fréquence de tailles ; Échantillonnage biologique ; Collection de tissu pour analyse génétique; Collection d'images pour la morphométrie ; Étapes à suivre dans les échantillonnages mensuels et semestriels
13:00	Pause déjeuner
14:00	Transfert au laboratoire. Session pratique d'échantillonnage biologique d'espèces du Group 1: paramètres biologiques, images pour morphometry, collecte et préservation des parasites, collecte et préservation des échantillons pour la génétique, extraction et préservation des otolithes.
18:00	Cloture

Jour 2- Mercredi 28 Aout 2019

09:00	Présentation théorique de d'échantillonnages biologiques des espèces Groupe 1. Recueil de paramètres biologiques (longueur, poids frais, sexe, stade de maturité, poids de gonade, poids éviscéré et recueil des échantillons (parasites, otolithes, échantillon pour la génétique semestriel et images pour la morphométrie semestriel).
11:00	Pause café
11:20	Présentation théorique de d'échantillonnages biologiques des espèces Groupe 2. Recueil de paramètres biologiques (longueur, poids frais, sexe, stade de maturité, poids de gonade, poids éviscéré et recueil des échantillons (parasites, otolithes, échantillon pour la génétique semestriel et images pour la morphométrie semestriel).
12:30	Transfert au laboratoire et préparation des échantillonnages.
13:00	Pause déjeuner
14:00	Session pratique d'échantillonnage biologique d'espèces du Group 1 et/ou 2: paramètres biologiques, images pour morphometry, collecte et préservation des parasites, collecte et préservation des échantillons pour la génétique, extraction et préservation des otolithes.
18:00	Clôture

Jour 3- Jeudi 29 Aout

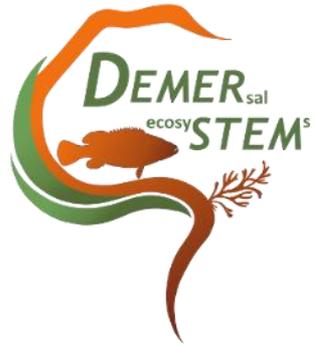
09:00	Présentation théorique de d'échantillonnages biologiques des espèces de Groupe 3. Recueil de paramètres biologiques (longueur, poids frais, sexe, stade de maturité, poids de gonade, poids éviscéré et recueil des échantillons (échantillon pour la génétique semestriel et images pour la morphométrie semestriel).
11:00	Pause café
11:20	Agenda de mise en place de la collecte et procédure de remontée des informations (centralisation des données, mode d'envoi, etc..).
12:30	Transfert au laboratoire et préparation des échantillonnages.
13:00	Pause déjeuner
14:00	Session pratique d'échantillonnage biologique d'espèces du Group 3: paramètres biologiques, images pour morphometry, collecte et préservation des échantillons pour la génétique
18:00	Clôture

Jour 4- Venvedri 30 Aout

09:00	Travaille au labo : Révision des dûtes et continuation des échantillonnages.
13:00	Clôture

INTRODUCTION

- **PROJECT DEMERSTEM-OVERVIEW**
- **WP 1- IDENTIFICATION ET ÉVALUATION DES STOCKS**
- **INTRODUCTION AUX ÉCHANTILLONNAGES BIOLOGIQUES**



Project DEMERSTEM (DEMERSAL ECOSYSTEMS) OVERVIEW

PESCAO PROGRAM:

“Improved Regional Fisheries Governance in
Western Africa”



11th European Development Fund
(European Commission)



- Result 3: Marine resources management at the regional level is improved, building the resilience of marine and coastal ecosystems to perturbations.

To achieve this objective, three priorities have been identified:

- **Priority 1.** Improving the knowledge on the state of shared fish stocks and/or fisheries of common interest;
- **Priority 2.** Developing and/or implementing management measures or plans for important shared stocks and fisheries of common interest; and,
- **Priority 3.** Building wider social-ecological system resilience.

Applicants:

EU, ECOWAS countries (+Mauritania)

DEMERSTEM

10 partners

ECOWAS



EU (4):

- Agrocampus Ouest (France)*
- IEO (Spain)
- IRD (France)
- SZN (Italy)

ECOWAS + Mauritania (6):

- IMROP (Mauritania)
- CRODT (Senegal)
- CIPA (Guinea-Bissau)
- CNSHB (Guinea)
- CRO (Côte d'Ivoire)
- Fisheries Commission (Ghana)

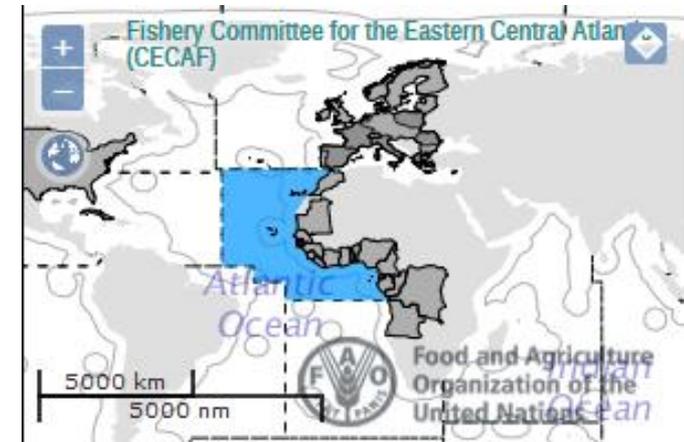
**3 YEARS
STARTING IN 2019**

Project designed to follow recommendations of:



And the strategies developed by:

- + Sub-Regional Fisheries Commission (**SRFC**) .
- + Fisheries Committee for the West and Central Gulf of Guinea (**FCWC**).



OBJECTIVE:

Le projet vise principalement à appuyer la production d'avis scientifiques sur l'état des stocks des espèces demersales pour servir la gestion des pêches et ainsi permettre l'exploitation durable des eaux sous juridiction nationale (ZEE) des pays partenaires.

L'ENSEMBLE DE L'ACTION DEVRA SE FAIRE AVEC UNE VOLONTÉ D'AMÉLIORATION DE LA COOPÉRATION SCIENTIFIQUE RÉGIONALE, NOTAMMENT AU TRAVERS DE LA PRISE EN COMPTE DE STOCKS PARTAGÉS.

WORK PACKAGES:

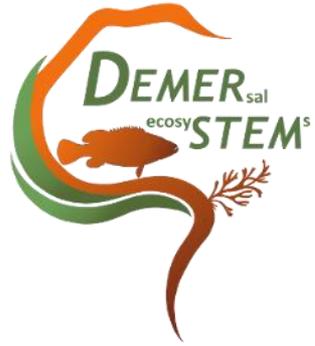
Le projet est structuré en 6 work packages (WP) :

- ◆ WP1 : Identification et évaluation des stocks
- ◆ WP2 : Définition des habitats côtiers essentiels pour le renouvellement des stocks
- ◆ WP3 : Utilisation des données de positionnement satellitaire dans le suivi des flotilles
- ◆ WP4 : Prise en compte de l'Approche Ecosystémique des Pêches
- ◆ WP5 : Communication dissemination
- ◆ WP6 : Management

<http://pescao-demerstem.org/>

INTRODUCTION

- **PROJECT DEMERSTEM-OVERVIEW**
- **WP 1- IDENTIFICATION ET ÉVALUATION DES STOCKS**
- **INTRODUCTION AUX ÉCHANTILLONNAGES BIOLOGIQUES**



Project DEMERSTEM (DEMERSAL ECOSYSTEMS)

WP1 : IDENTIFICATION ET ÉVALUATION DES STOCKS

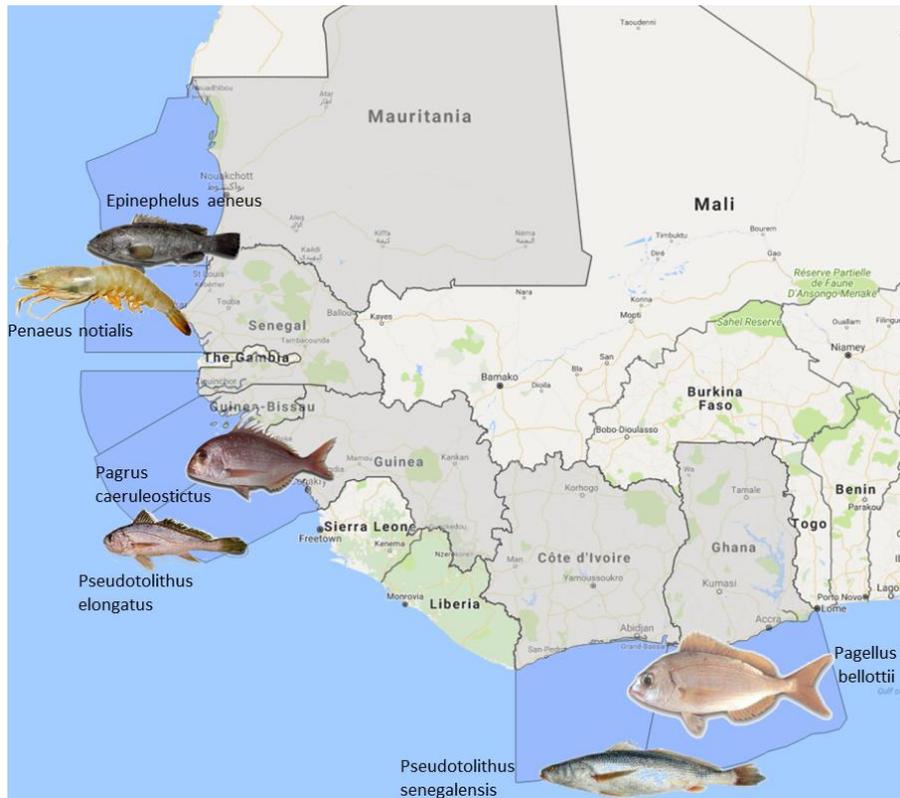
OBJECTIF :

Améliorer la connaissance sur les stocks demersaux sélectionnés avec un effort particulier pour résoudre les problèmes d'identification des stocks et d'amélioration de la qualité des données utilisées pour l'évaluation.

- Ceci suit les **recommandations** faites régulièrement par les GT du **COPACE**.
- Les actions menées sont directement liées aux **priorités des pays** membres du COPACE.
- Le **développement de compétences au niveau national** pour accompagner les processus d'évaluation et de gestion régional est aussi un objectif clé → partenariat au niveau national et régional.

Coordinateurs: IMROP & IEO

DÉFINITION DES ESPÈCES PRIORITAIRES



Les stocks sélectionnés correspondent à un ou plusieurs des critères suivants :

- ◆ Stock partagé
- ◆ Espèce d'importance commerciale
- ◆ Espèce emblématique pour les pêcheries artisanales
- ◆ Espèce d'importance pour les flottilles européennes
- ◆ Espèce avec des nourriceries côtières (lien avec WP2)

TASKS:

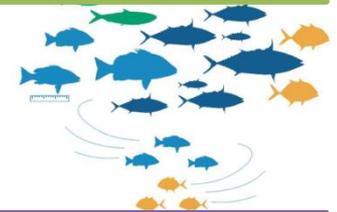
1.1 Amélioration de l'accessibilité aux données



1.2 Identification des stocks



1.3 Evaluation des stocks



WP1 – Tasks

1.1 Amélioration de l'accessibilité aux données.

1.2 Identification des stocks

1.3 Evaluation des stocks

TASK 1.1: Amélioration de l'accessibilité aux données



Les données biologiques

- Program d'échantillonnage des espèces sélectionnées pour chaque cas d'étude dans leur aire de répartition et au sein des pays partenaires afin de collecter des données biologiques :
 - a) Dans le cadre des campagnes scientifiques régulières quand celles-ci existent (données géo-référencées).
 - b) Au débarquement, en achetant des échantillons sur plusieurs sites, préalablement définis. Couverture temporelle (mensuel) et spatial (approximative des lieux de pêche).
 - c) Observateurs scientifiques embarqués.
Couverture temporelle et spatiale dépendante de la stratégie des flottilles observées.
- Tous ces échantillons seront réalisés en suivant des **protocoles *ad hoc*** discutés au préalable.



WP1 – Tasks



1.1 Amélioration de l'accèsibilité aux données.

1.2 Identification des stocks

1.3 Evaluation des stocks

TASK 1.2 Identification des stocks

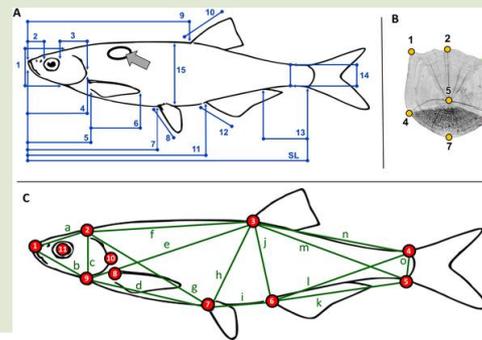
Génétique

- 2 espèces.
- Etude de la structure génétique des populations pour identifier les limites géographiques des stocks à l'aide des marqueurs microsatellite



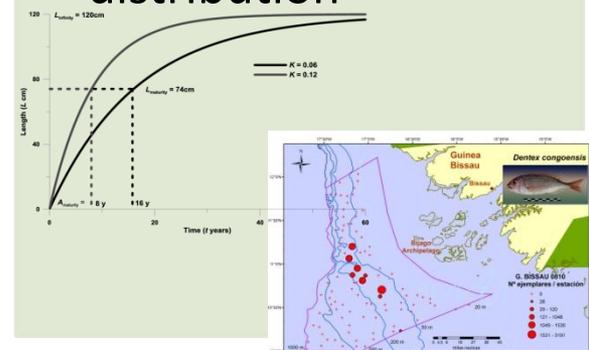
Morphométrie

- Analyses basées sur des mesures morphométriques de l'espèce.



Traits d'histoire de vie

- Croissance, mortalité, recrutement, reproduction et distribution



Calendrier du WP1:

WP1 : Identification et évaluation des stocks	Anée 1												Anée 2												Anée 3												Institution	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12		
	M-19	AV-19	My-19	J-19	Jl-19	A-19	S-19	O-19	N-19	D-19	J-20	F-20	M-20	AV-20	My-20	J-20	Jl-20	A-20	S-20	O-20	N-20	D-20	J-21	F-21	M-21	AV-21	My-21	J-21	Jl-21	A-21	S-21	O-21	N-21	D-21	J-22	F-22		
1.1 : Base de données des campagnes																																						
Développement d'une interface de saisie commune des données de campagne																																						CNSHB + Agric. Ouest
Définition de la structure de la base de données et alimentation																																						CNSHB + Agric. Ouest
Outils de validation/valorisation																																						CNSHB + Agric. O + IMROP + IEO
Formation à la base de données																																						CNSHB + Agric. O + IMROP + IEO
Publication des méta données sur les informations disponibles																																						Agrocampus Ouest
1.2 : Identification des stocks																																						
Récupération des données biologiques et morphométriques georeferencées disponibles																																						CRODT + IMROP + IEO, autres??
Définition des protocoles de échantillonnages biologiques, morphométriques et génétiques																																						IEO
Collecte de nouvelles données biologiques, morphométriques et génétiques																																						IEO
Analyse des données permettant l'identification des stocks																																						IEO
1.3 Evaluation de stock																																						
Présentation et sélection des méthodes																																						Agroc. Ouest + IMROP
Groupes Evaluation de stocks																																						IEO + IMROP

INTRODUCTION

- PROJECT DEMERSTEM-OVERVIEW
- WP 1- IDENTIFICATION ET ÉVALUATION DES STOCKS
- INTRODUCTION AUX ÉCHANTILLONNAGES BIOLOGIQUES

OBJECTIF DES ÉCHANTILLONNAGES DE LA PÊCHE:

Obtenir une estimation précise de la quantité des poissons représentatives d'une population (avec des individus des différentes âges) et qui sont pêchés dans une pêcherie donnée.

Données d'activité de pêche:

- ◆ Capture
- ◆ Effort
- ◆ CPUE (abundance)

Données biologiques des espèces capturées:

- ◆ Longueur
- ◆ Age
- ◆ % Male et Femelle, etc..



estimer **l'état des stocks**



établir les **mesures appropriées pour sa gestion**

Un bon plan d'échantillonnage doit être élaboré dans le but de répondre aux besoins en données biologiques et de taille afin de :

➡ **l'évaluation des stocks cibles**



➡ disposer d'une base scientifique pour donner des conseils sur **les mesures de gestion** appropriées pour la conservation des ressources



L'ÉVALUATION DES STOCKS

- Des distributions de fréquence des tailles (et de l'âge, dans certains cas) et
- Certains paramètres biologiques

Sont nécessaires pour l'application de certains modèles d'évaluation des ressources.



LES MESURES DE GESTION

Avoir une base scientifique pour fournir des conseils sur les mesures de gestion appropriées pour la conservation des ressources.

- + Tailles de première maturité pour établir la **taille minimale de capture**.
- + Périodes de reproduction, pour établir des **arrêts biologiques ou des fermetures temporaires**.
- + Zones de reproduction ou de recrutement, pour établir des **fermetures spatiales**.

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE

Afin de développer un bon plan d'échantillonnage, il est nécessaire d'établir les espèces cibles et les niveaux d'échantillonnage nécessaires pour l'échantillonnage par taille et l'échantillonnage biologique.

Le plan d'échantillonnage doit être établi en identifiant:

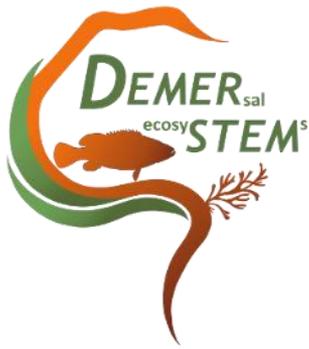
- ✚ Les espèces prioritaires (celles qui doivent être évaluées)
- ✚ Le type et la quantité de données nécessaires
- ✚ La zone géographique dans laquelle les données sont nécessaires (strate spatiale).
- ✚ La fréquence d'échantillonnage: hebdomadaire, bihebdomadaire, mensuelle, etc. (strate temporaire)
- ✚ Les engins de pêche utilisés (strate: engins de pêche).

ÉCHANTILLONS DE LONGUEUR ET ÉCHANTILLONS BIOLOGIQUES

ÉCHANTILLONS DE LONGUEUR	ÉCHANTILLONS BIOLOGIQUES
Accompagne et complète l'échantillonnage des captures	Il est indépendant de l'échantillonnage des captures.
Fréquence d'échantillonnage mensuel ou bimensuel	Fréquence d'échantillonnage mensuel
<p>✚ Artisanal:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au lieu de débarquement. <p>✚ Industriel:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au port (débarquement) ▪ A bord (observateurs). 	<p>✚ Artisanal:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au laboratoire. <p>✚ Industriel:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au laboratoire ▪ A bord (observateurs).
Échantillonnage aléatoire.	Échantillonnage stratifié (par classe de taille)

FIN DE LA SESSION 1

END OF SESSION 1



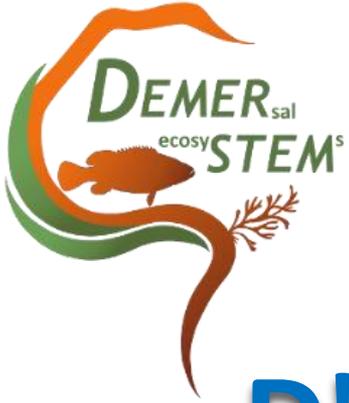
2ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE





PROCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE



A. GÉNÉRALITÉS

B. ÉCHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES

C. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

D. COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

E. COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE

F. ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

ESPÈCES ET ZONES D'ÉCHANTILLONNAGE

PAYS/COUNTRY	ESPÈCES/SPECIES	SITES D'ÉCHANTILLONNAGE/ SAMPLING PLACE
MAURITANIE	<i>Penaeus notialis</i>	Nouadhibou
	<i>Epinephelus aeneus</i>	Nouakchott
SÉNÉGAL	<i>Penaeus notialis</i>	Saint Louis (Senegal River)- Port de Dakar
		Casamance River- Port de Dakar
	<i>Epinephelus aeneus</i>	The Gambia- Port de Dakar
		Kayar
		Saloum-Casamance
GUINÉE-BISSAU	<i>Penaeus notialis</i>	Cacheu
	<i>Pagrus caeruleostictus</i> <i>Pseudotolithus elongatus</i>	Canine
GUINÉE	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	Kamsar, Katchek
	<i>Pseudotolithus elongatus</i>	Conakry
CÔTE D'IVOIRE	<i>Pagellus bellottii</i>	Abidjan
	<i>Pseudotolithus senegalensis</i>	San Pedro
GHANA	<i>Pagellus bellottii</i>	Cape 3
	<i>Pseudotolithus senegalensis</i>	Ada

SOURCES D'ÉCHANTILLONS

- 1) Campagnes/observateurs à bord de bateaux de pêche:
 - Données géo-référencées

- 2) Échantillons au marché des poissons:
 - Couverture temporelle (mensuel)
 - Couverture spatial (approximative des lieux de pêche).

Utilisez ces campagnes/observateurs à bord pour effectuer des échantillonnages des 6 ESPÈCES, si capturées, toujours avec des **informations géo-référencées**, au moins pour:

- Paramètres biologiques
- La génétique
- Images pour morphométrie

SOURCES D'ÉCHANTILLONS

1) Campagnes/observateurs à bord de bateaux de pêche:

Campagnes (2019-2020)/Surveys (2019-2020):

ZEE/EEZ	2019 (mois/month)	2020 (mois/month)
MAURITANIE	Septembre	Avril et Septembre
SÉNÉGAL	–	Itaf Deme?-
GUINÉE-BISSAU	Novembre-Décembre (Vizconde de Eza)	Novembre-Décembre (Vizconde de Eza)
GUINÉE	Sept-Oct (EAF NANSEN)	Mai et Septembre?
RÉGIONALE (EAF NANSEN)	Ghana → FINISHED Côte d'Ivoire → FINISHED Guinée → Sept-Oct. Guinée-Bissau → Sept-Oct	Mauritanie-Février-Mars? Sénégal- Février-Mars?

SOURCES D'ÉCHANTILLONS

1) Campagnes/observateurs à bord de bateaux de pêche:

Observateurs/Observers

ZEE/EEZ	Flotille/Fleet	Année/Year
MAURITANIE	Crevettiers espagnoles (IEO)/ Spanish shrimpers (IEO)	2019
	Chalutières poissons (IMROP)/ Fish trawlers (IMROP)	2019-2020
SÉNÉGAL	Crevettiers et Chalutières poissons/ Shrimper and fish trawler	A COMENCER Oct. 19
GUINÉE-BISSAU	Espagnole/Spanish	2020
	Industrielle international (PRAO)	2020
GUINÉE	—	—
CÔTE D'IVOIRE	?	?
GHANA	Chalutières côtiers (mensuel)/ Coastal trawlers (monthly)	2019-2020

SOURCES D'ÉCHANTILLONS

1) Campagnes/observateurs à bord de bateaux de pêche:

Utilisez ces campagnes/observateurs à bord pour effectuer des échantillonnages des 6 ESPÈCES, si capturées, toujours avec des **informations géo-référencées**, au moins pour:

- Paramètres biologiques
- La génétique
- Images pour morphométrie

2) Échantillons au marché des poissons:

- Couverture temporelle (mensuel)
- Couverture spatial (approximative des lieux de pêche).

- Échantillonnage biologique → Mensuel

- Morphométrie & génétique → Semestriel

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

ÉCHANTILLONS AU MARCHÉ DES POISONS:

Calendrier des échantillonnages biologiques (BIO) et collecte d'images pour la morphométrie (MOR) et d'échantillons pour la génétique (GEN), par pays.

MAURITANIA

Espèce/ Species	Zone/ Mois	Sep 19*	Oct 19	Nov 19	Déc 19	Jan 20*	Fév 20*	Mar 20	Avr 20*	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20
<i>P. notialis</i> (SOP)	Noauadhibou	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN
	Nouakchott	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN
<i>E. aeneus</i> (GPW)	Noauadhibou	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO
	Nouakchott	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR -GEN	BIO	BIO

* Échantillonnage sur campagnes (**EAF-Nansen??**) (échantillons géoréférencés des 6 espèces: BIO, MOR, GEN).

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

ÉCHANTILLONS AU MARCHÉ DES POISONS:

SÉNÉGAL-GAMBIE

Espèce/ Species	Zone/ Mois	Sep 19	Oct 19	Nov 19	Déc 19	Jan 20	Fév 20*	Mar 20*	Avr 20*	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20
<i>P. notialis</i> (SOP)	Saint Louis	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN
	Casamance	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN
	Gambie ??	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN
<i>E. aeneus</i> (GPW)	Kayar	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO
	Salown-Casamance	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO
	Gambie ??	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO

* Échantillonnage sur campagnes (EAF-Nansen??) (échantillons géoréférencés des 6 espèces: BIO, MOR, GEN).

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

ÉCHANTILLONS AU MARCHÉ DES POISONS: GUINEA-BISSAU

Espèce/Species	Zone/Mois	Sep 19*	Oct 19*	Nov 19*	Déc 19*	Jan 20	Fév 20	Mar 20*	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20
<i>P. notialis</i> (SOP)	Cacheu	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN
	Cacine	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-GEN
<i>P. caeruleostictus</i> (BSC)	Cacheu	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO
	Cacine	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO
<i>P. elongatus</i> (PSE)	Cacheu	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR	BIO
	Cacine	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR	BIO

Échantillonnage également sur campagnes: Vizconde de Eza (novembre / décembre 2019) et EAF-Nansen (sept-oct.)(Échantillons géoréférencés des 6 espèces: BIO, MOR, GEN).

* recherche du pic de reproduction de *P. caeruleostictus*

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

ÉCHANTILLONS AU MARCHÉ DES POISONS:

GUINÉE

Espèce/Species	Zone/Mois	Sep 19*	Oct 19*	Nov 19	Déc 19	Jan 20	Fév 20	Mar 20	Avr 20	Mai 20*	Juin 20	Juill 20	Août 20
P. caeruleostictus (BSC)	Kamsa ou Katchek	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO
	Conakry	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO
P. elongatus (PSE)	Kamsar ou Katchek	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO
	Conakry	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO

Sampling also on survey: national survey (May 2020) and EAF-Nansen (sept-oct) (geo-referenced samples of the 6 species: BIO, MOR, GEN).

* recherche du pic de reproduction de *P. caeruleostictus*

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

ÉCHANTILLONS AU MARCHÉ DES POISONS:

CÔTE D'IVOIRE

Espèce/Species	Zone/Mois	Sep 19	Oct 19	Nov 19	Déc 19	Jan 20	Fév 20	Mar 20	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20
<i>P. bellottii</i> (PAR)	Abidjan	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO
	San Pedro	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO
<i>P. senegalensis</i> (PSS)	Abidjan	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR	BIO	BIO	BIO	BIO
	San Pedro	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO-MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO

* Échantillonnage également sur campagnes (**EAF-Nansen- finished ???**) (échantillons géoréférencés des 6 espèces: BIO, MOR, GEN).

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- GÉNÉRALITÉS

MARKET SAMPLES:

GHANA

Espèce/ Speces	Zone/ Month	Sep 19	Oct 19	Nov 19	Dec 19	Jan 20	Feb 20	Mar 20	Apr 20	May 20	Jun 20	Jul 20	Aug 20
<i>P. bellottii</i> (PAR)	Tema	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO
	Takor adi-	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO
<i>P. senegalensis</i> (PSS)	Tema	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO
	Takor- adi	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO	BIO- MOR-	BIO	BIO	BIO	BIO

* Sampling also on survey (**EAF-Nansen- finished???**) (geo-referenced samples of the 6 species: BIO, MOR, GEN).

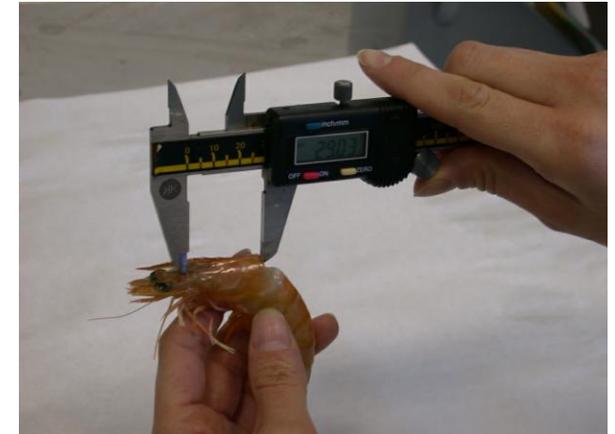


PROCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE



- A. GÉNÉRALITÉS
- B. ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES
- C. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
- D. COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE
- E. COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE
- F. ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES



IMPORTANT: Les «échantillons de longueur» doivent être différents des «échantillons biologiques» (ceux achetés pour l'analyse en laboratoire).

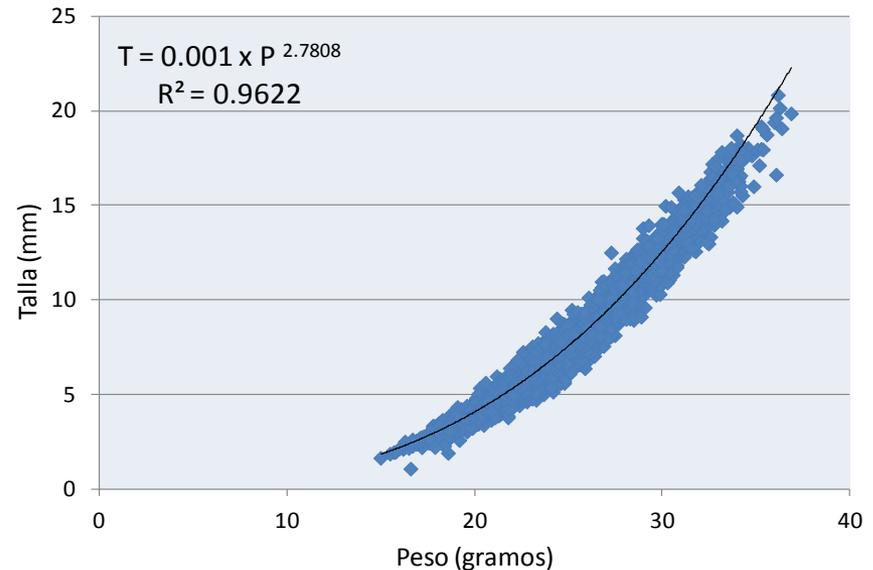
B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES

OBJECTIVE GENERAL

L'échantillonnage par taille a pour but de connaître le nombre de poissons de chaque âge prélevés dans la population par une pêche.

L'âge de chaque poisson capturé ne pouvant être déterminé, il est déterminé approximativement par les distributions de taille puisque:

- ➡ les échantillons de taille sont relativement faciles à obtenir, et
- ➡ D'autres paramètres tels que l'âge et le poids sont bien corrélés à la taille.



B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES

OBJECTIVE DANS LE CADRE DEMERSTEM

Études de croissance:

- Paramètres de croissance (paramètres de croissance de Von Bertalanffy à partir de LFA)
- Variabilité spatiale
- Variabilité sexuelle
- Variabilité bathymétrique (si des informations de profondeur disponibles. Ej: des campagnes ou d'observateurs)

B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES

Échantillons pour tailles sur les débarquements (minimes: sur une base mensuelle)

MAURITANIE		SÉNÉGAL		GUINÉE-BISSAU			GUINÉE		CÔTE D'IVOIRE		GHANA	
P. not (SOP)	E. aen (GPW)	P. not (SOP)	E. aen (GPW)	P. not (SOP)	P.cae (BSC)	P. elo (PSE)	P.cae (BSC)	P. elo (PSE)	P. bell (PAR)	P. sen (PSS)	P. bell (PAR)	P. sen (PSS)
NEW	NEW	NEW	CONTINUER	CONTINUER	NEW	NEW	CONTINUER	CONTINUER	CONTINUER Abidjan et NEW in..	CONTINUER Abidjan et NEW in..	NEW	NEW
- Nouadhibou - Nouakchott	- St. Louis -Casamance	- St. Louis - Kayar - Mbour - Joal	Cacheu	- Cacheu - Canine	Depuis 2017 sur 10 sites de débarquement		Port d'Abidjan Hebdomadaire (1 fois par semaine) Other sampling place? Autre lieu d'échantillonnage?		-Cape 3 -Ada			

CONSIDÉRATIONS À PRENDRE EN COMPTE DANS LE PLAN CONCEPTION DE L'ÉCHANTILLON DE TAILLE

CONSIDÉRATIONS	DESCRIPTION
Espèces	Les espèces cibles des échantillons sont définies.
Taille d'échantillon	Le nombre minimum d'individus à échantillonner est établi afin que l'échantillonnage soit représentatif.
Instruments de mesure	Les instruments de mesure qui serviront à mesurer les différentes espèces sont établis.
Mesures	Les mesures à prendre sont définies en fonction du type d'espèce: longueur totale (poisson), longueur du carapace (crevettes).
Unités	Les unités à utiliser pour chaque mesure sont définies: centimètre (cm), millimètre (mm).
Précision	Il fait référence au nombre de chiffres qui seront pris dans les mesures. Par exemple avec une ou plusieurs décimales.

TAILLE D'ÉCHANTILLON

Mesurez un minimum de:

- 50 individus (poissons) et
- 100 individus (crevettes)

dans le lieu de débarquement chaque mois (minimum)



Ces échantillons doivent être mesurés sur le même lieu de débarquement et, par conséquent, cet échantillonnage de longueur doit être rapide.

Les échantillons doivent être prélevés au hasard et doivent être représentatifs de la taille des débarquements.

TAILLE D'ÉCHANTILLON

◆ Si une mode claire n'est pas obtenue dans chaque échantillon (c'est-à-dire une taille nettement plus abondante que les autres) avec les 100 individus de l'échantillon, elle doit être poursuivie jusqu'à ce que cette mode soit obtenue.

◆ Si la capture n'atteint pas 100 individus, son total sera mesuré.

DISTRIBUCIÓN DE TALLAS al cm									
LUGAR DE DESCARGA	CANGAÑE			FECHA	23/06/2016				
EMBARCACIÓN	Luchito			ARTE	Enmalle				
ZONA PESCA	Estuario Rio Muni								
Especie:	Especie:			Especie:			Especie:		
	Lutjanus agennes		Pseudotolithus elongatus		Sphyraena afra		Dentex angolensis		
Código	LJA	Código	PSE	Código	BAG	Código	DEA		
Peso Total (g)	8500	Peso Total (g)	16000	Peso Total (g)	7500	Peso Total (g)	7000		
Peso Muestra (g)	8500	Peso Muestra (g)	16000	Peso Muestra (g)	7500	Peso Muestra (g)	1500		
Talla Inicial	15	Talla Inicial	19	Talla Inicial	39	Talla Inicial	6		
Talla Final	31	Talla Final	52	Talla Final	61	Talla Final	25		
10		10		30		0			
1		1		1		1			
2		2		2		2			
3		3		3		3			
4		4		4		4			
5 I		1 5		5		5			
6		6		6		6 I		1	
7 II		2 7		7		7			
8 III		3 8		8		8 I		1	
9 II II		7 9 I		1 9 I		1 9 II		2	
20 II II III		8 20		40		10 III		4	
1 II II II		10 1		1		1 II		5	
2 II II II III		14 2		2 I		1 2 II II		7	
3 II II II		7 3		3		3 II II		7	
4 II I		6 4		4		4 II III		8	
5 III		3 5		5 I		1 5 II II II I		16	
6 II		2 6 II		2 6		6 II II II		12	
7 I		1 7 III		3 7		7 II III		8	
8 II		2 8 III		4 8 II		2 8 II III		9	
9 I		1 9 III		3 9		9 II III		8	
30		30 II		2 50		20 II		5	
1 I		1 II I		6 1		1 III		3	
2		2 II III		8 2 I		1 2 II		2	
3		3 II II II		10 3		3 I		1	
4		4 II II II I		12 4		4			
5		5 II		5 5		5			
6		6 II		2 6		6 I		1	
7		7 III		3 7		7			
8		8 III		3 8		8			
9		9 II		2 9		9			
0		40 II		2 60		0			
1		1 III		4 1 I		1 1			
2		2 II		2 2		2			
3		3		3		3			
4		4 II		2 4		7 I			
5		5		5		5			
6		6		6		6			
7		7 I		1 7		7			
8		8		8		8			
9		9		9		9			
0		50		0		0			
1		1		1		1			
2		2 I		1 2		2			
3		3		3		3			
4		4		4		4			
5		5		5		5			
6		6		6		6			
7		7		7		7			
8		8		8		8			

CONSIDÉRATIONS À PRENDRE EN COMPTE DANS LE PLAN CONCEPTION DE L'ÉCHANTILLON DE TAILLE

CONSIDÉRATIONS	DESCRIPTION
Espèces	Les espèces cibles des échantillons sont définies.
Taille d'échantillon	Le nombre minimum d'individus à échantillonner est établi afin que l'échantillonnage soit représentatif.
Instruments de mesure	Les instruments de mesure qui serviront à mesurer les différentes espèces sont établis.
Mesures	Les mesures à prendre sont définies en fonction du type d'espèce: longueur totale (poisson), longueur du carapace (crevettes).
Unités	Les unités à utiliser pour chaque mesure sont définies: centimètre (cm), millimètre (mm).
Précision	Il fait référence au nombre de chiffres qui seront pris dans les mesures. Par exemple avec une ou plusieurs décimales.

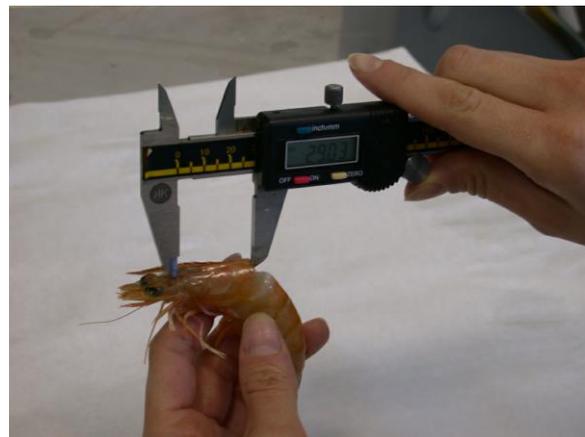
INSTRUMENTS DE MESURE



PLANCHES À MESURER
(POISSONS)



RUBANS À MESURER
(GRANDS POISSONS)



PIEDS À COULISSE
(CREVETTES)

CONSIDÉRATIONS À PRENDRE EN COMPTE DANS LE PLAN CONCEPTION DE L'ÉCHANTILLON DE TAILLE

CONSIDÉRATIONS	DESCRIPTION
Espèces	Les espèces cibles des échantillons sont définies.
Taille d'échantillon	Le nombre minimum d'individus à échantillonner est établi afin que l'échantillonnage soit représentatif.
Instruments de mesure	Les instruments de mesure qui serviront à mesurer les différentes espèces sont établis.
Mesures	Les mesures à prendre sont définies en fonction du type d'espèce: longueur totale (poisson), longueur du carapace (crevettes).
Unités	Les unités à utiliser pour chaque mesure sont définies: centimètre (cm), millimètre (mm).
Précision	Il fait référence au nombre de chiffres qui seront pris dans les mesures. Par exemple avec une ou plusieurs décimales.

UNITÉ DE MESURE ET PRÉCISION

Quelle que soit la mesure prise, la précision doit toujours être effectuée à l'unité inférieure la plus proche:

◆ Poisson: Mesurer au cm inférieur. Sans décimaux.

- Lecture 30,4 → enregistrer 30
- Lecture 41,7 enregistrer 41
- Lecture 22,1 → enregistrer 22
- Lecture 30,0 → enregistrer 30

◆ Crevette: Mesurer au 1/2 mm inférieur. Toute mesure est arrondie, avec une décimale (à 0 ou 0,5); par exemple:

- lecture 12,7 → enregistrer 12,5
- lecture 12,2 → enregistrer 12
- lecture 40,5 → enregistrer 40,5
- Lecture 30,0 → enregistrer 30

FORMULAIRE
D'ÉCHANTILLONNAGE
(Annex 9)

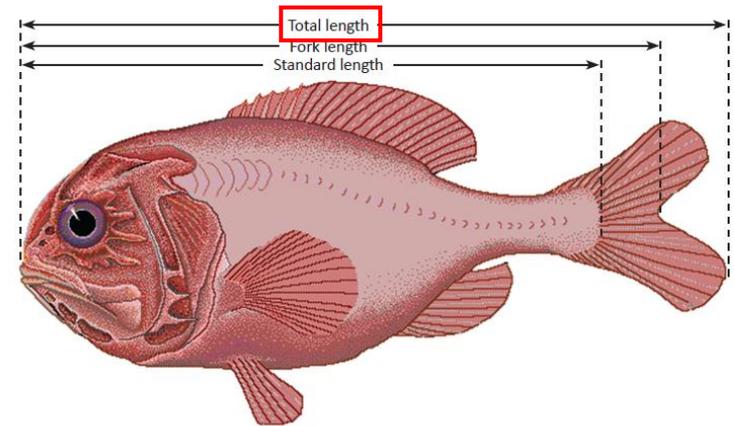
- Longueur 1 cm (Poisson)
- Longueur ½ mm (P. notialis)

MESURE

POISSON

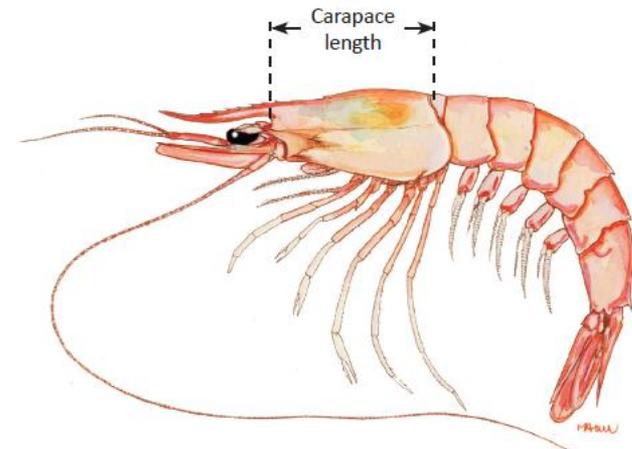
LONGUEUR TOTALE → extrémité du museau ou de la mâchoire, la plus antérieure, à l'extrémité de la queue en ligne droite

Le poisson doit être mesuré lorsqu'il est frais et humide. Si le poisson est dans la *rigor mortis* (rigidité après la mort), il faut le fléchir doucement avant de le mesurer.



CREVETTE (*Penaeus notialis*)

LONGUEUR DE LA CARAPACE OU CEPHALOTORAX → longueur allant de l'avant à l'arrière de la carapace



POISSONS

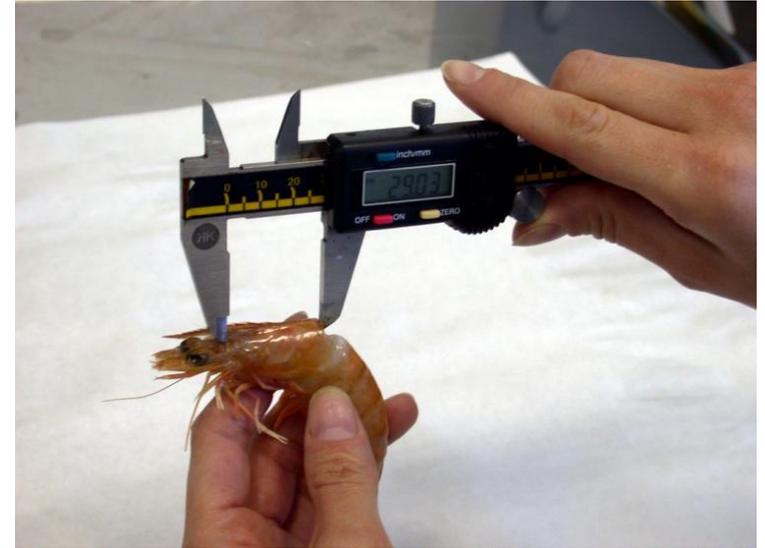
- **Instruments:** planche à mesurer ou ruban à mesurer
 - **Mesure:** Longueur total (LT).
 - **Precisión:** 1 cm ou 1/2 cm inferieur.
 - Les données seront notées dans les formulaires d'échantillonnage
- DISTRIBUTIONS DE LONGUEUR 1 cm- POISSON.**



1. Placez le poisson sur la planche à mesurer couchée sur le côté droit, museau à gauche. Utilisez un ruban à mesurer si le poisson est plus long que la planche à mesurer.
2. Appuyez doucement le museau sur la pièce de la tête.
3. Assurer que la bouche est fermée et que le corps et la queue sont redressés le long de la ligne médiane
4. Prendre la longueur totale (extrémité du museau ou de la mâchoire, la plus antérieure, à l'extrémité de la queue en ligne droite).

CREVETTE- (*Penaeus notialis*)

- **Instruments:** Calibre ou pied à coulisse
- **Mesure:** Longueur de la carapace ou cephalotorax (Lcar).
- **Precisión:** 1/2 mm inferieur.
- Par **sex**.
- Les données seront notées dans les formulaires d'échantillonnage
DISTRIBUTIONS DE LONGUEUR PAR SEXE (à ½ mm).



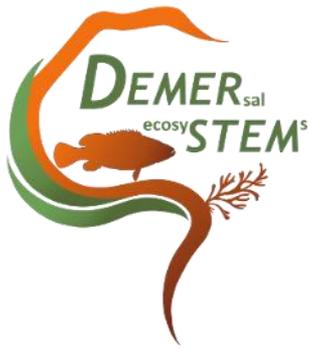
1. Prenez le crevette avec la main gauche, les yeux et le rostre à gauche. Prenez le calibre avec la main droite.
2. Placez le calibre entre la base du rostre et le milieu de l'arrière de la carapace.
3. Prendre la longueur de la carapace (longueur allant de l'avant à l'arrière de la carapace)

DISTRIBUCIÓN DE TALLAS al cm

LUGAR DE DESCARGA		CANGAÑE		FECHA			
EMBARCACIÓN		Luchito		ARTE		23/06/2016	
ZONA PESCA		Estuario Rio Muni				Enmalle	
Especie:		Especie:		Especie:		Especie:	
Lutjanus agennes		Pseudolithus elongatus		Sphyaena afra		Dentex angolensis	
Código	LJA	Código	PSE	Código	BAG	Código	DEA
Peso Total (g)	8500	Peso Total (g)	16000	Peso Total (g)	7500	Peso Total (g)	7000
Peso Muestra (g)	8500	Peso Muestra (g)	16000	Peso Muestra (g)	7500	Peso Muestra (g)	1500
Talla Inicial	15	Talla Inicial	19	Talla Inicial	39	Talla Inicial	6
Talla Final	31	Talla Final	52	Talla Final	61	Talla Final	25
10		10		30		0	
1		1		1		1	
2		2		2		2	
3		3		3		3	
4		4		4		4	
5 I		1 5		5		5	
6		6		6		6 I	1
7 II		2 7		7		7	
8 III		3 8		8		8 I	1
9 I		7 9 I	1 9 I	9 I	1 9 I	9 II	2
20 I		8 20	40	20		10 III	4
1 I		10 1		1		1 I	5
2 I		14 2	2 I	2 I	1 2 I	2 I	7
3 I		7 3		3		3 I	7
4 I		6 4		4		4 I	8
5 III		3 5		5 I		1 5 I	16
6 II		2 6 II	2 6	6		6 I	12
7 I		1 7 III	3 7	7		7 I	8
8 II		2 8 III	4 8 II	8 II	2 8 I	8 I	9
9 I		1 9 III	3 9	9		9 I	8
30		30 II	2 50	50		20 I	5
1 I		1 I	6 1	1		1 III	3
2		2 I	8 2 I	2 I	1 2 I	2 II	2
3		3 I	10 3	3		3 I	1
4		4 I	12 4	4		4	
5		5 I	5 5	5		5	
6		6 II	2 6	6		6 I	1
7		7 III	3 7	7		7	
8		8 III	3 8	8		8	100
9		9 II	2 9	9		9	
0		40 II	2 60	60		0	
1		1 III	4 1 I	1	1 1	1	
2		2 II	2 2	2		2	
3		3	3 3	3		3	
4		4 II	2 4	4	7 4	4	
5		5	5 5	5		5	
6		6	6 6	6		6	
7		7 I	1 7	7		7	
8		8	8 8	8		8	
9		9	9 9	9		9	
0		50	0 0	0		0	
1		1	1 1	1		1	
2		2 I	1 2	2		2	
3		3	3 3	3		3	
4		4	4 4	4		4	
5		5	5 5	5		5	
6		6	6 6	6		6	
7		7	7 7	7		7	
8		8	8 8	8		8	
9		9	9 9	9		9	

FIN DE LA SESSION 2

END OF SESSION 2



3ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE





PROCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

- A. GÉNÉRALITÉS
- B. ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES
- C. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
- D. COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE
- E. COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE
- F. ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

C- ECHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

OBJECTIVE GENERAL

Connaître les cycles de vie de l'espèce et comprendre les effets directs de la pêche sur les populations ressources.

Comme il est impossible d'échantillonner tous les individus d'une population, il est nécessaire d'obtenir des échantillons représentatifs de l'ensemble de la population à étudier.

C- ECHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

OBJECTIVE DANS LE CADRE DEMERSTEM:

1. Evaluation
2. Identification des stocks

OBJECTIVE D'ÉVALUATION

Les informations obtenues à partir de ces études peuvent être utilisées pour:

Obtenir les **paramètres d'entrée pour les modèles d'évaluation**:

- ◆ Taux de croissance
- ◆ Taux de mortalité
- ◆ Reproduction
- ◆ Taille de la première maturité sexuelle
- ◆ Taille de la population reproductrice
- ◆ Structure de la population

Toutes ces informations, ainsi que les **données de pêche**:

- ◆ capture
- ◆ effort
(CPUE)

Sont intégrés aux modèles et aux analyses pour:

- Estimer la taille des stocks de poisson et
- Déterminez les niveaux de Rendement Maximal Durable (RMD)

(ÉVALUATION)



Cela permettra:

- concevoir et établir des mesures de gestion de la pêche et
- assurer la santé à long terme de la pêche et des stocks de poisson.

(GESTION)

OBJECTIVE D'IDENTIFICATION DES STOCKS

Obtenir des informations sur:

◆ **Reproduction:**

- Sex-ratio
- Indice gonadosomatique (IGS) par mois
- Proportion de stade de maturité par mois
- Période de frai
- Zone de frai
- Ogive de maturité et Longueur à la première maturité (L50)

◆ **Poids:**

- Relation taille-poids
- Facteur de condition

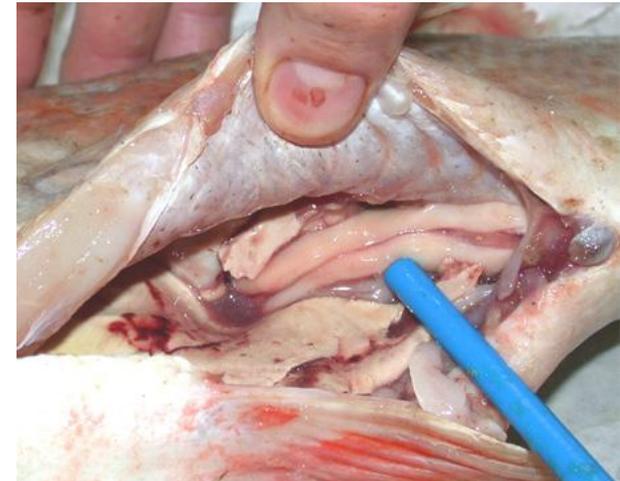
Pour tous, analyse de:

- Variabilité géographique
- Variabilité sexuelle
- Variabilité bathymétrique (si les informations de profondeurs sont disponibles. Ej: à partir des campagnes ou d'observateurs)

ECHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

L'échantillonnage biologique comprend deux niveaux:

- ➔ **Échantillonnage biométrique** (mesures de taille et de poids), utilisé pour étudier le cycle de vie de l'espèce par leur relations taille-poids.
- ➔ **Échantillonnage de caractères de reproduction**: La détermination du sex-ratio et les changements dans les phases de maturité sexuelle intervenant au cours de l'année sont essentiels pour connaître la biologie de la reproduction d'une population. Ainsi, la réalisation d'un échantillonnage biologique tout au long d'un cycle annuel complet permet d'étudier le comportement de reproduction d'une espèce.



L'analyse conjointe des informations aidera à connaître, à comprendre et à décrire les processus clés des cycles de vie des espèces exploitées.

- ✚ L'échantillonnage biologique est un **échantillon stratifié par classe de taille**. L'échantillonnage doit couvrir toute la gamme de tailles de la capture, afin de garantir que l'organisme plus petit et le plus long sont mesurés.
- ✚ Un **nombre minimum d'individus par classe de taille** sera échantillonné par classe de taille, par mois et par site d'échantillonnage.

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

<i>P. notialis</i> (SOP)		
mm Carl	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<20	10	30
20-22	10	30
23-25	10	30
26-28	10	30
29-31	10	30
32-34	10	30
35-37	10	30
38-40	10	30
41-43	10	30
>43	10	30
Total	100	300

<i>E. aeneus</i> (GPW)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<30	10	30
30-39	10	30
40-49	10	30
50-59	10	30
60-69	10	30
>60	10	30
TOTAL	60	180

6 classes
10 cm/class

<i>P. caeruleostictus</i> (BSC)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<11	10	30
11-15	10	30
16-20	10	30
21-25	10	30
26-30	10	30
31-35	10	30
>35	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
5 cm/class

<i>P. elongatus</i> (PSE)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<11	10	30
10-13	10	30
14-17	10	30
18-21	10	30
22-25	10	30
26-29	10	30
>29	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
4 cm/class

<i>P. bellottii</i> (PAR)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<8	10	30
8-11	10	30
12-15	10	30
16-19	10	30
20-23	10	30
24-27	10	30
>27	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
4 cm/class

<i>P. senegalensis</i> (PSS)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (Q)
<11	10	30
10-13	10	30
14-17	10	30
18-21	10	30
22-25	10	30
26-29	10	30
>29	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
4 cm/class

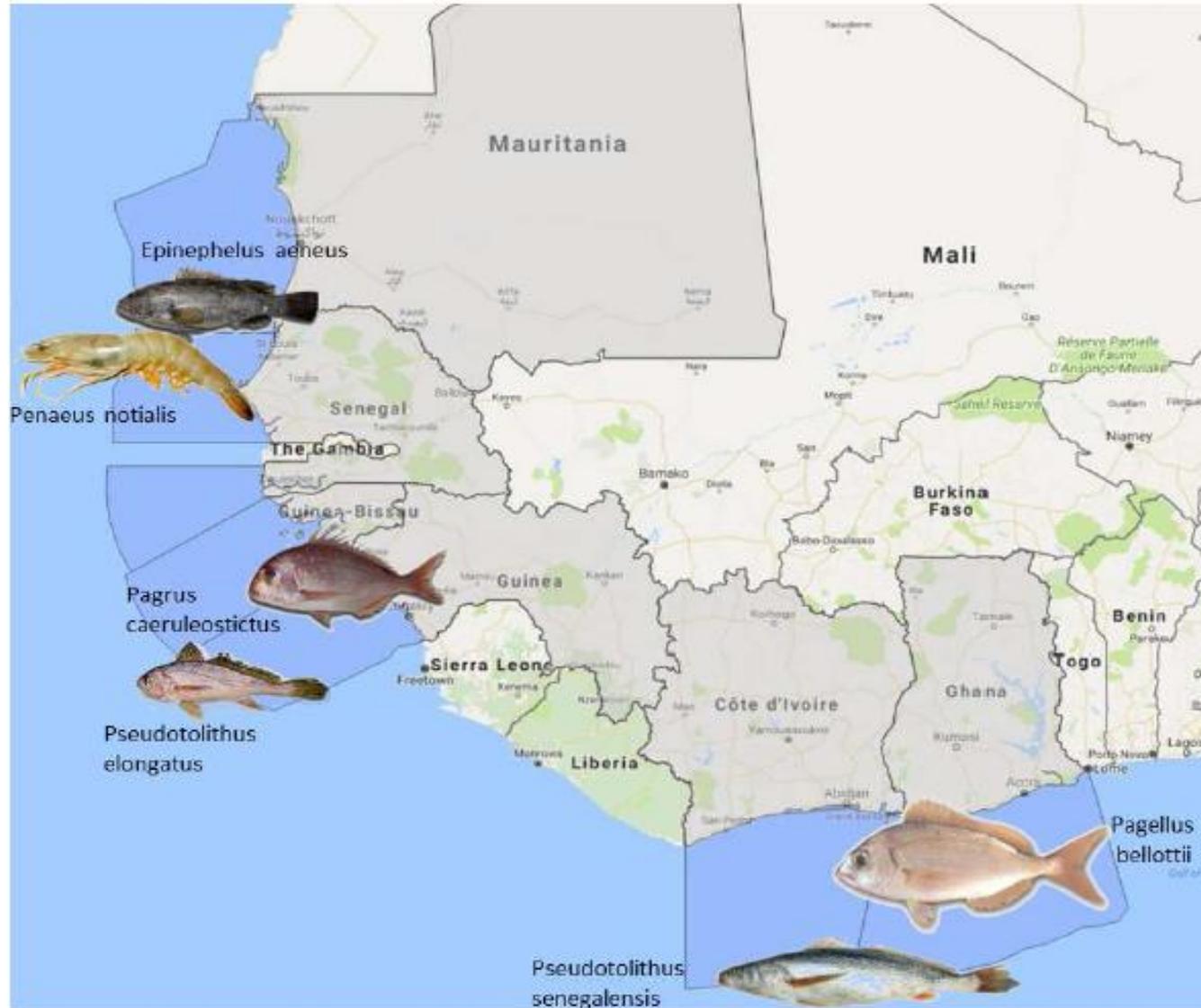
10 classes
3 mm/class

Corrigé

Il peut arriver que toutes les classes de longueur ne puissent pas être complétées en un seul échantillonnage en un mois. Si tel est le cas, il faut suivre deux étapes:

- Complétez le nombre total requis (100, 60 ou 70, selon l'espèce) avec des individus de la classe de longueur la plus proche.
- Essayez de couvrir parfaitement toutes les tailles de longueur sur une base trimestrielle: 30 individus par classe de longueur. Les classes qui n'ont pas pu être échantillonnées au cours d'un seul mois devraient l'être dans le trimestre.

ESPÈCES CIBLES



ESPÈCES ET ZONES D'ÉCHANTILLONNAGE

PAYS/COUNTRY	ESPÈCES/SPECIES	SITES D'ÉCHANTILLONNAGE/ SAMPLING PLACE
MAURITANIE	<i>Penaeus notialis</i>	Nouadhibou
	<i>Epinephelus aeneus</i>	Nouakchott
SÉNÉGAL	<i>Penaeus notialis</i>	Saint Louis (Senegal River)- Port de Dakar
		Casamance River- Port de Dakar
	<i>Epinephelus aeneus</i>	Kayar
		Saloum -Casamance
THE GAMBIA?	<i>Penaeus notialis</i>	Banjul
GUINÉE-BISSAU	<i>Penaeus notialis</i>	Cacheu
	<i>Pagrus caeruleostictus</i> <i>Pseudotolithus elongatus</i>	Canine
GUINÉE	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	Kamsar, Katchek
	<i>Pseudotolithus elongatus</i>	Conakry
CÔTE D'IVOIRE	<i>Pagellus bellottii</i>	Abidjan
	<i>Pseudotolithus senegalensis</i>	San Pedro
GHANA	<i>Pagellus bellottii</i>	Cape 3
	<i>Pseudotolithus senegalensis</i>	Ada

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Penaeus notialis



MAURITANIA
SENEGAL
GUINEA-BISSAU

<i>Penaeus notialis</i> (SOP)		
mm CarL	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest.)
<20	10	30
20-22	10	30
23-25	10	30
26-28	10	30
29-31	10	30
32-34	10	30
35-37	10	30
38-40	10	30
41-43	10	30
>43	10	30
Total	100	300

10 classes
3 mm/class

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Epinephelus aeneus



<i>E. aeneus</i> (GPW)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimestre)
<30	8	24
30-39	8	24
40-49	8	24
50-59	8	24
>59	8	24
TOTAL	40	120

MAURITANIA
SENEGAL

5 classes
10 cm/class

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Pagrus caeruleostictus



<i>P. caeruleostictus</i> (BSC)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimestre)
<16	10	30
16-20	10	30
21-25	10	30
26-30	10	30
31-35	10	30
>35	10	30
TOTAL	60	180

GUINEA-BISSAU
GUINEA

6 classes
5 cm/class

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Pseudotolithus elongatus



GUINEA-BISSAU
GUINEA

<i>P. elongatus</i> (PSE)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimestr)
<14	10	30
14-17	10	30
18-21	10	30
22-25	10	30
26-29	10	30
30-33	10	30
>33	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
4 cm/class

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Pagellus bellottii



<i>P. bellottii</i> (PAR)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest)
<12	10	30
12-15	10	30
16-19	10	30
20-23	10	30
24-27	10	30
>27	10	30
TOTAL	60	180

CÔTE D'IVOIRE
GHANA

6 classes
4 cm/class

GAMMES DE LONGUEUR POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
DES ESPECES CIBLES

Pseudotolithus senegalensis



CÔTE D'IVOIRE
GHANA

<i>P. senegalensis</i> (PSS)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest.)
<15	10	30
15-19	10	30
20-24	10	30
25-29	10	30
30-34	10	30
35-39	10	30
>39	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
5 cm/class

MÉTHODOLOGIE

- 1) Achetez des échantillons de chaque espèce dans chaque lieu d'échantillonnage, couvrant toute la gamme complète des captures. Cela devrait suivre un schéma d'échantillonnage stratifié: un nombre spécifié d'individus par classe de taille spécifiée pour chaque espèce dans l'Annexe 1, au minimum.
- 2) Apportez des échantillons au laboratoire. Un lieu d'échantillonnage doit être convenablement préparé au laboratoire. Ce lieu doit avoir de l'électricité, de l'eau et de bonnes conditions d'hygiène. La table de travail doit être préparée avec:
 - Le matériel d'échantillonnage (planches à mesurer ou pieds à coulisse, balances, dynamomètres, matériel de dissection, paniers, plaques à poisson, etc.). **Annexe 8**
 - Les formulaires à remplir, en fonction de l'espèce à échantillonner (poisson / crevette). **Annexe 9**
 - Clé de maturation plastifiée de l'espèce. **Annexe 3**



- 3) Organiser les échantillons, en préparant le nombre d'individus nécessaires par classe de taille (**Annexe 1**) et en les alignant les uns après les autres.
- 4) Préparez les formulaires en remplissant les en-têtes avec les champs principaux, avec le plus de détails possible. **Annexe 9**.
- 5) Prendre les **paramètres biologiques** de chaque individu, idéalement dans le même ordre que leur formulaire: taille, poids frais, sexe, stade de maturité, poids des gonades et poids éviscéré.



- Il est important que les formulaires soient remplis au crayon, car l'encre des stylos peut être effacée à l'eau.
- Il est important d'écrire clairement.

Idéalement, l'échantillonnage devrait être effectué par équipes de 2 personnes: une personne échantillonne et l'autre écrit.

Dans le cas des observateurs à bord, qui doivent travailler seuls, l'utilisation d'enregistreurs est recommandée.



Paramètres a enregistrer

POISSONS

- **Longueur:** la mesure de la longueur totale (LT) correspondante est prise avec une planche à mesurer ou un ruban à mesurer et la mesure exacte est donnée en mm.
- **Poids frais (total):** l'exemplaire est pesé avec la balance de précision ou avec un dynamomètre et la mesure exacte est donnée en grammes (avec une décimale, si possible).
- **Sexe:** l'animal est disséqué, tous les organes sont prélevés pour exposer la gonade et déterminer si le spécimen est de sexe masculin (code 1) ou féminin (code 2). Si la gonade est très petite et ne peut être déterminée à l'œil nu, indiquez-la indéterminée (code 3).
- **Maturité:** une fois la cavité viscérale ouverte et les gonades exposées pour la détermination du sexe, l'attribution des phases de maturité est effectuée par l'observation des caractéristiques de la gonade pouvant être observées à l'œil nu (*visu*). Le degré de maturation sera déterminé en fonction des critères de la clé des 5 étapes de l'Annexe 3.
- **Poids de la gonade:** la gonade (ovaire ou testicule) sera retirée et pesée sur une balance de précision. Le poids doit être enregistré en grammes et avec un minimum de 1 décimale.
- **Poids éviscéré:** l'animal est bien vidé et le poids est annoté, sans les organes, en utilisant le même instrument que le poids vif (dynamomètre ou balance de précision).
- Toutes les **observations** considérées comme pertinentes seront notées dans le champ « observations » .

Paramètres a enregistrer

CREVETTES

- **Longueur:** la longueur de la carapace (CarL) est mesurée avec un pied à coulisse et la mesure exacte est donnée en mm et avec une décimale.
- **Poids frais (total):** l'exemplaire est pesé dans la balance et la mesure exacte est donnée en grammes et avec une décimale.
- **Sexe:** le sexe de l'exemplaire est déterminé par ses caractéristiques externes (mâles: présence de petasma; femelles; absence de petasma).
- **Maturité:** l'attribution des stades de maturité est réalisée par l'observation de caractéristiques externes à l'œil nu (*visu*), en suivant une clé de 4 stades pour les femelles et de 2 stades pour les mâles (**Annexe 3**).

Pour les **femelles**, on doit enregistrer:

- **Maturité:** en observant la gonade, en utilisant la clé de maturité de 4 étapes
- S'il est fécondé, c'est-à-dire si le spermatophore est observé sur le thelycum. Oui/ non.

Pour les **mâles**, on doit enregistrer:

- Si le petasma est joint ou non (écrivez «oui» ou «non»).
- Si la masse de sperme est observée dans les coxas de la cinquième paire de pléopodes ou d'appendices thoraciques (écrire «oui» ou «non»).

- Toutes les **observations** considérées comme pertinentes seront notées dans le champ « observations ». **Peso gónada**

PARAMÈTRE	MESURE	OBSERVATIONS
LONGUEUR	<ul style="list-style-type: none"> - Longueur totale (LT) pour le poisson (mm). - Longueur de la carapace (CarL) pour les crevettes (mm, avec une décimale). 	<p>Instrument de mesure:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Planche à mesurer pour poissons - Ruban à mesurer pour les gros poissons. - Calibre ou pied à coulisse, pour les crevettes.
POIDS FRAIS (TOTAL)	En grammes, avec une décimale si est faite avec une balance de précision.	Poids de l'individu entier. Avec dynamomètre ou balance électronique.
SEXE	1: Mâle 2: Femelle 3: Indéterminée	Sexés par des caractères internes (poissons) ou des caractères externes (crevettes). (Annexe 2).
MATURITÉ	Pour les mâles et les femelles, en suivant les clés établies.	Apportez toujours les clés de maturité des espèces cibles (Annexe 3).
POIDS GONADAL	En grammes, avec minimum 1 décimal.	Avec balance de précision.
POIDS EVISCERÉ	En grammes, avec une décimale si est pesé avec une balance de précision.	Poids de l'exemplaire vide, sans organes internes. Avec dynamomètre ou balance électronique. 

- 6) Si des **parasites** sont observés lors de l'échantillonnage, ils doivent être extraits et stockés comme expliqué à l'Annexe 6.
- 7) Une fois qu'un certain nombre d'individus ont été échantillonnés, il convient de vérifier que le minimum de **10 individus** par classe de taille établie à l'Annexe 1 a été échantillonné. Sinon, les individus avec les tailles manquantes doivent être recherchés et échantillonnés.
- 8) La dernière étape de l'échantillonnage est l'extraction et le stockage des **otolithes**, en suivant les procédures expliquées à l'Annexe 5.
- 9) Revu des **formulaire**s: les formulaires doivent être bien examinés avant la fin de l'échantillonnage. Si une erreur est détectée, il est possible de vérifier si les individus sont situés dans les bacs, dans l'ordre correspondant à leur numéro dans le formulaire. Le champ de l'en-tête "poids de l'échantillon" (en grammes), qui correspond à la somme des poids de tous les individus, doit être noté.
- 10) **Nettoyage**: tout doit être nettoyé et collecté, ainsi que les instruments soigneusement nettoyés.

Il est recommandé d'aligner les exemplaires dans des plateaux en respectant l'ordre dans lequel ils ont été échantillonnés. Si possible, le numéro de l'exemplaire (identique à celui indiqué dans le formulaire) doit être indiqué avec une étiquette. Ceci est utile dans le cas où des données doivent être vérifiées.

- 6) Si des **parasites** sont observés lors de l'échantillonnage, ils doivent être extraits et stockés comme expliqué à l'Annexe 6.
- 7) Une fois qu'un certain nombre d'individus ont été échantillonnés, il convient de vérifier que le minimum de **10 individus** par classe de taille établie à l'Annexe 1 a été échantillonné. Sinon, les individus avec les tailles manquantes doivent être recherchés et échantillonnés.
- 8) La dernière étape de l'échantillonnage est l'extraction et le stockage des **otolithes**, en suivant les procédures expliquées à l'Annexe 5.
- 9) Revu des **formulaire**s: les formulaires doivent être bien examinés avant la fin de l'échantillonnage. Si une erreur est détectée, il est possible de vérifier si les individus sont situés dans les bacs, dans l'ordre correspondant à leur numéro dans le formulaire. Le champ de l'en-tête "poids de l'échantillon" (en grammes), qui correspond à la somme des poids de tous les individus, doit être noté.
- 10) Nettoyage:** tout doit être nettoyé et collecté, ainsi que les instruments soigneusement nettoyés.

Il est recommandé d'aligner les exemplaires dans des plateaux en respectant l'ordre dans lequel ils ont été échantillonnés. Si possible, le numéro de l'exemplaire (identique à celui indiqué dans le formulaire) doit être indiqué avec une étiquette. Ceci est utile dans le cas où des données doivent être vérifiées.



ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS:

Jour 1-2:

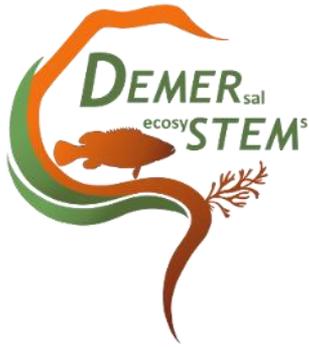
Pour chaque exemplaire:

1. Parasites externes (surface du corps)* (PAR Ext)
2. Longueur (LT)
3. Poids frais (total) (PT)
4. Sexe
5. Maturité (MAT)
6. Poids de la gonade (P gonad)
7. Parasites internes* (PAR Int)
8. Poids éviscéré (P Evis.)
9. Parasites externes (branchies)* (PAR Ext branch)
10. Collecte et stockage des otolithes* (OTO)

* S'ASSURER QU'ILS
SONT ÉTIQUETÉS
AVEC LES MÊMES ET
CORRECTS CODES

FIN DE LA SESSION 3

END OF SESSION 3



4ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLOS D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

- A. GÉNÉRALITÉS
- B. ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES
- C. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
- D. COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE
- E. COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE
- F. ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

CHAQUE 6 MOIS!!!

- *Penaeus notialis*
- *Epinephelus aeneus*

D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

CHAQUE 6 MOIS!!!



Penaeus notialis



Epinephelus aeneus

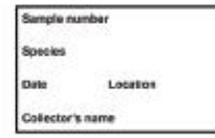
MAURITANIA
SENEGAL
GUINEA-BISSAU

50 individus

D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

1) Préparation du matériel avant l'échantillonnage

Equipment



- Assurez-vous que le matériel (ciseaux, forceps, scalpels, etc.) soit stérilisé;
- Ne pas manipuler les tissus avec les mains nues afin de ne pas les contaminer

D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

1) Préparation du matériel avant l'échantillonnage

Avant l'échantillonnage, préparer des tubes de 1,8 ml avec bouchon à vis, avec au moins 4 ml d'éthanol non dénaturé à 96%.

Chaque ampoule doit porter l'étiquette Sample ID selon le code d'étiquetage indiqué à l'Annexe 4.

Étiquetez les tubes deux fois avec des stylos de l'encre résistante à l'eau, inscrivez le même code sur le capuchon et sur le côté du flacon.

Recouvrez l'étiquette située sur le côté du flacon avec du ruban adhésif Scotch pour éviter que celle-ci ne s'efface en raison de fuites probables d'éthanol.

De plus, insérez un papier imperméable dans le tube avec le code écrit au crayon (car l'éthanol peut dissoudre l'encre à l'extérieur du flacon).



L'opérateur doit porter des gants propres.

D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

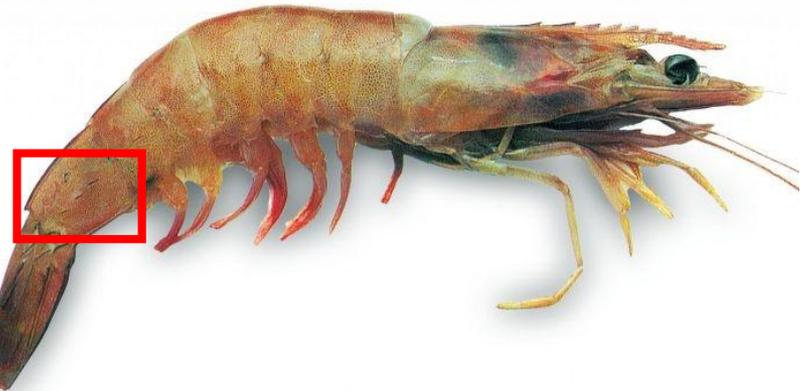
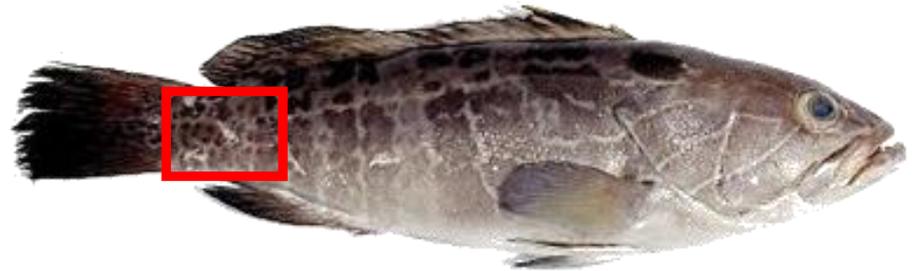
2) Procédure d'échantillonnage

1. Coupez avec des instruments chirurgicaux un échantillon de muscle de 1 cm³ de chaque individu dans la zone **rouge**.

Notez que des morceaux plus gros ne sont pas nécessaires et peuvent entraîner une mauvaise qualité de l'ADN en raison du faible rapport éthanol / tissu.

Les tissus doivent être prélevés uniquement du côté droit du poisson / crevette.

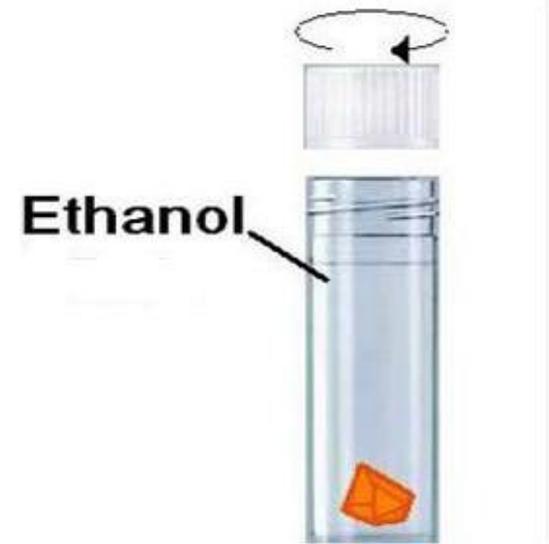
Ne pas endommager le côté gauche du poisson car c'est le côté utilisé pour la morphométrie.



D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

2) Procédure d'échantillonnage

2. Placez le tissu dans le tube étiqueté par ID avec 96% d'éthanol. Remplir le tube avec l'éthanol. Assurez-vous que le volume de tissu ne dépasse pas 20% du volume de liquide et fermez bien le capuchon.
3. Nettoyez les instruments chirurgicaux de chaque animal échantillonné avec de l'eau et de l'éthanol commercial et les séchez chaque fois avec un nouveau papier.
4. Conservez le tube contenant le tissu à -20°C . Si ce n'est pas possible, assurez-vous que la température ne dépasse pas 4°C .
5. 4-5 jours après le prélèvement, retirez soigneusement l'éthanol du microtube et le remplacez par du nouvel éthanol.
6. Les échantillons doivent être envoyés pour analyse à l'IEO (Vigo): montse.perez@ieo.es



D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

3) Codification des échantillons et informations à compiler

Tous les tubes doivent être codés deux fois (côté et bouchon) en utilisant le même code que celui utilisé pour les fichiers de photos. **Annexe 4**

Les codes des individus échantillonnés pour la génétique devraient être ajoutés aux formulaires d'échantillonnage biologique.

CODES

Le code pour chaque individu consiste en:

- FAO code pour le nom de l'espèce
- Trois codes alpha pour le nom du port / zone d'échantillonnage ou
- Trois codes alpha pour le nom de la campagne + numéro de chalut
- Date au format jour/mois/année.
- Numéro du spécimen dans chaque échantillonnage (01-50).

	NOM SCIENTIFIQUE	CODE
ES PÈCE/SPECIES	<i>E. aeneus</i>	GPW
	<i>P. notialis</i>	SOP
	<i>P. caeruleostictus</i>	BSC
	<i>P. elongatus</i>	PSE
	<i>P. senegalensis</i>	PSS
	<i>P. bellottii</i>	PAR
LIEUX D'ÉCHANTILLONNAGE/ SAMPLING PLACE	Noauadhibou	NDB
	Nouakchott	NKC
	Saint Louis	SLO
	Salown	SAL
	Casamance	CAS
	Gambie ??	GAM
	Kayar	KAY
	Cacheu	CCH
	Cacine	CAC
	Kamsar	KAM
	Katchek	KAT
	Conakry	CON
	Abidjan	ABJ
	San Pedro	SPE
	Cape 3	CPE
Ada	ADA	
CAMPAGNES/SURVEYS	Nom de la campagne et numéro du chalut	
DATE	Jour/Mois/Année	

CODES EXEMPLES

GPW_NDB_15/02/20_03	Numéro individu 3 de <i>E. aeneus</i> de Noauadhibou (Mauritanie) échantillonné le 15/02/2020
SOP_CAS_03/08/20_12	Numéro individu 12 de <i>P. notialis</i> de Casamance (Sénégal) échantillonné le 03/08/2020
PSE_CCH_10/01/20_08	Numéro individu 8 de <i>P. elongatus</i> de Cacheu (Guinée-Bissau) échantillonné le 10/01/2020
BSE_KAM_07/07/20_45	Numéro individu 45 de <i>P. caeruleostictus</i> de Kamsar (Guinée) échantillonné le 07/07/2020
PSS_ABJ_12/10/19_36	Numéro individu 36 de <i>P. senegalensis</i> d'Abidjan (Côte d'Ivoire) échantillonné le 12/10/2019
PAR_CPE_12/12/19_23	Numéro individu 23 de <i>P. bellottii</i> du Cap 3 (Ghana) échantillonné le 12/12/2019
GPW_EAF58_15/02/20_05	Numéro individu 5 de <i>E. aeneus</i> du chalut 58 de la campagne EAF Nansen échantillonné le 15/02/2020
SOP_OCM125_21/12/19_12	Numéro individu 12 de <i>P. notialis</i> du chalut 125 du observateurs (O) à bord des crevettiers (C) en la Mauritanie (M), échantillonné le 21/12/2019



PROCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

- A. GÉNÉRALITÉS
- B. ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES
- C. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
- D. COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE
- E. COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE
- F. ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

CHAQUE 6 MOIS!!!

Tout las espèces

E- COLLETION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE

OBJECTIVE

- ◆ Utiliser des techniques morphométriques pour l'identification des stocks.
- ◆ Etudier la variabilité:
 - Spatiale,
 - Sexuelle
 - Bathymétrique (si les informations de profondeur sont disponibles. Ej: des campagnes ou d'observateurs)
 - De l'ontogenèse (ej: par range de tailles).

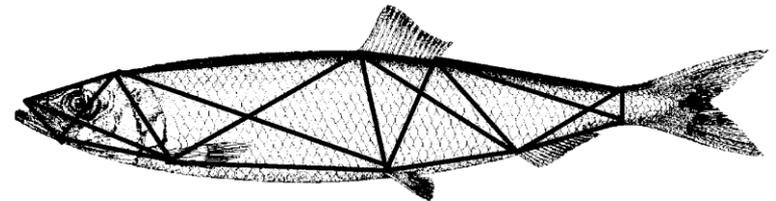
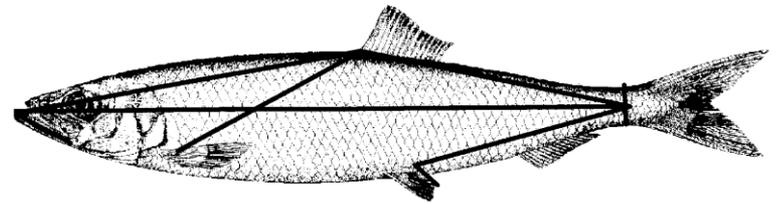
LA MORPHOMÉTRIE POUR L'IDENTIFICATION DES STOCKS

L'évolution historique des méthodes d'identification des stocks a été parallèle à celle des techniques morphométriques.

Une série de méthodes multivariées peut être appliquée pour quantifier les variations de croissance et de forme entre les stocks.

Les progrès les plus récents ont été facilités par:

- les techniques de traitement des images
- une collecte de données plus complète et plus précise
- une quantification plus efficace de la forme
- de nouveaux outils d'analyse.



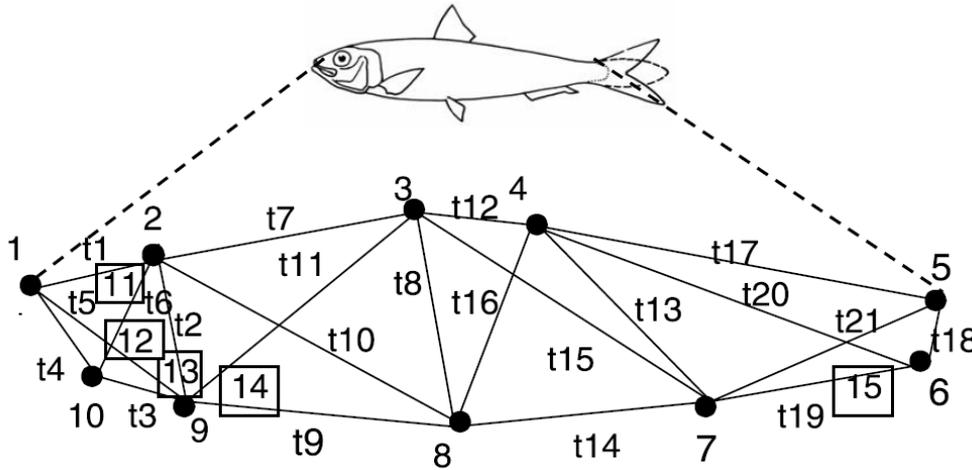
Distances morphométriques traditionnelles des poissons (ci-dessus) et réseau de dimensions de box-truss (ci-dessous).

Cadrin, 2000

MORPHOMÉTRIE-GÉNÉRALITÉS:

- ◆ L'analyse de la morphométrie sera effectuée par l'IEO en utilisant les méthodes Truss Network (**Annexe 7**). Cette méthodologie est basée sur l'analyse d'un certain nombre de mesures prises des images de chaque individu de l'espèce cible. 
- ◆ La fréquence de la collecte d'images morphométriques pour chaque espèce, zone et pays est semestriel (**Tableau 1**). Idéalement, ils seront pris pendant un mois couvrant le pic de la fraie et six mois plus tard.
- ◆ Les images de 50 individus doivent être prises pour la morphométrie chaque 6 mois.
- ◆ Les individus doivent appartenir au même échantillon pour la biologie et la génétique et les fichiers d'images doivent être nommés avec les mêmes codes que ceux utilisés pour la génétique et la biologie (**Annexe 4**).
- ◆ Les échantillons sélectionnés doivent couvrir la plus grande range de tailles possible, ce qui doit être aussi commun que possible que celui utilisé par le pays voisin dans le cas de l'étude.

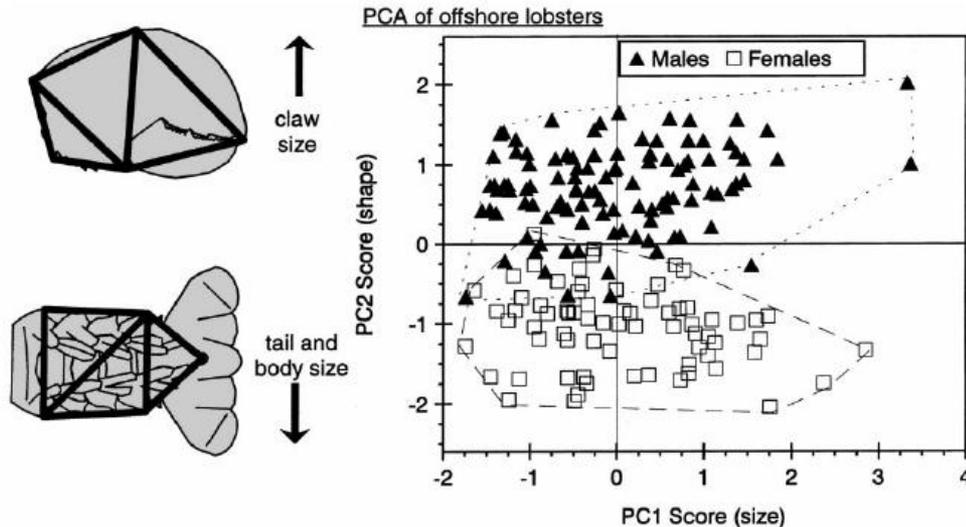
TRUSS NETWORK



Emplacement des points de référence « landmarks » et conception du réseau (« truss network ») utilisé dans l'analyse morphométrique de la sardine.

Distances utilisées dans les méthodes multivariées → t1 à t21) ont été définies par les landmarks 1 à 10.
Silva, 2003

Cadrin, 2000



PROCEDURE:

Equipment



Digital camera



Ruler



Tags



Coloured board

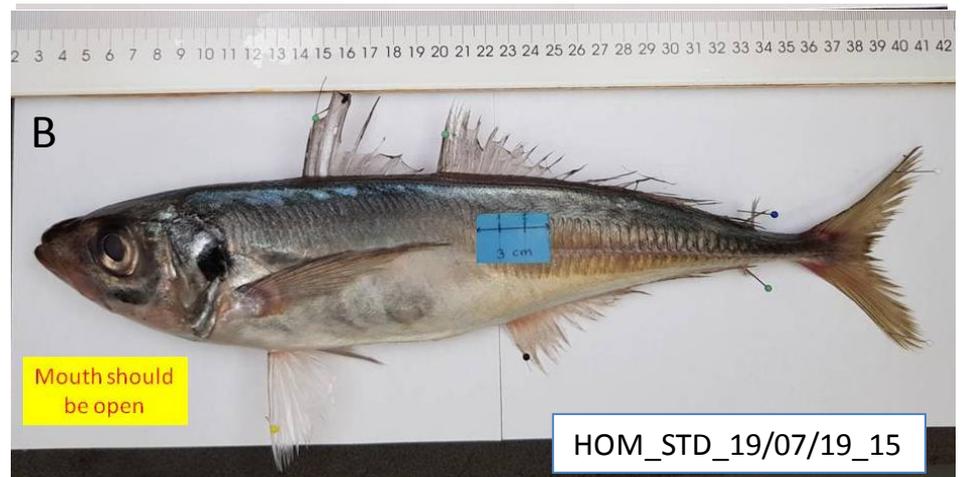


Aiguilles à dissection

PROCEDURE:

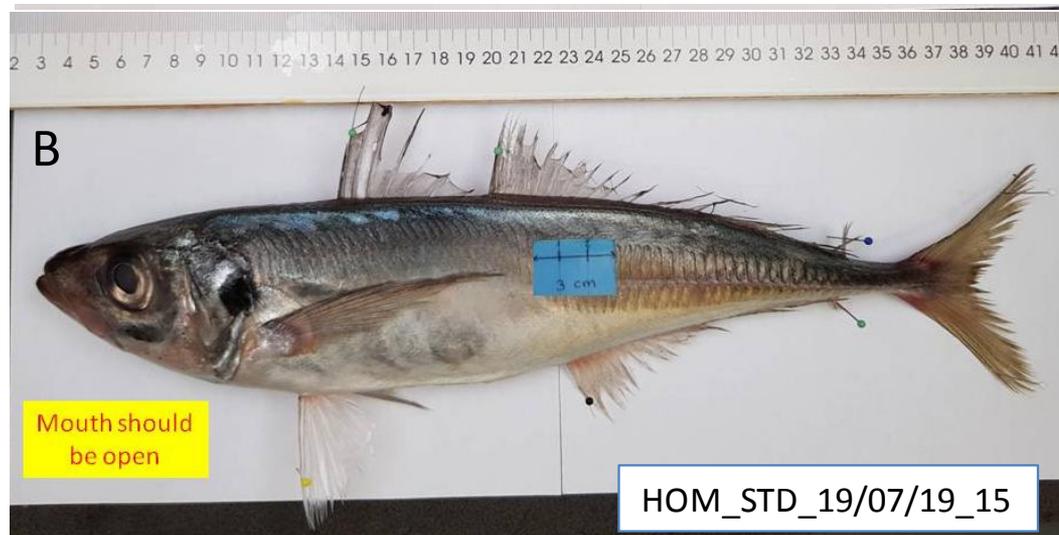
- 1) Les exemplaires frais doivent être placés sur des fonds avec couleur ou sur un fond artificiel contrastant avec la couleur de l'exemplaire, sur une surface sur laquelle des aiguilles et des épingles peuvent être clouées. Le spécimen doit être placé sur le côté droit et photographié en position latérale horizontale gauche.
- 2) Une règle en plastique doit être placée sur la partie supérieure de l'arrière-plan, avec une autre échelle de mesure plus petite le long du corps de l'exemplaire, comme indiqué à la Figure 3.

On doit écrire le code de l'exemplaire sur une petite étiquette et placez-le sur le coin pour que le code apparaisse sur la photo. La séquence d'images numériques (le fichier) doit être codifiée de la même manière.



3) Les poissons doivent être placés comme suit:

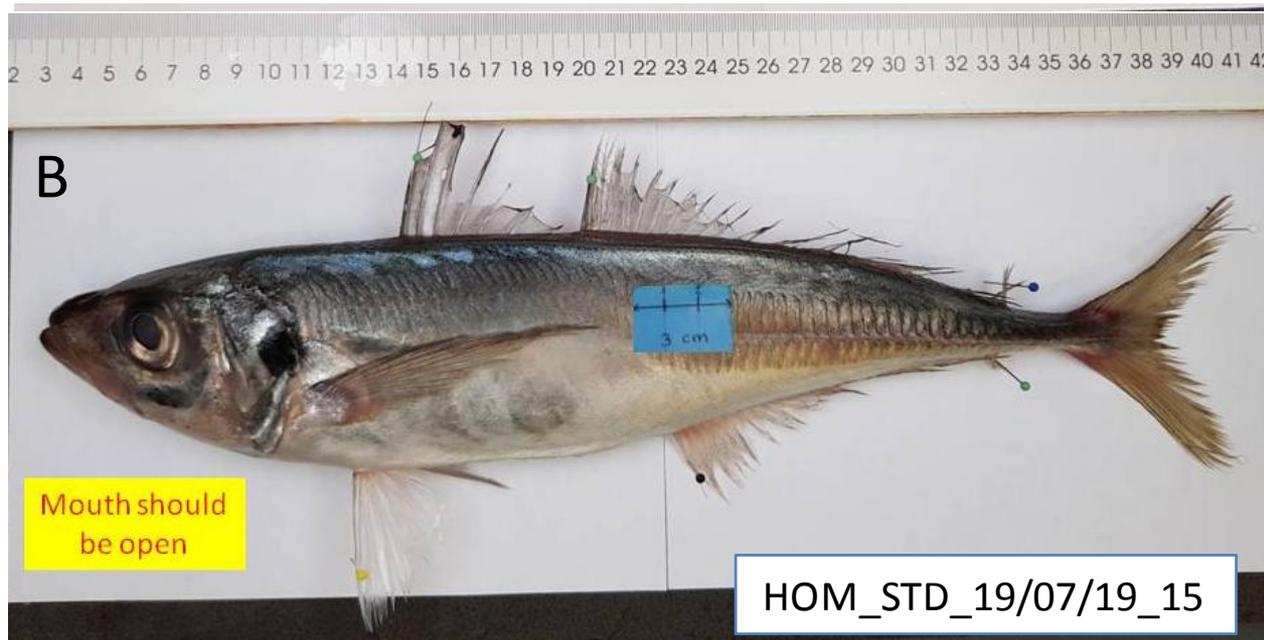
- Le poisson doit être placé en ligne droite sur le côté droit avec une ligne imaginaire allant de la pointe du museau au centre de la nageoire caudale (souvent parallèle à la ligne latérale). Pour obtenir un alignement rectiligne, une règle peut être placée le long de l'axe longitudinal du poisson.
- La bouche doit être légèrement ouverte en épinglant le bout de la lèvre inférieure pour mieux voir le bout du museau.
- L'opercule doit être complètement fermé et, s'il est évasé, peut être maintenu avec une aiguille à dissection. Si vous ne sécurisez pas les mâchoires et les opercules dans la position standard, cela modifiera la forme de la tête.



3) Les poissons doivent être placés comme suit:

- Les nageoires appariées doivent être pliées contre le corps et les nageoires non appariées (ex: dorsale et ventrale) entièrement érigées et écartées et peuvent être fixées dans cette position à l'aide de punaises à dissection.

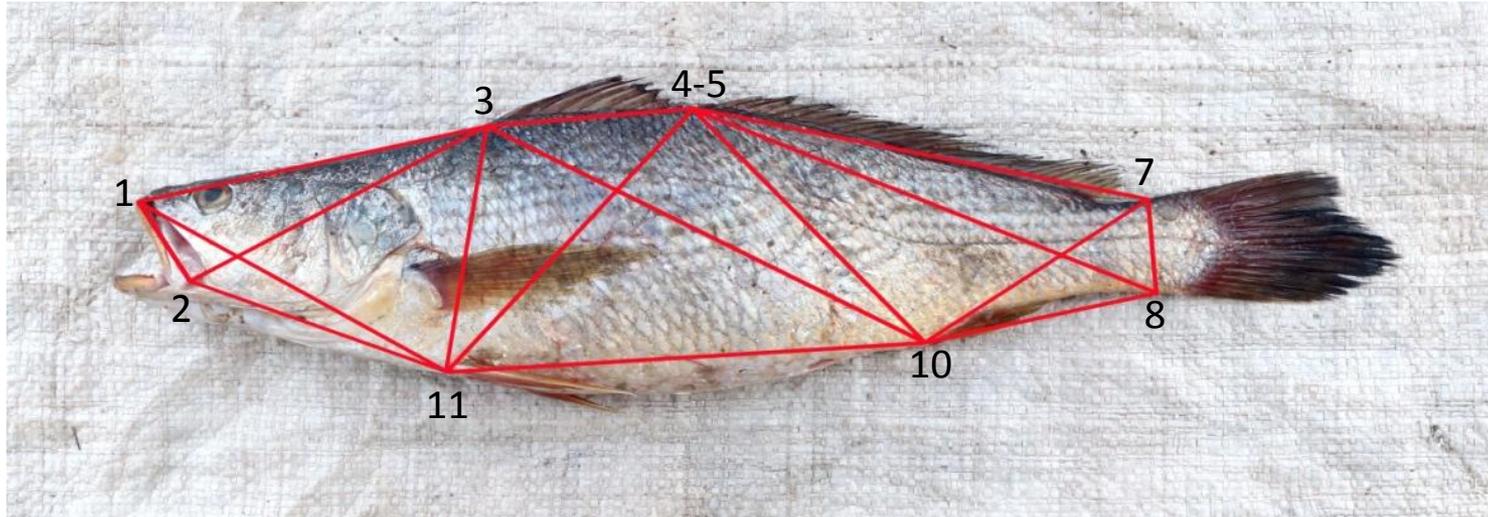
Dans le cas des poissons avec deux nageoires dorsales; la distance entre les nageoires dorsales doit apparaître sur l'image.



- 4) La forme du corps doit être visible, les points de référence qui doivent apparaître sur les images sont:

PROCEDURE

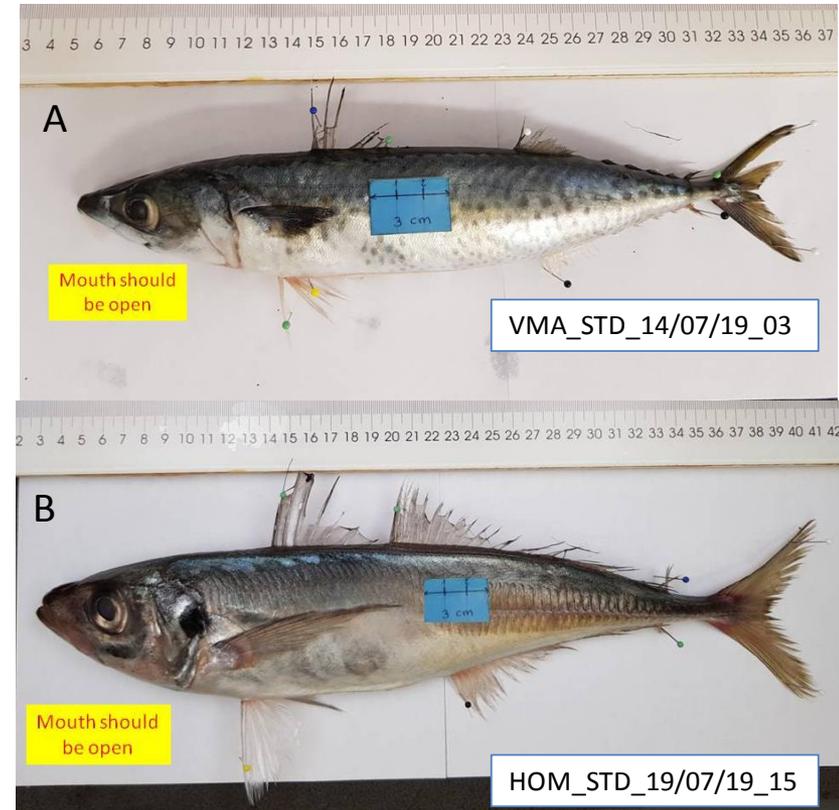
Points de référence (Landmarks):



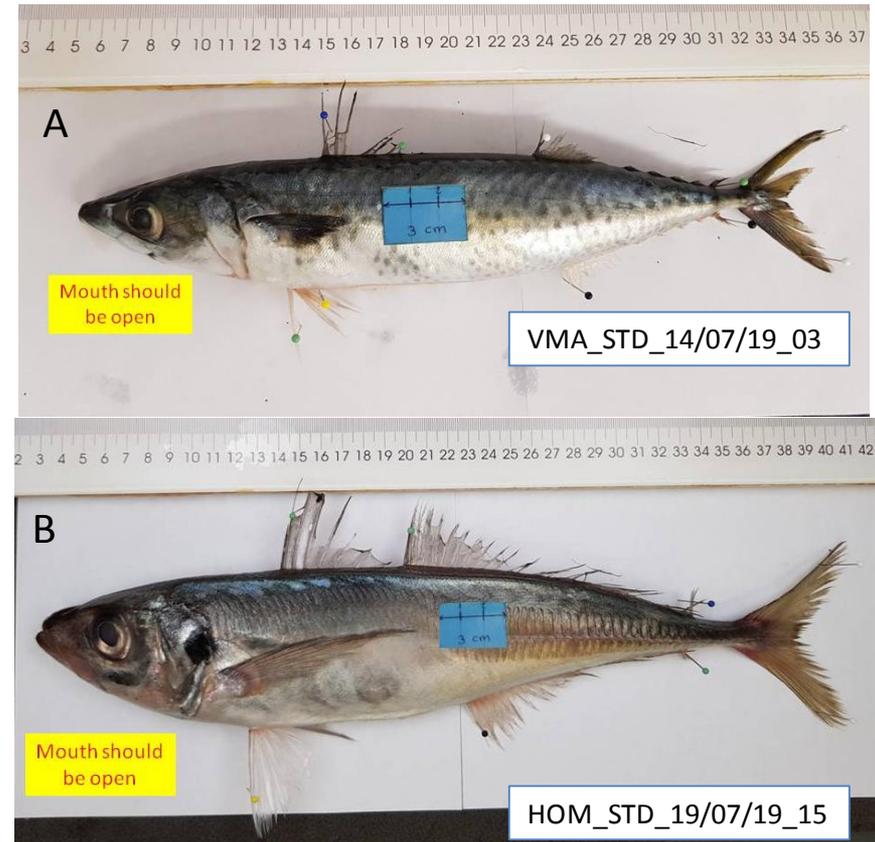
1. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure
2. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure
3. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale
4. Insertion postérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale
5. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale
6. Insertion postérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale
7. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal
8. Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral
9. Insertion postérieure de la nageoire anale
10. Insertion antérieure de la nageoire anale
11. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
12. Insertion dorsale de la nageoire pectorale (à confirmer)
13. Origine de la nageoire dorsale molle (chez les espèces à une nageoire dorsale, à confirmer)
14. L'aspect le plus postérieur du neurocrâne (début de la nuque écaillée). Dans *E. aeneus* (à confirmer).

5) Prenez une photo à l'aide de l'appareil de photo numérique placé dans à trépied horizontal, si possible.

- ◆ Un éclairage approprié doit être utilisé pour les images. Chercher une zone avec un bon éclairage, à la fois naturel et artificiel.
- ◆ L'utilisation du flash dépend des conditions d'éclairage naturel. Parfois, c'est pratique même avec un éclairage adéquat. En cas de doute, nous recommandons de prendre une photo sans flash et une autre avec flash. De cette manière, nous pourrions vérifier que les ombres ou les reflets sont évités, car ils pourraient rendre difficile la localisation des points de référence (landmarks).



- ◆ L'échantillon doit être orienté par rapport à la source de lumière pour éviter les ombres et les reflets. Si vous prenez des photos à la lumière naturelle, évitez toute exposition directe au soleil.
- ◆ Les mouvements doivent être évités autant que possible lors de la prise de photo, afin d'obtenir des photos claires et nettes. Ainsi, l'appareil photo doit être tenu fermement des deux mains et avec les coudes attachés au corps. Si la caméra est équipée d'un stabilisateur (OIS), celui-ci doit toujours être utilisé.



- 6) Au fur et à mesure que les images sont passées de la caméra vers l'ordinateur et à travers les logiciels, se produit une série de compressions et de décompressions. Pour contrer la dégradation de la qualité de l'image:
 - Le format de fichier **RAW ou TIFF** est recommandé car aucune compression d'image ne se produit et le spectre complet des niveaux de luminosité est enregistré par l'appareil photo.
 - Si les photos sont prises avec des téléphones portables, le format de fichier sera **JPG**. La résolution minimale de la caméra doit être de **5 MP** (images de 5 millions de pixels, avec une résolution de 2560 x 1920).
- 7) Les codes des individus échantillonnés pour la génétique et la morphométrie devraient être ajoutés aux formulaires de biologie et d'échantillonnage.
- 8) Les images doivent être envoyées à IEO, où l'analyse de la morphométrie sera effectuée à l'aide d'un logiciel de traitement de l'image (tel que OTOLAB ou ImageJ), selon les méthodes expliquées à **l'Annexe 7**.
- 9) Certains essais des images seront réalisés au cours des premiers mois d'échantillonnage, afin de garantir leur qualité au cours des mois d'échantillonnage correspondants.

ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES SEMESTRIEL

Jour 1-2:

Pour chaque exemplaire:

1. Photos de l'exemplaire*
2. Parasites externes (surface du corps)* (PAR Ext)
3. Longueur (LT)
4. Poids frais (total) (PT)
5. Sexe
6. Maturité (MAT)
7. Poids de la gonade (P gonad)
8. Parasites internes* (PAR Int)
9. Poids éviscéré (P Evis.)
10. Parasites externes (branchies)* (PAR Ext branch)
11. Échantillon pour la génétique* (GEN)
12. Collecte et stockage des otolithes* (OTO)

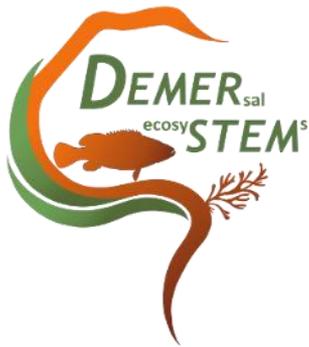
* S'ASSURER QU'ILS
SONT ÉTIQUETÉS
AVEC LES MÊMES ET
CORRECTS CODES

Jour 4-5:

Retirez soigneusement l'éthanol des microtubes contenant les échantillons génétiques et les remplacez par du nouvel éthanol.

FIN DE LA SESSION 4

END OF SESSION 4



5ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES



PROTOCOS D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES

- A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE
- B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)
- C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE



Pagellus bellottii



Pagrus caeruleostictus



Epinephelus aeneus

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)



Pseudotolithus elongatus



Pseudotolithus senegalensis

C. CREVETTES:



Penaeus notialis

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE

SPARIDAE



Pagellus bellottii

CÔTE D'IVOIRE

GHANA



Pagrus caeruleostictus

GUINEA-BISSAU

GUINÉE

MAURITANIE

SÉNÉGAL



Epinephelus aeneus

SERRANIDAE

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)



Pseudotolithus elongatus

GUINEA-BISSAU
GUINÉE



Pseudotolithus senegalensis

CÔTE D'IVOIRE
GHANA

C. CREVETTES



Penaeus notialis

MAURITANIE

SÉNÉGAL

GUINEA-BISSAU



PROTOCOLOS D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE



Pagellus bellottii

CÔTE D'IVOIRE

GHANA



Pagrus caeruleostictus

GUINEA-BISSAU

GUINÉE

SPARIDAE

MAURITANIE

SÉNÉGAL

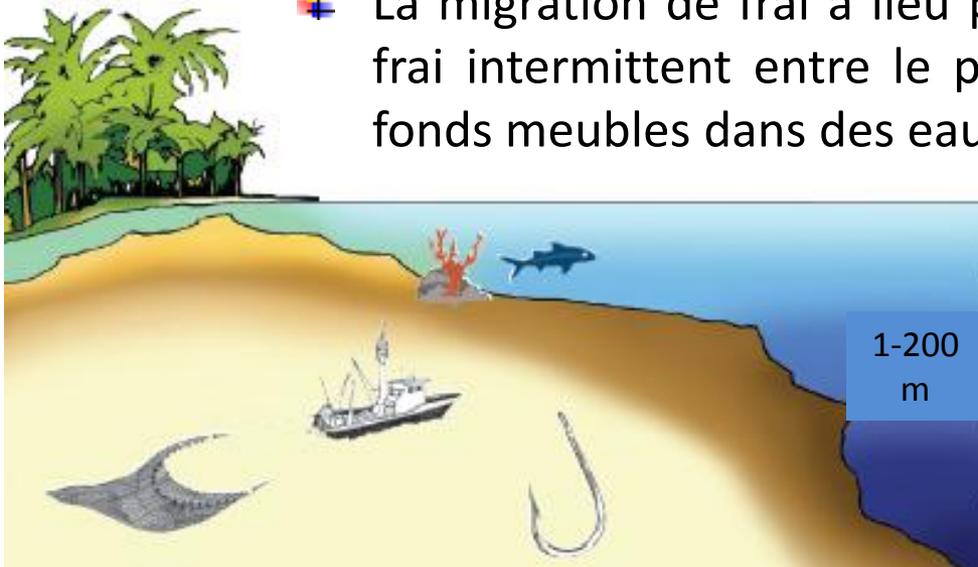


Epinephelus aeneus

SERRANIDAE

SPARIDAE- *Pagrus caeruleostictus*

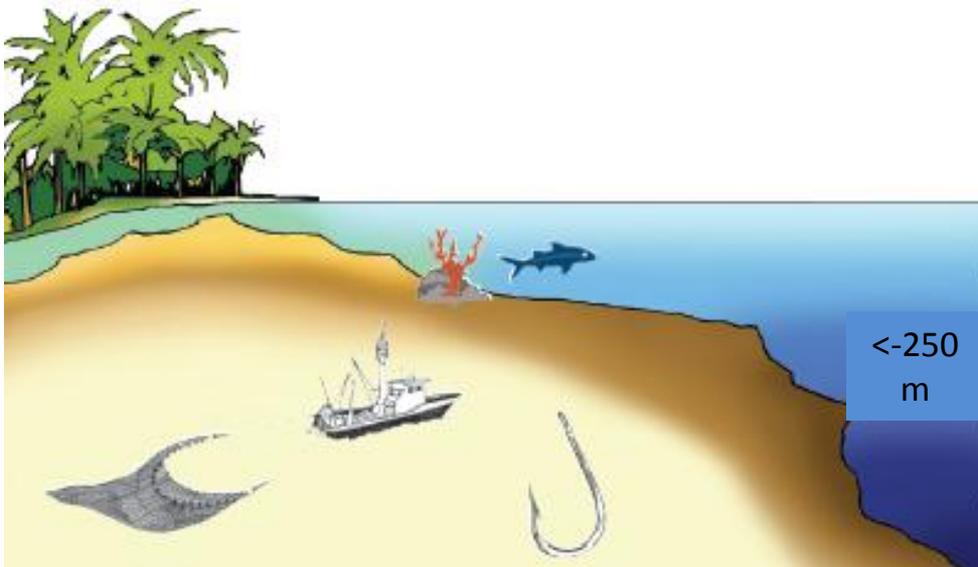
- ✚ Habitat: marin; saumâtre; profondeur 1 - 200 m, normalement habitat côtier de 30 - 50 m.
- ✚ On les trouve généralement dans les fonds durs (rochers et gravats).
- ✚ Les individus les plus âgés se trouvant dans les parties les plus profondes de l'aire de répartition, les plus jeunes dans les zones côtières.
- ✚ Se nourris principalement de bivalves, ainsi que de crustacés et de poissons.
 - ✚ Maturité sexuelle à 2 ans.
 - ✚ La migration de frai a lieu parallèlement à la côte avec un frai intermittent entre le printemps et l'automne sur des fonds meubles dans des eaux peu profondes.



Pagrus caeruleostictus

SPARIDAE- *Pagellus bellottii*

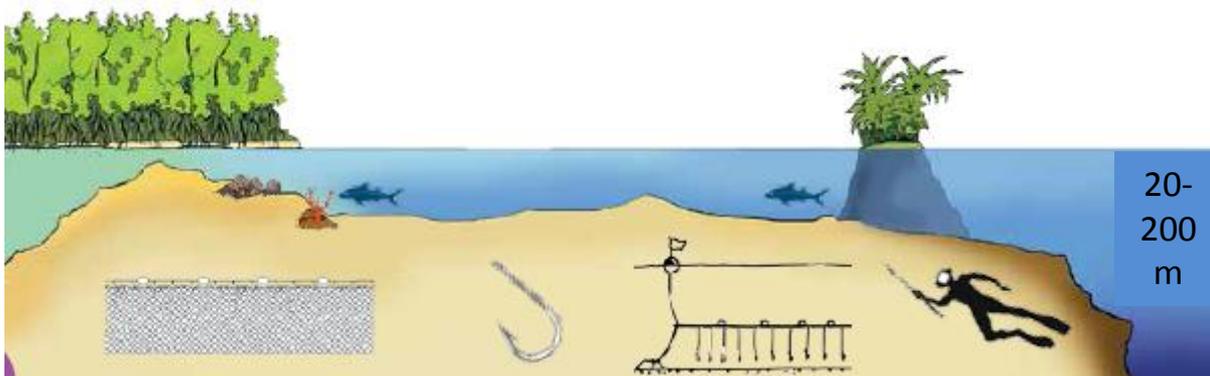
- ✚ Habitat: marin démersal; profondeur < 250 m, normalement 10 - 50 m.
- ✚ Présent dans les bancs de poissons sur des fonds durs et sableux, en particulier dans les 100 premiers mètres.
- ✚ Omnivore avec un régime alimentaire principalement carnivore (y compris crustacés, céphalopodes, petits poissons, amphioxus et vers).
- ✚ Hermaphrodite protogyne



Pagellus bellottii

SERRANIDAE- *Epinephelus aeneus*

- ✚ Habitat: Marin; saumâtre.
- ✚ Les adultes se trouvent sur un fond rocheux ou boueux-sableux; des juvéniles ont été capturés dans des lagunes et des estuaires côtiers.
- ✚ Dans les eaux ouest africaines, le régime alimentaire comprend des poissons (58%), des stomatopodes (21%), des crabes (10%) et des céphalopodes (10%).
- ✚ La migration saisonnière de l'espèce au large des côtes du Sénégal est influencée par l'upwelling saisonnier au large du Sénégal et de la Mauritanie.



- ✚ C'est un hermaphrodite protogyne.

ÉCHANTILLONNAGE: NUMÉRO POUR CLASSE DE TAILLE

<i>P. caeruleostictus</i> (BSC)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest)
<16	10	30
16-20	10	30
21-25	10	30
26-30	10	30
31-35	10	30
>35	10	30
TOTAL	60	180

<i>P. bellottii</i> (PAR)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest)
<12	10	30
12-15	10	30
16-19	10	30
20-23	10	30
24-27	10	30
>27	10	30
TOTAL	60	180

<i>E. aeneus</i> (GPW)		
cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest)
<30	8	24
30-39	8	24
40-49	8	24
50-59	8	24
>59	8	24
TOTAL	40	120

6 classes
5 cm/class

GUINEA-BISSAU
GUINEA

6 classes
4 cm/class

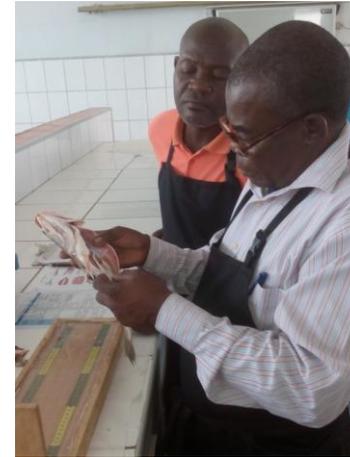
CÔTE D'IVOIRE
GHANA

5 classes
10 cm/class

MAURITANIA
SENEGAL

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES

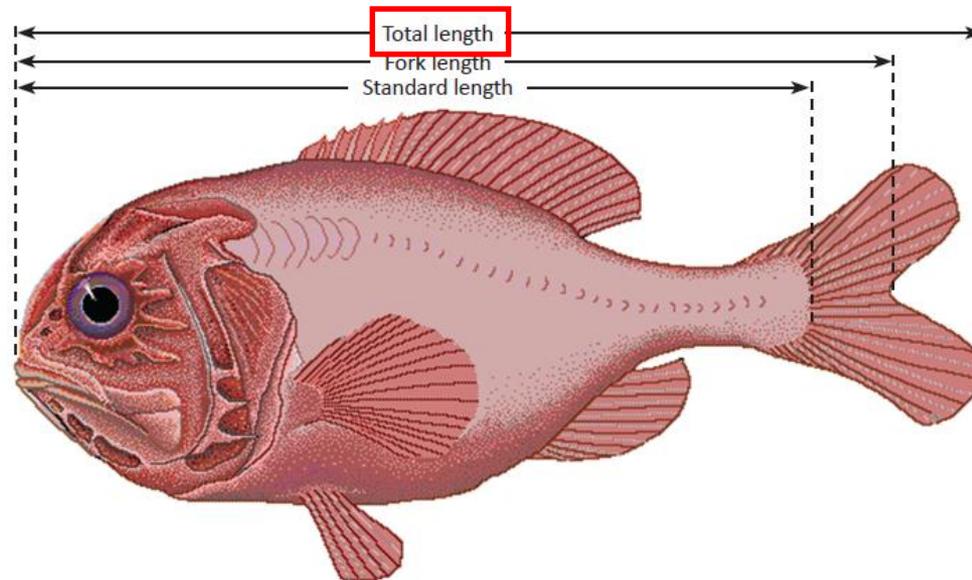


- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (E. aeneus) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

1. LONGUEUR

MESURE: LONGUEUR TOTALE (LT)- mm

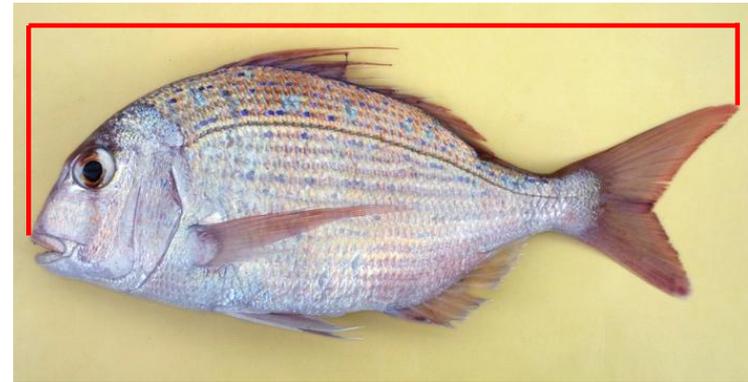
Longueur totale → extrémité du museau ou de la mâchoire, la plus antérieure, à l'extrémité de la queue en ligne droite)



Vérifiez si la longueur mesurée par l'établissement est la «longueur de la queue pincée» ou la longueur totale et harmonisez.

1. LONGUEUR

MESURE: LONGUEUR TOTALE (LT)- mm



Vérifiez si la longueur mesurée par l'établissement est la «longueur de la queue pincée» ou la longueur totale et harmonisez.

1. LONGUEUR

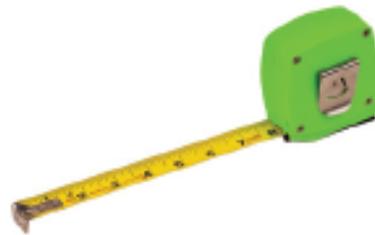
MATÉRIEL DE MESURE:



PLANCHE À MESURER OU ICHTHYOMÈTRE



RUBAN À MESURER



Pour les poissons de taille supérieure à la planche à mesurer.

Il faut veiller à ne pas suivre le contour du poisson mais à prendre une mesure en ligne droite.

GROUPE	MESURE	Abrév.	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Longueur totale	LT	mm	Planche à mesurer ou Ruban à mesurer

1. LONGUEUR

PROCÉDURE DE MESURE

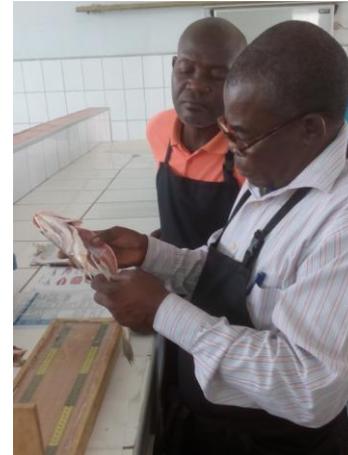
- 1) Placez le poisson sur la planche à mesurer couchée sur le côté droit, museau à gauche. Utilisez un ruban à mesurer si le poisson est plus long que la planche à mesurer.
- 2) Appuyez doucement le museau sur la pièce de la tête.
- 3) Assurer que la bouche est fermée et que le corps et la queue sont redressés le long de la ligne médiane
- 4) Prendre la longueur totale
- 5) Les unités de mesure standard utilisée sont les millimètres (mm).



Le poisson doit être mesuré lorsqu'il est frais et humide. Si le poisson est dans la *rigor mortis* (rigidité après la mort), il faut le fléchir doucement avant de le mesurer.

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (E. aeneus) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

2. POIDS FRAIS (TOTAL)

Poids frais → poids de l'exemplaire avant d'être éviscéré.

Chaque exemplaire sera pesé, indiquant le poids frais en grammes.

ÉQUIPEMENT POUR PESER



Balance électronique

Utilisé dans de bonnes conditions de travail tel un laboratoire sec.

Pas généralement utilisée à la mer.



Dynamomètre:

Souvent utilisé par les observateurs en mer.

Imperméable et couvre une variété de poids et de niveaux de précision.

Pour peser chaque individu, des balances électroniques de précision doivent être utilisées chaque fois que possible.

Les dynamomètres peuvent être utilisés pour les gros individus avec des poids supérieurs à ceux de la balance électronique.

2. POIDS FRAIS (TOTAL)

Poids frais → poids de l'exemplaire avant d'être éviscéré.

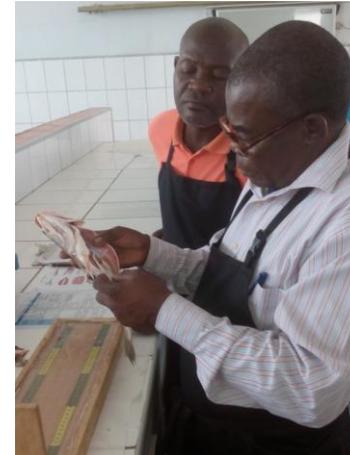
Chaque exemplaire sera pesé, indiquant le poids frais en grammes.

GROUPE	MESURE	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Poids frais	Gramme	Balance électronique ou Dynamomètre



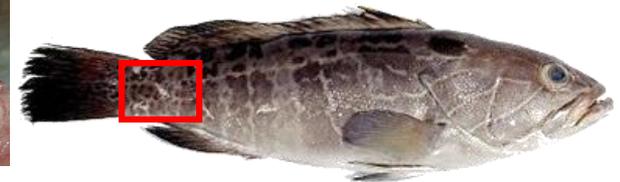
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (*E. aeneus*) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

3. SEXE

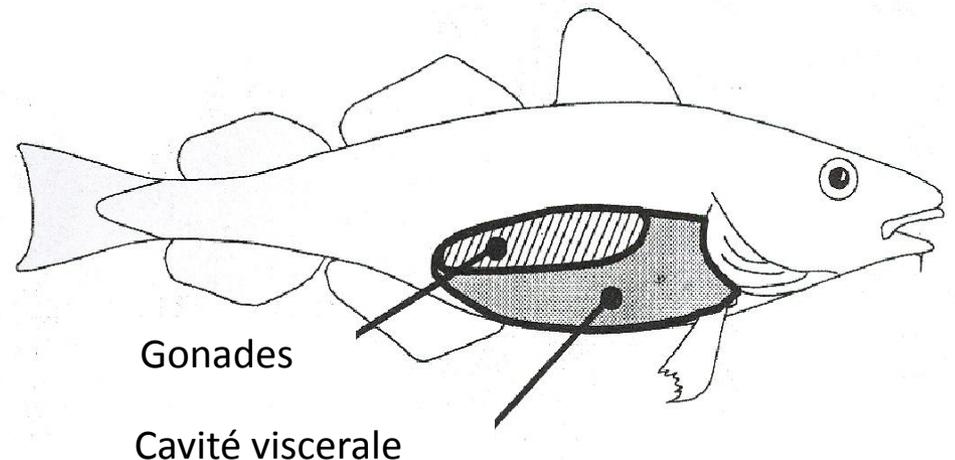
DÉTERMINATION DU SEXE PAR DES CARACTÈRES INTERNES:

Pour les poissons osseux, sans caractères externes permettant de déterminer le sexe, nous allons procéder à la dissection des spécimens pour l'observation des gonades.

Normalement, la cavité viscérale doit être ouverte afin que les gonades (ovaires chez les femelles et testicules chez les mâles) soient exposées.

LES GONADES

- Ils sont des organes pairs
- Ils se trouvent normalement à l'arrière de la cavité viscérale, attachés à la vessie natatoire.
- À mesure que les poissons grandissent, leur taille augmente et occupe un plus grand volume de la cavité viscérale.



3. SEXE

ÉQUIPEMENT



Scissors



Scalpel



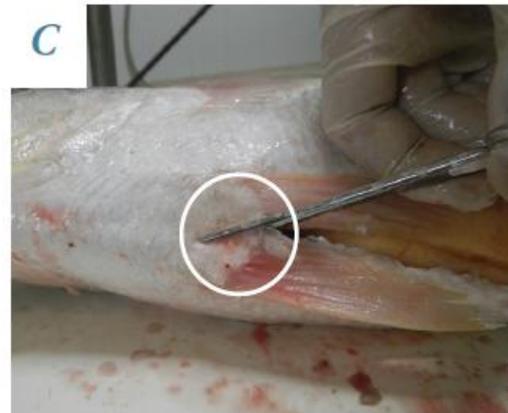
Forceps



3. SEXE

PROCÉDURE:

- 1) L'abdomen est doucement pressé pour voir s'il y a libération de sperme ou d'ovules.
- 2) Ouvrir le poisson de manière ventrale en pratiquant une incision parallèle à la colonne vertébrale, en avant de l'anus. La cavité abdominale est ouverte, à l'aide de ciseaux, au moyen d'une incision longitudinale dans la partie ventrale de l'animal, de l'anus et vers la tête, jusqu'aux nageoires pelviennes.

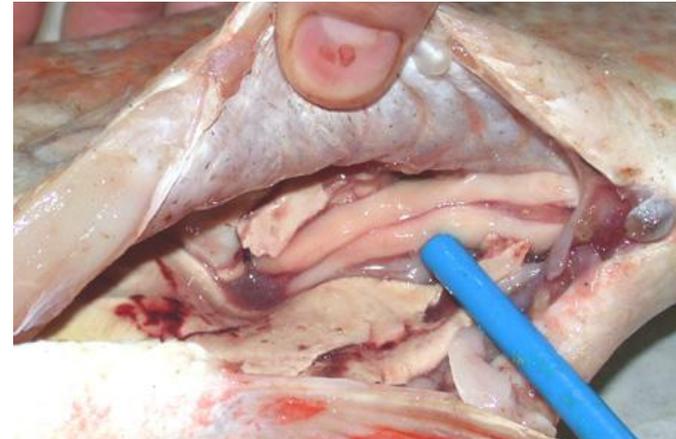


3. SEXE

3) Déplacez l'estomac et les intestins sur le côté.

Les gonades peuvent être situées près de la colonne vertébrale au-dessous des intestins.

Ce sont des organes pairs, qui sont attachés les uns aux autres et à l'anus et attachés à la paroi dorsale du poisson.



3. SEXE**PROCÉDURE:**

4) Déterminez le sexe du poisson d'après le Tableau:

MÂLES (Code 1)	FEMELLES (Code 2)
Les testicules sont plats, blancs et leurs bords ventraux ont souvent une ligne ondulée.	Les ovaires sont tubulaires et granulaires.
Couleur blanc cassé ou grisâtre.	Couleurs roses, rougeâtres ou orange.
Forme aplatie, comme le couteau.	Forme arrondie ou cylindrique, forme de sac.

- La différenciation sexuelle par examen visuel peut être difficile ou impossible chez les petits individus vierges. Dans ce cas, ils sont classés comme indéterminés (code 3).
- Parmi les spécimens ayant passé la phase immature vierge, la distinction entre les sexes peut généralement être faite à l'œil nu (*visu*) en observant les gonades, en suivant la description general.

3. SEXE

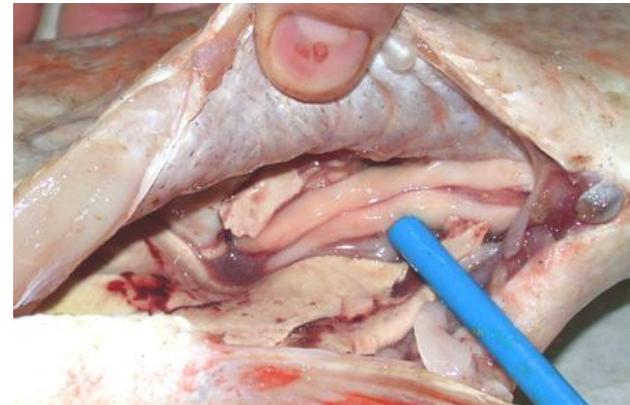
OVAIRES (FEMELLES)	
Forme	Tubulaire
Section	<p>Arrondi ou ovale.</p> <p>Ils contiennent une cavité centrale ou une lumière où les ovocytes (œufs) sont centrés.</p>
Couleur	<p>Il varie de clair, blanchâtre ou rose chez les individus immatures à jaune, orange (selon l'espèce) chez les adultes matures.</p> <p>Les ovaires mis ou retardés acquièrent une couleur rougeâtre car ils sont très vascularisés (avec de nombreux vaisseaux sanguins).</p> <p>Chez les individus qui ne sont pas frais, la couleur peut être grisâtre chez les deux sexes.</p>
Texture	<p>Il varie de très doux à légèrement granuleux chez les jeunes femelles à très granuleux chez les femelles matures.</p> <p>Les œufs sont ceux qui confèrent la texture granuleuse aux femelles en cours de maturation ou de ponte.</p>



3. SEXE

TESTICULES (MÂLES)

Forme	Allongé
Section	Elliptique, même triangulaire.
Couleur	<p>Il varie des blancs chez les jeunes à la crème blanche chez les adultes matures.</p> <p>Chez les individus qui ne sont pas frais, la couleur peut être grisâtre chez les deux sexes.</p>
Texture	<p>La texture des testicules est lisse et elles sont fréquemment lobées chez les adultes matures.</p> <p>Ils n'ont pas la granulation typique des ovaires.</p>



3. SEXE

HERMAPHRODISM

L'hermaphrodisme se manifeste chez certaines espèces cible de Sparidae et Serranidae:

SERRANIDAE

Epinephelus aeneus :

- Plusieurs études ont contribué à faire croire que comme la plupart des espèces de la famille des serranidés, le thiof est une espèce **hermaphrodite protérogyne** (les individus naissent en tant que femmes, puis changent de sexe en mâles).
- Cependant, dans les eaux sénégalaises, cette espèce s'avère fonctionnellement **gonochorique** (c'est-à-dire que les sexes sont séparés. **Limitation sur les tailles**

3. SEXE - HERMAPHRODISM

SPARIDAE

Pagellus bellotii :

- Dans les eaux sénégalaises, est défini comme un **hermaphrodite protogyne**.
- En revanche, le caractère hermaphrodite n'a pas été confirmé en Côte d'Ivoire



a. Testicules



b. Ovaries



c. Gonades hermaphroditiques

Gonades de *Pagellus boragaveo*

3. SEXE - HERMAPHRODISM SPARIDAE

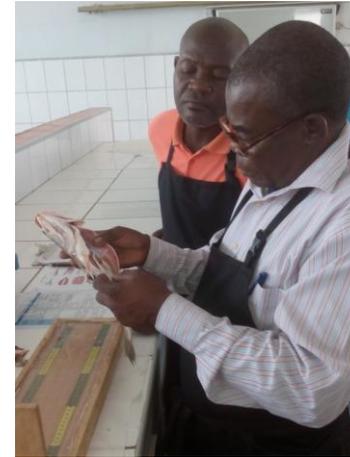
Pagrus caeruleostictus :

Est considéré une espèce :

- **Hermaphrodite rudimentaire** : seuls les très jeunes individus ont des organes des deux sexes, bien qu'ils soient immatures et donc incapables de produire des gamètes. Lorsque l'animal grandit, il développe l'un des deux sexes et le conserve tout au long de sa vie (cotes tunisiennes).
- Cependant Bonnet (1969) ne trouve que **deux individus hermaphrodites** de 35 et 46 cm de longueur sur les côtes de la Mauritanie et du Sénégal et ne peut préciser de quel phénomène il s'agit.
- Toutefois, d'autres auteurs ne relèvent pas d'hermaphrodisme chez *P. caeruleostictus* en Mauritanie (Navarro et al. (1943) et au Ghana Rijavec (1973) et considèrent cette espèce comme **gonochorique**.
- En Egypte, des études récentes suggèrent que *P. caeruleostictus* a un **hermaphrodisme rudimentaire** avec une proportion de **protogynie** ou une extension de **gonochorique secondaire** (Ismail et al. 2018).

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (E. aeneus) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

3. STADE DE MATURITÉ

L'attribution des phases de maturité se fait par l'observation des caractéristiques de la gonade que l'on peut observer à l'œil nu (visus).

Les clés de maturation pour les mâles et les femelles de 5 stades correspondant à **“CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX”**.

MÂLES ET FEMELLES

1- IMMATURE OU AU REPOS

2- EN VOIE DE MATURATION

3- PRESQUE À MATURITÉ

4- GRAVIDES (FEMELLES) OU MATURES (MÂLES)

5- VIDE



3. STADE DE MATURITÉ

- Une fois la cavité viscérale ouverte et les gonades exposées pour la détermination du sexe, l'attribution des phases de maturité est effectuée par l'observation des caractéristiques de la gonade pouvant être observées à l'œil nu (*visu*).
- Le degré de maturation sera déterminé en fonction des critères de la clé à 5 étapes de **l'Annexe 3**.

Les clés de maturation doivent toujours être plastifiées pour leur utilisation en laboratoire.

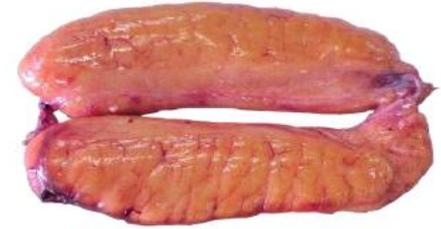
ESTADES	GÉNÉRALITÉS	FEMELLE
1-IMMATURE OU AU REPOS	Gonades petites, fines et transparentes. Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, sexe = 3, indéterminé).	Ovaire petit, ferme et translucide ou rosâtre. Aucun œuf visible à l'œil nu.
2-EN VOIE DE MATURATION	Gonades petites et filamenteuses, avec un peu d'apport de sang visible.	Ovaire plus étendu, environ 1/2 longueur de la cavité corporelle. Ovaire opaque, arrondi, rosâtre ou orange (selon les espèces), présentant une certaine vascularisation. Aucun œuf visible à l'œil nu.
3-PRESQUE À MATURITÉ	Gonade environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle.	Ovaire grand commençant à gonfler la cavité corporelle (2/3). La couleur varie selon les espèces (rouge, rose, orange), montrant la vascularisation. Aspect granulaire, mais pas d'œufs transparents ou translucides visibles.
4-GRAVIDE	Gonades volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale. Irrigation au sang parfaitement visible, abondante et ramifiée.	Ovaire grand (2/3 total). De couleur rose orangée avec des vaisseaux sanguins superficiels bien visibles. Grands œufs transparents, mûrs (translucides) visibles.
5-VIDE	Réduction de la taille des gonades, qui présentent des aspects faibles et vides. Irrigation abondante et capillaires très ramifiés.	Ovaire réduit, flasque, couleur rouge foncé (sangrante) Il contient quelques œufs résiduels et de nombreux petits œufs.



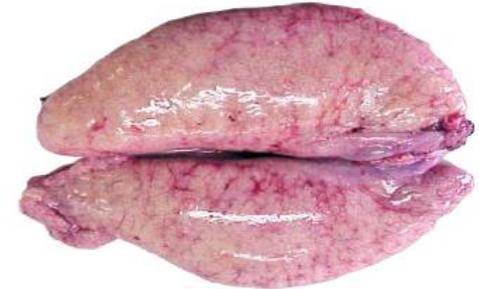
1



2



3



4



5

ESTADES	GÉNÉRALITÉS	MALE
1-IMMATURE OU AU REPOS	<p>Gonades petites, fines et transparentes.</p> <p>Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, sexe = 3, indéterminé).</p>	<p>Les testicules petits, translucides, blanchâtres, se présentent sous la forme de minces bandes situées près de la colonne vertébrale.</p>
2-EN VOIE DE MATURATION	<p>Gonades petites et filamenteuses, avec un peu d'apport de sang visible.</p>	<p>Les testicules s'étendent sur environ la moitié de la cavité corporelle.</p> <p>Testicule blanc, plat, alambiqué, facilement visible à l'œil nu.</p> <p>Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.</p>
3-PRESQUE À MATURITÉ	<p>Gonade environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle.</p>	<p>Testicule large (2/3).</p> <p>Blanchâtre à crémeux et alambiqué.</p> <p>Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.</p>
4-MATURES	<p>Gonades volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale.</p> <p>Irrigation au sang parfaitement visible, abondante et ramifiée.</p>	<p>Testicule large (2/3 total).</p> <p>Couleur blanc opalescent.</p> <p>Gouttes de laitance produites lorsqu'elles sont pressées ou coupées.</p>
5-VIDE	<p>Réduction de la taille des gonades, qui présentent des aspects faibles et vides.</p> <p>Irrigation abondante et capillaires très ramifiés.</p>	<p>Testicules réduits, flasques, de couleur blanche souillé, avec traces de saignement (aspect sanglant).</p>



1



2



3



4



5

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX

SPARIDAE

ESTADE 1: IMMATURE OU AU REPOS

FEMELLES

- ◆ Petits ovaires minces et:
 - transparent (si immature)
 - avec un peu de coloration rose (s'ils sont au repos).
- ◆ Ovocytes (œufs) non visibles à l'œil nu.
- ◆ Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, le sexe 3 = indéterminé).

*Dentex gibbosus*

IMMATURE



REPOS

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX

SPARIDAE

ESTADE 2: EN VOIE DE MATURATION

FEMELLES

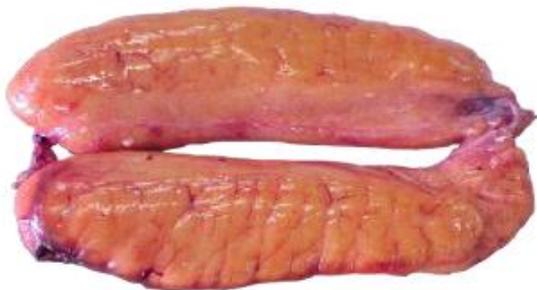
- ◆ Ovaire plus étendu, environ 1/2 longueur de la cavité corporelle.
- ◆ Ovaire opaque, arrondi, rosâtre ou orange (selon les espèces)
- ◆ Ovaire présentant une certaine vascularisation.
- ◆ Aucun œuf visible à l'œil nu.

*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

Stage 2

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ESTADE 3: PRESQUE À MATURITÉ**

- ◆ Ovaire grand commençant à gonfler la cavité (environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle).
- ◆ La couleur varie selon les espèces (rouge, rose, orange), montrant la vascularisation.
- ◆ Aspect granulaire, mais pas d'œufs transparents ou translucides visibles.

FEMELLES*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

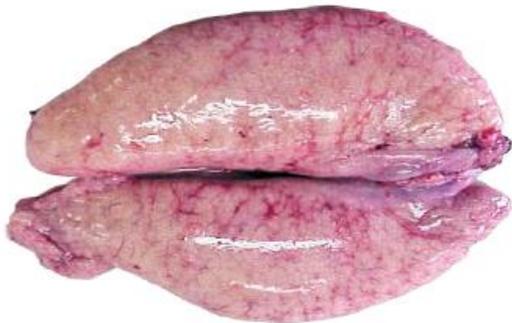
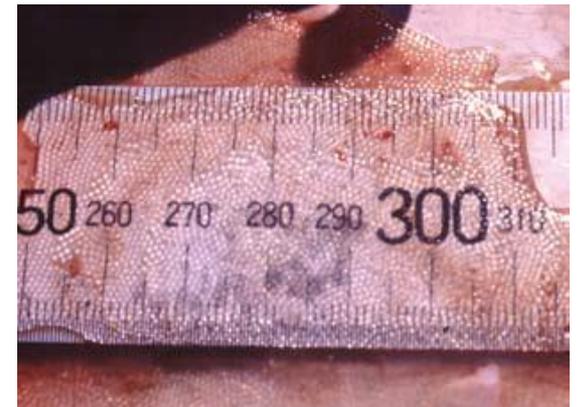
CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX

SPARIDAE

ESTADO 4. GRAVIDES

FEMELLES

- ◆ Ovaire volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale.
- ◆ De couleur rose orangée avec des vaisseaux sanguins superficiels bien visibles.
- ◆ Grands œufs transparents, mûrs (translucides) visibles.

*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

Ovocytes hydratés d'une ovaire en ponte

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ESTADE 5. VIDE****FEMELLES**

- ◆ Réduction de la taille des gonades, qui présentent des aspects faibles et vides.
- ◆ Ovaire réduit, flasque, couleur rouge foncé (sanglante)
- ◆ Il contient quelques œufs résiduels et de nombreux petits œufs.

POSTPOSTE
(VIDE)**5**

REPOS

1*Dentex gibbosus*

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ESTADE 1: IMMATURE OU AU REPOS****MÂLES**

- ◆ Les testicules petits, translucides, blanchâtres, se présentent sous la forme de minces bandes situées près de la colonne vertébrale.
 - transparent (si immature)
 - avec un peu de coloration blanche ou blanche-rose (s'ils sont au repos).
- ◆ Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, le sexe 3 = indéterminé).

*Dentex gibbosus*

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ETADE 2: EN VOIE DE MATURATION**

- ◆ Testicules petites et filamenteuses, avec un peu d'apport de sang visible.
- ◆ Les testicules s'étendent sur environ la moitié de la cavité corporelle.
- ◆ Testicule blanc, plat, alambiqué, facilement visible à l'œil nu.
- ◆ Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.

MÂLES*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ESTADE 3: PRESQUE À MATURITÉ**

- ◆ Testicule large environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle.
- ◆ Blanchâtre à crémeux et alambiqué.
- ◆ Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.

MÂLES*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX**SPARIDAE****ESTADO 4. MATURE**

- ◆ Testicule large volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale
- ◆ Couleur blanc opalescent.
- ◆ Gouttes de laitance produites lorsqu'elles sont pressées ou coupées.

MÂLES*Dentex gibbosus**Pagrus auratus*

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX

SPARIDAE

ESTADE 5. VIDE

- ◆ Réduction de la taille des testicules, qui présentent des aspects faibles et vides.
- ◆ Irrigation abondante et capillaires très ramifiés.
- ◆ Testicules réduits, flasques, de couleur blanche souillé, avec traces de saignement (aspect sanglant).

MÂLES



5

POSTPOSTE
(VIDE)

1

REPOS

Dentex gibbosus

CLÉ DE MATURITÉ POUR
Pagrus caeruleostictus
(5 ESTADES)

Basée en Ismail et al., 2018



ESTADE	FEMELLE	MALE
1 IMMATURE OU AU REPOS	Les ovaires sont des tubes semi-transparents très minces.	Les testicules sont minces, transparents mais plus larges que les ovaires.
2 EN VOIE DE MATURATION	Les ovaires sont des tubes plus larges, semi-transparents, orange pâle orange ou jaunâtre, sans œufs visibles.	Les testicules apparaissent comme des tubes plus minces blancs.
3 PRESQUE À MATURITÉ	Les ovaires sont de plus grande taille et de couleur orange avec des ovocytes visibles sous forme de petits granules.	Les testicules sont plus gros, plus profonds et de couleur blanc crème.
4 PLEIN ET ACTIF	Les ovaires atteignent le diamètre maximum avec des ovocytes plus gros, de couleur orange foncé avec de nombreuses veines et artères.	Les testicules sont très gros et fragiles lorsqu'ils sont manipulés et le sperme peut extruder si le testicule se casse.
5 VIDE	La taille des ovaires est réduite, de couleur rougeâtre et flasque.	Les testicules sont de couleur blanc rosé et de taille réduite.

Pagrus auratus

Gonades de femelle (Stewart et al. 2010).



Gonades de male (Stewart et al. 2010).



Pagrus auratus Gonades de femelle (Mackie et al., 2009)

1. IMMATURE



2. EN VOIE DE MATURATION



3. PRESQUE À MATURITÉ



4. GRAVID



5-VIDE

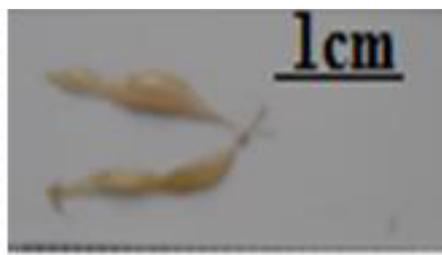


1. AU REPOS



Pagellus bellotii

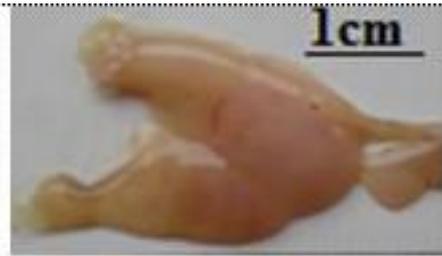
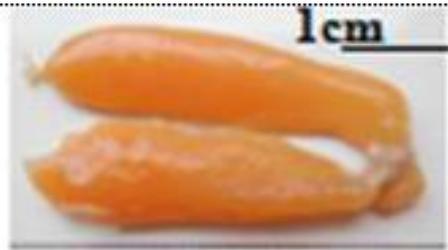
1. IMMATURE OU REPOS



2. EN VOIE DE MATURATION



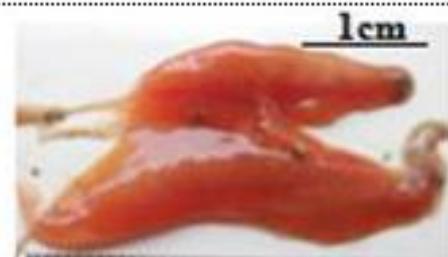
3. PRESQUE À MATURITÉ



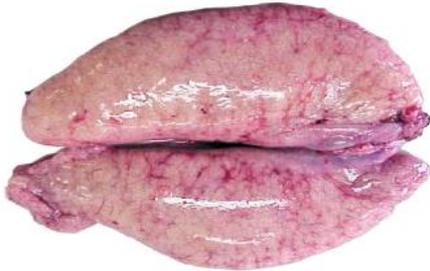
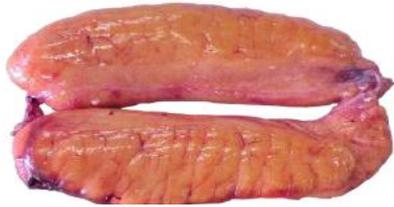
4. GRAVIDES (FEMELLES)
OU MATURES (MÂLES)



5. VIDE



FEMELLES



MÂLES



1. IMMATURE

2. EN VOIE DE MATURATION

3. PRESQUE À MATURITÉ

4. GRAVIDES (FEMELLES)
OU MATURES (MÂLES)

5. VIDE

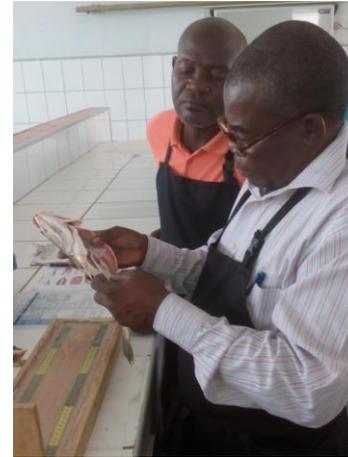
1. REPOS

*Dentex
gibbosus*

(Alves et al. 2011)

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (E. aeneus) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

5. POIDS DE GONAD

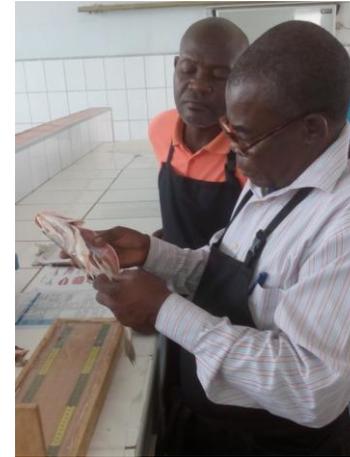
- La gonade (ovaire ou testicule) sera enlevée, en essayant de ne pas la briser.
- Tout tissu restant qui ne correspond pas à la gonade est enlevé.
- La gonade est déposée sur la balance de précision préalablement tarée. Si cela casse, les portions qui composent la gonade entière seront ajoutées.
- Le poids est enregistré dans le formulaire, en grammes et avec un minimum de 1 décimale.



Ovaire du poisson

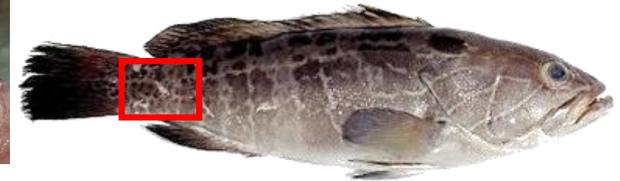
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (E. aeneus) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

5. POIDS ÉVISCÉRÉ

- C'est le poids de l'animal sans les organes internes.
- Le même instrument que celui utilisé pour le poids vif (balance de précision ou dynamomètre) sera utilisé.
- Indiquer le poids en grammes (avec une décimale, s'il s'agit d'une balance de précision) et en le notant sous les formulaires correspondantes.



Poids vif

Extraction des
vísceres



Poids éviscéré

ECHANTILLONS BIOLOGIQUES DE POISSON

DEMERSAL- SPARIDAE ET SERRANIDAE

TABLEAU SYNOPTIQUE DES DONNÉES À PRENDRE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

PARAMETRE	PARAMETRE	OBSERVATION
Longueur	Longueur total (LT) en mm.	Instrument de mesure: Ictiomètre.
Poids frais(total)	En grammes Avec une décimale, si pesé avec des balance de précision.	Poids de l'individu entier. Avec balance de précision ou dynamomètre
Sexe	1: Mâle 2: Femelle 3: Indeterminé	Dissection des spécimens pour l'observation des gonades- L'hermaphrodisme se manifeste chez certaines espèces
Estade de maturation	Pour les mâles et les femelles, selon la «clé de la maturation générale du poisson» de 5 stades.	Portez toujours les clés de maturation.
Poids de la gonade	En grammes, avec au moins 1 décimale.	Avec balance de précision.
Pois evisceré	En grammes, avec une décimale. Avec une décimale, si pesé avec balance de précision.	Poids de l'animal, sans organes internes. Avec balance de précision ou dynamomètre.

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (*E. aeneus*) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

RECUEIL DES ÉCHANTILLONS- PARASITES

OBJECTIFS:

Les parasites sont utilisés comme marqueurs pour les **études sur l'identité des stocks**.

Le principe de base de l'utilisation de parasites comme marqueurs est que les poissons peuvent être infectés par un parasite particulier que s'ils se trouvent dans la zone d'endémie de ce parasite, la zone d'endémie étant la région géographique dans laquelle la transmission du parasite peut avoir lieu.

Si des poissons infectés se trouvent en dehors de la zone d'endémie, nous pouvons en déduire que ces poissons se trouvaient dans cette zone à un moment donné de son histoire.

RECUEIL DES ÉCHANTILLONS- PARASITES

PROCÉDURE D'ÉCHANTILLONNAGE:

1) Pour les parasites externes (ectoparasites) : isopodes, copépodes et monogènes.

- Examinez le poisson.
- Retirer les arceaux branchiaux et les examinés sous un microscope de dissection, si possible.

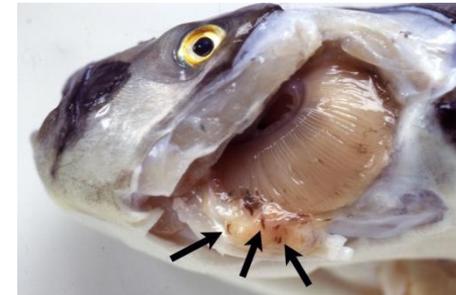
Si trouvé, stockez-les dans l'alcool à 96° dans les tubes 5 ml, bien étiqueté.



Isopoda



Copepoda



Monogéans

2) Pour les parasites internes (endoparasites) : nématodes larvaires et adultes

Regardez avec attention la cavité interne et la surface des organes internes (gonades, estomac, intestins, etc.) pour détecter les nématodes (ex: Anisakis spp.) pendant une durée standard de **3 minutes** d'observation.

Utilisez les critères suivants pour enregistrer le niveau d'infection dans les formulaires d'échantillonnage biologique (Annexe 9) et pour prélever des échantillons de parasites pour chaque poisson:

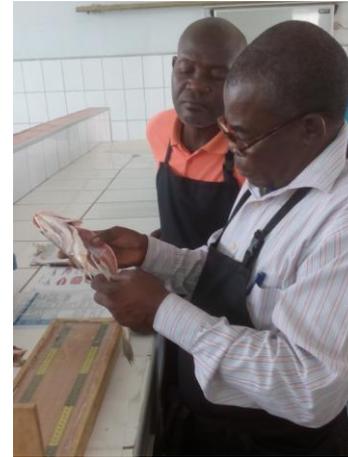
NIVEAU D'INFECTION	Nombre de parasites vus en 3 minutes	Nombre de parasites à stocker
0 (No infection)	0	0
1 (Infection faible)	< 20	all
2 (Infection moyenne)	20-50	20
3 (Infection élevée)	>50	20



- S'il y en a, prendre les nématodes trouvés en 3 minute et stockez-les dans l'alcool à 96°.
- Utilisez des tubes de 5 ml avec des bouchons, y compris jusqu'à 20 vers par tube.
- Étiquetez chaque tube des nématodes collectés avec le code et stockez-les.

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (*E. aeneus*) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

RECUEIL DES ÉCHANTILLONS- OTOLITHES

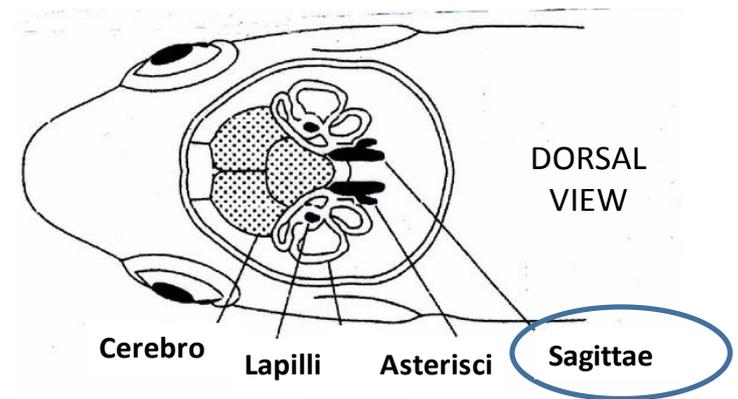
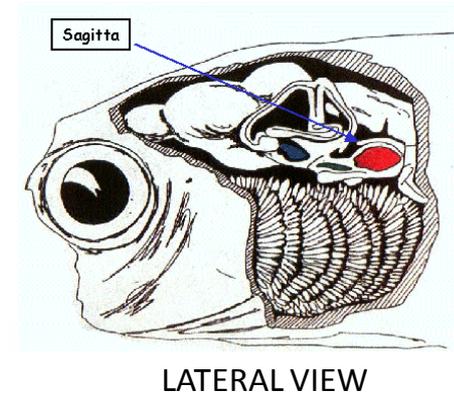
Les otolithes sont des paires de structures osseuses de carbonate de calcium qui agissent comme un mécanisme d'équilibre.

Ils sont situés dans le crâne, plus précisément dans le saccule de l'oreille interne, sous le cerveau et derrière les yeux.

Les otolithes sagittaux (les plus gros) sont celui utilisés pour déterminer l'âge de la plupart des poissons.

OBJECTIFS:

En plus de déterminer l'âge des individus, les otolithes peuvent être utilisés pour les études **d'identité des stocks** → leur forme peut varier en fonction de la provenance de l'individu (différences dues aux différents habitats et caractéristiques océanographiques).



PROCÉDURE DE COLLECTE DES OTOLITHES:

- 1) Tenez le poisson à la verticale, posez fermement le ventre sur l'ichthyomètre et coupez, avec une coupe horizontale ou verticale, en fonction principalement de la taille du poisson:
 - Coupe horizontale, en gros poissons. Du haut de l'œil en arrière (vers le tronc de l'animal).
 - Coupe verticale. Chez les petits poissons. Couper derrière les yeux et près du bord du préopercule.
- 2) Soulevez le poisson et penchez la tête vers le bas pour ouvrir la coupe et révéler le cerveau.
- 3) Les otolithes sont situés légèrement derrière et sous le cerveau et sont nichés dans des cavités séparées, une de chaque côté de la ligne médiane.
- 4) Avant de localiser les otolithes, il peut être nécessaire de couper avec soin les os/cartilages.
- 5) Le sondage doux à la pince réussit souvent à localiser les otolithes invisibles, car ils sont durs et denses et offrent une "sensation" différente du tissu des os/cartilages.

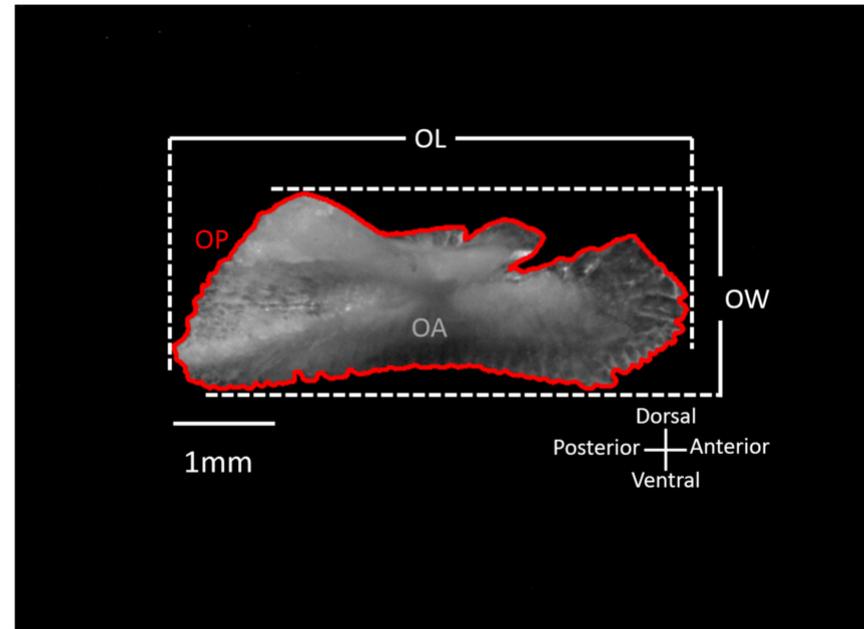


- 6) Enlever soigneusement la paire d'otolithes en utilisant la pince. Les otolithes sont fragiles et se briseront s'ils sont manipulés rudement.
- 7) Essuyez soigneusement la 'gelée' des otolithes. Si un tissu adhère à l'otolithe, nettoyez en l'essuyant doucement sur une partie propre de votre gant située sur le dos de votre main. Séchez-les soigneusement, en les mettant sur du papier buvard (ou une serviette en papier), puis placez les deux otolithes dans le tube étiqueté.
- 8) Stockez les tubes dans des boîtes et les envoyer à IEO (Cádiz) pour l'analyse de la forme des otolithes.



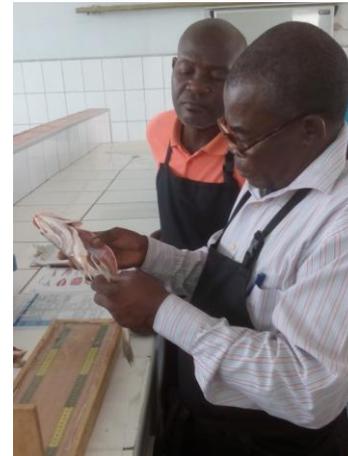
6) Pour l'analyse de la forme des otolithes (IEO):

- L'une des deux otolithes (droite ou gauche) sera toujours utilisée pour l'analyse.
 - L'otolithe sera placé sur un fond noir pour une capture d'image et une numérisation.
 - Un logiciel d'image (OTOLAB ou ImageJ) sera utilisé pour prendre des mesures: superficie, périmètre, longueur, largeur, circularité, etc.
-
- Différents indices de forme seront utilisés:
 - Circularité
 - Ratio entre le périmètre et la surface des otolithes
 - Ratio entre la longueur et la largeur de l'otolithe.



RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



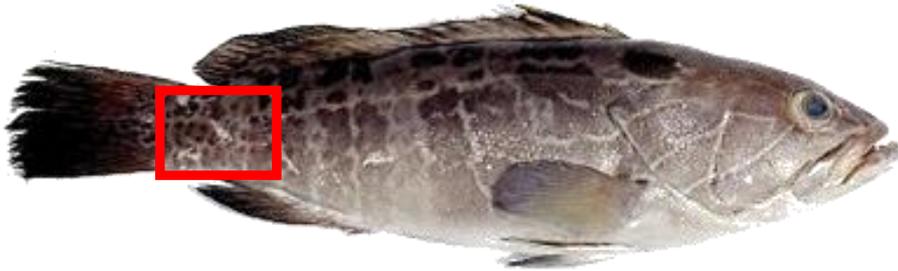
RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (*E. aeneus*) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

RECUEIL DES ÉCHANTILLONS POUR LA GENETIQUE



CHAQUE 6 MOIS!!!

MAURITANIA
SENEGAL

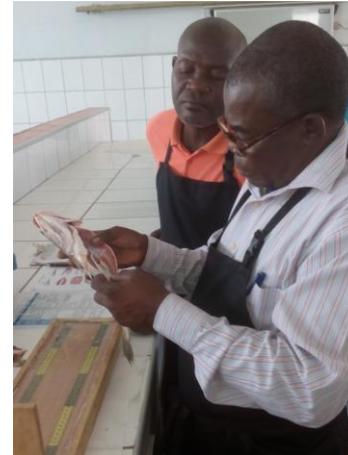
Epinephelus aeneus

1. Coupez avec des instruments chirurgicaux un échantillon de muscle de 1 cm³ de chaque individu dans la zone **rouge** (côté droit du poisson).
2. Placez le tissu dans le tube étiqueté par ID avec 96% d'éthanol. Remplir le tube avec l'éthanol. Assurez-vous que le volume de tissu ne dépasse pas 20% du volume de liquide et fermez bien le capuchon.
4. Conservez le tube contenant le tissu à -20°C. Si ce n'est pas possible, assurez-vous que la température ne dépasse pas 4°C.
5. 4-5 jours après le prélèvement, retirez soigneusement l'éthanol du microtube et le remplacez par du nouvel éthanol.
6. Les échantillons doivent être envoyés pour analyse à l'IEO (Vigo)

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE (*E. aeneus*) → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

CHAQUE 6 MOIS!!!

- 1) Les exemplaires frais doivent être placés sur des fonds contrastant avec la couleur de l'exemplaire. Le spécimen doit être placé sur le côté droit et photographié en position latérale horizontale gauche.
- 2) Placez une règle, une autre échelle de mesure et le code de l'exemplaire. La séquence d'images numériques (le fichier) doit être codifiée de la même manière.
- 3) Placez les poissons en ligne droite sur le côté droit. La bouche doit être légèrement ouverte. L'opercule doit être complètement fermé. Les nageoires appariées doivent être pliées contre le corps et les nageoires non appariées doivent être entièrement érigées et écartées et peuvent être fixées à l'aide de punaises à dissection. La forme du corps doit être visible, et les points de référence doivent apparaître sur les images.
- 4) Prenez une photo à l'aide de l'appareil de photo numérique placé dans à trépied horizontal, si possible et avec un éclairage approprié, à la fois naturel et artificiel. Evitez les ombres et les reflets. Evitez les mouvements.

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

CHAQUE 6 MOIS!!!

- 5) Pour passer les images de la caméra vers l'ordinateur, le format de fichier RAW ou TIFF est recommandé. Si les photos sont prises avec des téléphones portables, le format de fichier sera JPG. La résolution minimale de la caméra doit être de 5 MP et 2560 x 1920.
- 6) Les codes des individus échantillonnés devraient être ajoutés aux formulaires de biologie et d'échantillonnage.
- 7) Les images (avec les mêmes codes) doivent être envoyées à IEO, où l'analyse de la morphométrie sera effectuée à l'aide d'un logiciel de traitement de l'image (tel que OTOLAB ou ImageJ).
- 8) Certains essais des images seront réalisés au cours des premiers mois d'échantillonnage, afin de garantir leur qualité au cours des mois d'échantillonnage correspondants.

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

Les espèces cibles de Sparidae et Serranidae ont été organisées en :

+ Groupe 1- Poisson avec 1 nageoire dorsal.

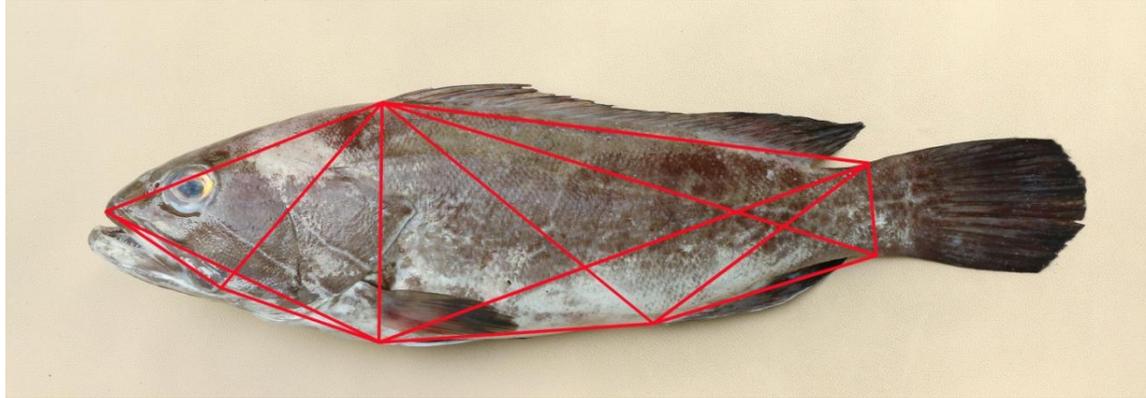
E. aeneus

P. caeruleostictus

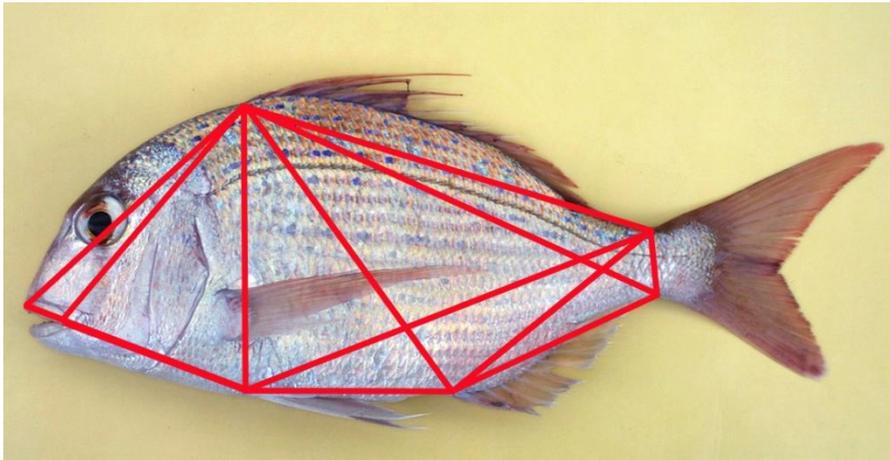
P. bellottii

- 11-12 points de référence (landmarks).
- 14 distances.

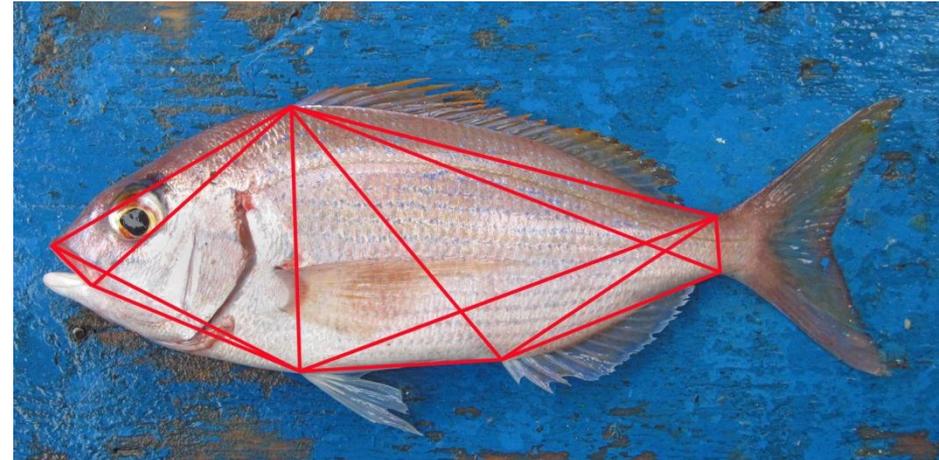
✚ Groupe 1- Poisson avec 1 nageoire dorsal:



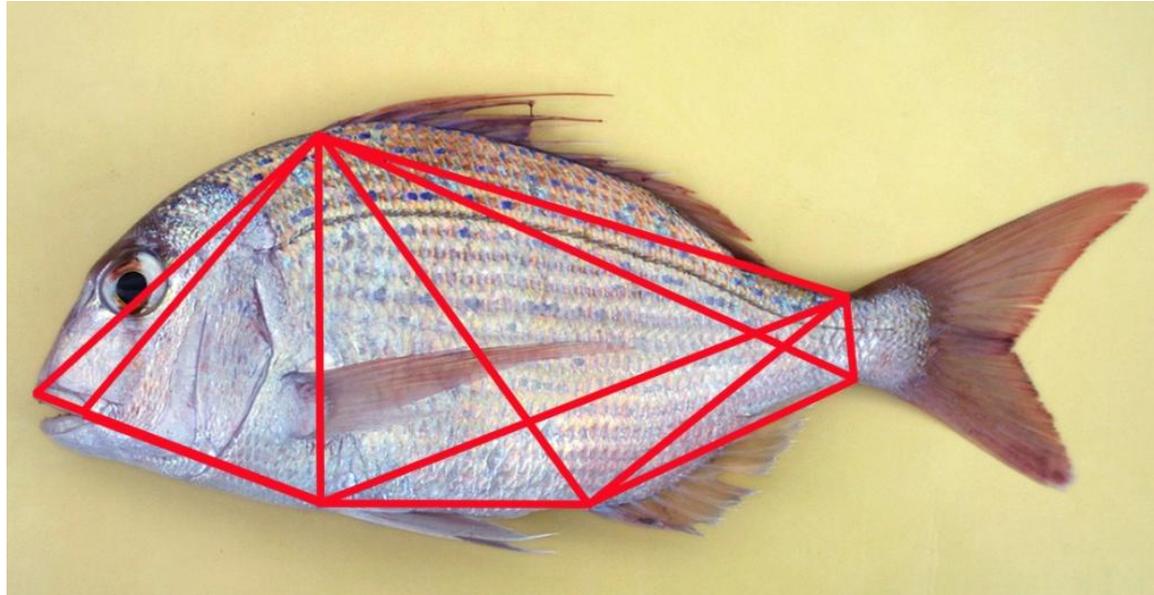
Epinephelus aeneus (GPW)



Pagrus caeruleostrictus (BSC)



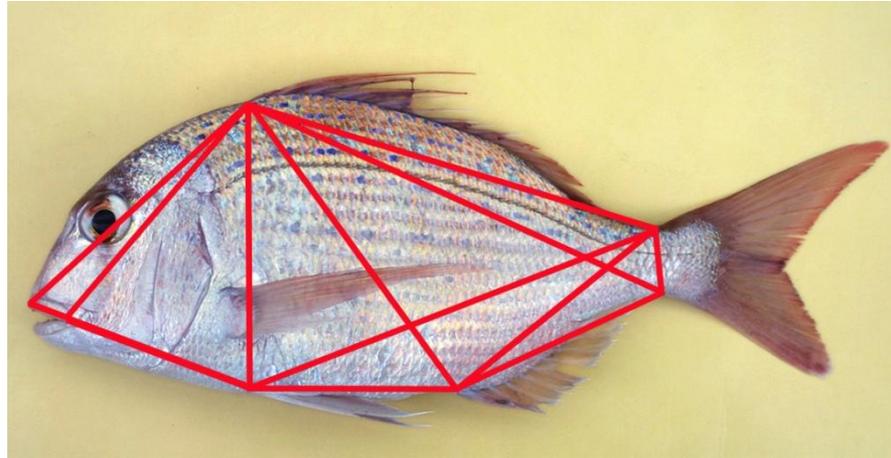
Pagellus bellotti (PAR)



11-12 POINTS DE REFERENCE (LANDMARKS) :

- 1) Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure
- 2) Pointe postérieure de la mâchoire supérieure
- 3) Insertion antérieure de la nageoire dorsale
- 4) Insertion postérieure de la nageoire dorsale
- 5) Insertion du 1er rayon caudal dorsal
- 6) Insertion du 1er rayon caudal ventral
- 7) Insertion postérieure de la nageoire anale
- 8) Insertion antérieure de la nageoire anale
- 9) Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
- 10) Insertion dorsale de la nageoire pectorale (à confirmer)
- 11) Origine de la nageoire dorsale molle (à confirmer).
- 12) L'aspect le plus postérieur du neurocrâne (début de la nuque écaillée). Dans *E. aeneus* (à confirmer).

14 DISTANCES



- D01. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale
- D02. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
- D03. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Fin de la bouche
- D04. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale
- D05. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
-
- D06. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
- D08. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale
- D10. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale
-
- D14. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion dorsale de la nageoire caudale
- D15. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion ventrale de la nageoire caudale
-
- D16. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal- Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral

ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES SEMESTRIEL

Jour 1-2:

Pour chaque exemplaire:

1. Photos de l'exemplaire*
2. Parasites externes (surface du corps)* (PAR Ext)
3. Longueur (LT)
4. Poids frais (total) (PT)
5. Sexe
6. Maturité (MAT)
7. Poids de la gonade (P gonad)
8. Parasites internes* (PAR Int)
9. Poids éviscéré (P Evis.)
10. Parasites externes (branchies)* (PAR Ext branch)
11. Échantillon pour la génétique* (GEN)
12. Collecte et stockage des otolithes* (OTO)

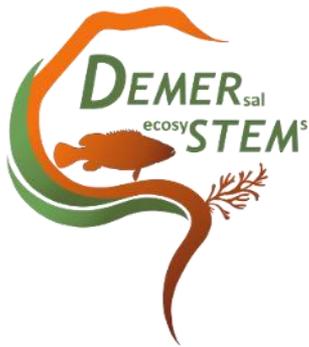
* S'ASSURER QU'ILS
SONT ÉTIQUETÉS
AVEC LES MÊMES ET
CORRECTS CODES

Jour 4-5:

Retirez soigneusement l'éthanol des microtubes contenant les échantillons génétiques et les remplacez par du nouvel éthanol.

FIN DE LA SESSION 5

END OF SESSION 5



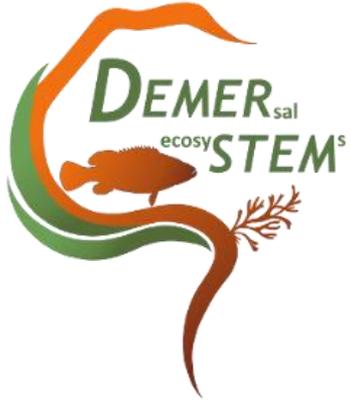
6ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES



PROTOCOLOS D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES

A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIDAE

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE



Pseudotolithus elongatus

GUINEA-BISSAU

GUINÉE



Pseudotolithus senegalensis

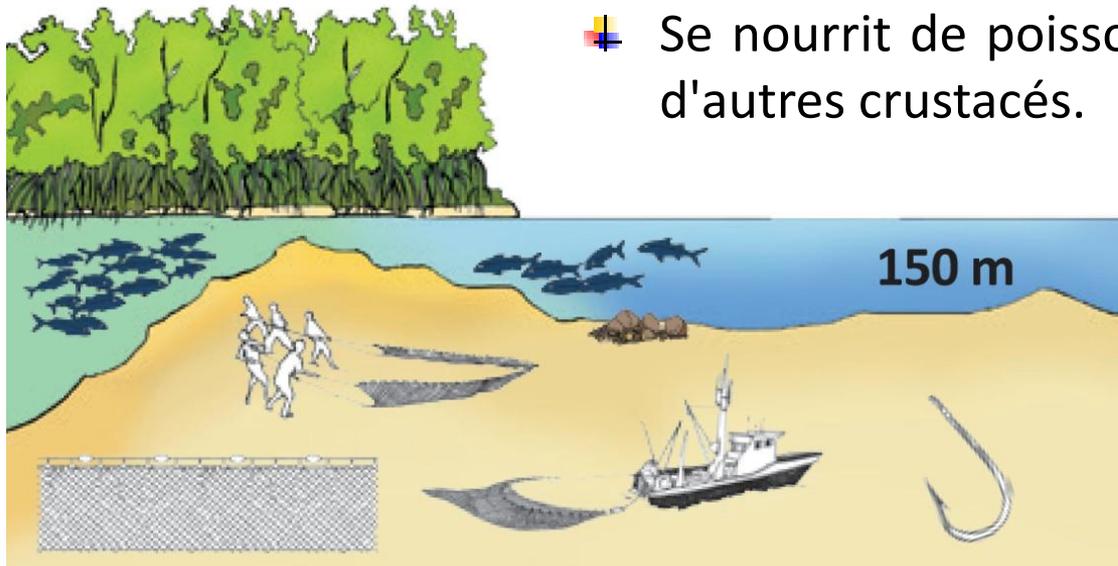
CÔTE D'IVOIRE

GHANA

Pseudotolithus elongatus

- ✚ Habitat: Marin; eau douce; saumâtre démersal.
- ✚ Trouvé dans les eaux côtières sur le fond de boue, très proche de la côte.
- ✚ Pénètre également dans les estuaires et les lagunes côtières, où a lieu la reproduction.
- ✚ Se déplace plus au large jusqu'à environ 100 m pour le frai pendant la saison des pluies.

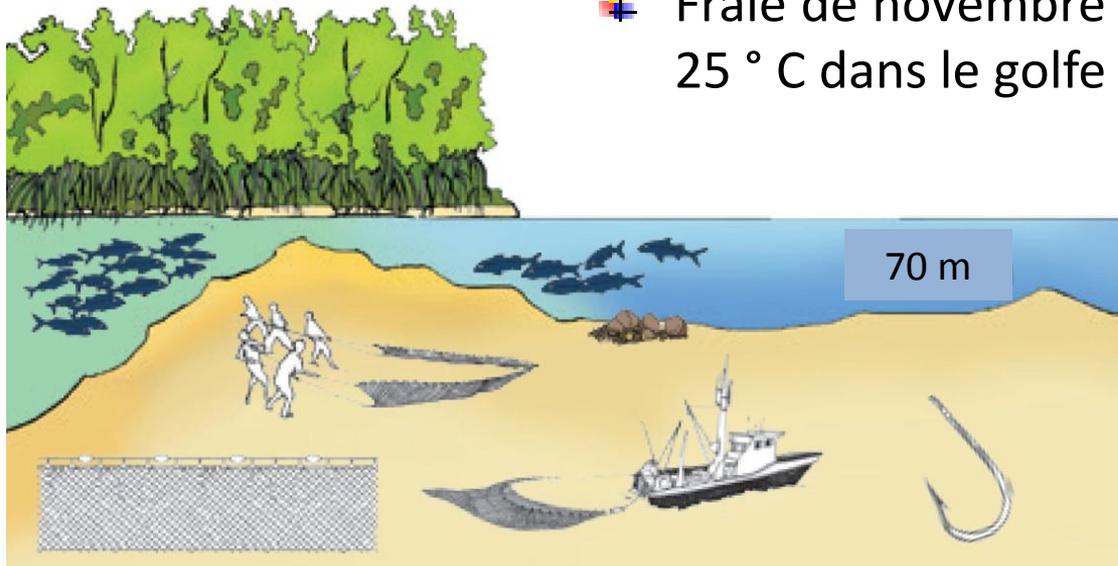
- ✚ Se nourrit de poissons (juvéniles), de crevettes et d'autres crustacés.



Pseudotolithus elongatus

Pseudotolithus elongatus

- ✚ Habitat marin démersal; Profondeur 0 - 70 m
- ✚ Trouvé dans les eaux côtières sur des fonds boueux, sablonneux ou rocheux.
- ✚ Petits individus trouvés dans les eaux peu profondes, mais entrant rarement dans les estuaires.
- ✚ Se nourrit de de poissons, de crevettes et de crabes.
- ✚ Fraie de novembre à mars dans les eaux de 22 à 25 ° C dans le golfe de Guinée.



Pseudotolithus senegalensis

ÉCHANTILLONNAGE: NUMÉRO POUR CLASSE DE TAILLE

<i>P. elongatus</i> (PSE)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (T)
<14	10	30
14-17	10	30
18-21	10	30
22-25	10	30
26-29	10	30
30-33	10	30
>33	10	30
TOTAL	70	210

7 classes
4 cm/class

GUINEA-BISSAU
GUINEA

<i>P. senegalensis</i> (PSS)		
cm LT	No. Ind (M)	No. Ind (T)
<15	10	30
15-19	10	30
20-24	10	30
25-29	10	30
30-34	10	30
35-39	10	30
>39	10	30
TOTAL	70	210

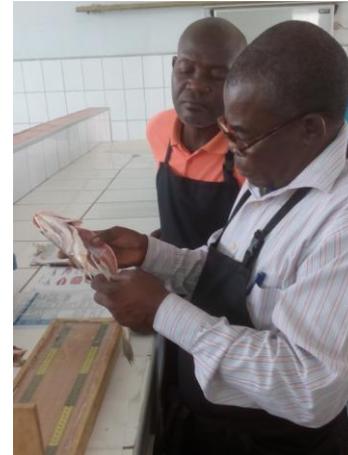
7 classes
5 cm/class

CÔTE D'IVOIRE
GHANA

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



1. LONGUEUR

MESURE: LONGUEUR TOTALE (LT)- mm

Longueur totale → extrémité du museau ou de la mâchoire, la plus antérieure, à l'extrémité de la queue en ligne droite)

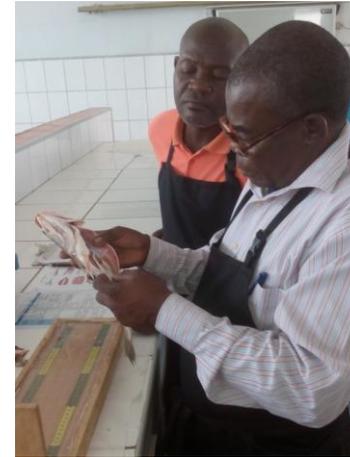


GROUPE	MESURE	Abrèv.	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Longueur totale	LT	mm	Planche à mesurer ou Ruban à mesurer

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

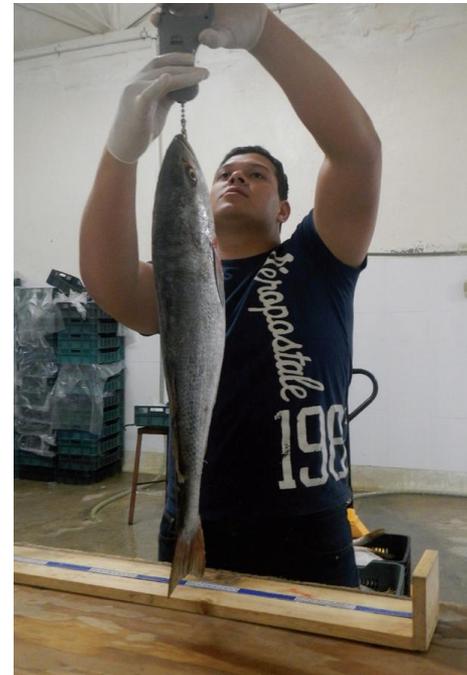


2. POIDS FRAIS (TOTAL)

Poids frais → poids de l'exemplaire avant d'être éviscéré.

Chaque exemplaire sera pesé, indiquant le poids frais en grammes.

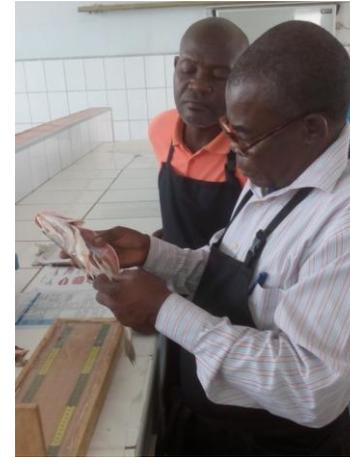
GROUPE	MESURE	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Poids frais	Gramme	Balance électronique ou Dynamomètre



B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

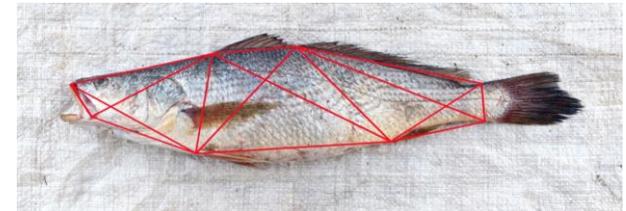
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



3. SEXE

PROCÉDURE:

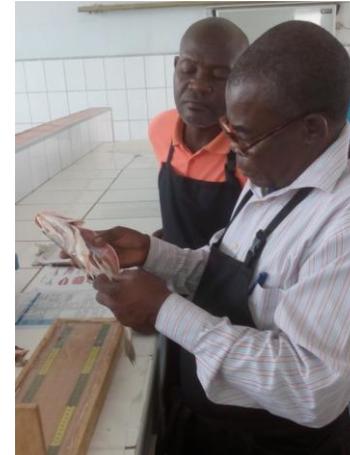
- 1) Ouvrir le poisson de manière ventrale en pratiquant une incision parallèle à la colonne vertébrale, en avant de l'anus.
- 2) Déplacez l'estomac et les intestins sur le côté.
- 3) Les gonades peuvent être situées près de la colonne vertébrale au-dessous des intestins.
- 4) Déterminez le sexe du poisson d'après le Tableau:

MÂLES (Code 1)	FEMELLES (Code 2)
Les testicules sont plats, blancs et leurs bords ventraux ont souvent une ligne ondulée.	Les ovaires sont tubulaires et granulaires.
Couleur blanc cassé ou grisâtre.	Couleurs roses, rougeâtres ou orange.
Forme aplatie, comme le couteau.	Forme arrondie ou cylindrique, forme de sac.

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

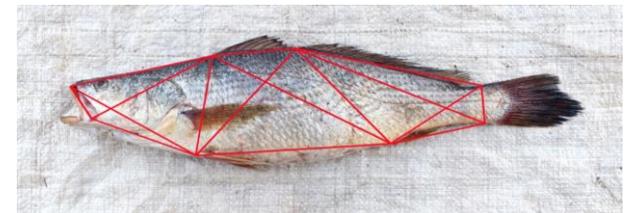
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



3. STADE DE MATURITÉ

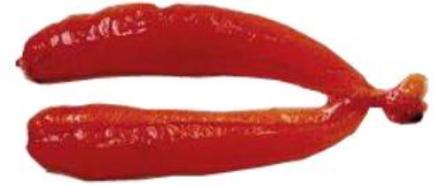
- Une fois la cavité viscérale ouverte et les gonades exposées pour la détermination du sexe, l'attribution des phases de maturité est effectuée par l'observation des caractéristiques de la gonade pouvant être observées à l'œil nu (*visu*).
- Le degré de maturation sera déterminé en fonction des critères de la clé à 5 étapes de **l'Annexe 3**.

Les clés de maturation doivent toujours être plastifiées pour leur utilisation en laboratoire.

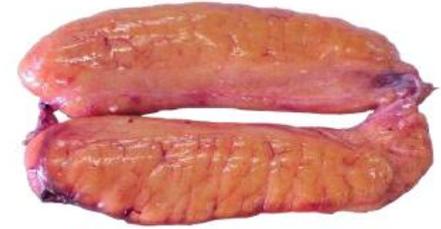
ESTADES	GÉNÉRALITÉS	FEMELLE
1-IMMATURE OU AU REPOS	Gonades petites, fines et transparentes. Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, sexe = 3, indéterminé).	Ovaire petit, ferme et translucide ou rosâtre. Aucun œuf visible à l'œil nu.
2-EN VOIE DE MATURATION	Gonades petites et filamenteuses, avec un peu d'apport de sang visible.	Ovaire plus étendu, environ 1/2 longueur de la cavité corporelle. Ovaire opaque, arrondi, rosâtre ou orange (selon les espèces), présentant une certaine vascularisation. Aucun œuf visible à l'œil nu.
3-PRESQUE À MATURITÉ	Gonade environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle.	Ovaire grand commençant à gonfler la cavité corporelle (2/3). La couleur varie selon les espèces (rouge, rose, orange), montrant la vascularisation. Aspect granulaire, mais pas d'œufs transparents ou translucides visibles.
4-GRAVIDE	Gonades volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale. Irrigation au sang parfaitement visible, abondante et ramifiée.	Ovaire grand (2/3 total). De couleur rose orangée avec des vaisseaux sanguins superficiels bien visibles. Grands œufs transparents, mûrs (translucides) visibles.
5-VIDE	Réduction de la taille des gonades, qui présentent des aspects faibles et vides. Irrigation abondante et capillaires très ramifiés.	Ovaire réduit, flasque, couleur rouge foncé (sangrante) Il contient quelques œufs résiduels et de nombreux petits œufs.



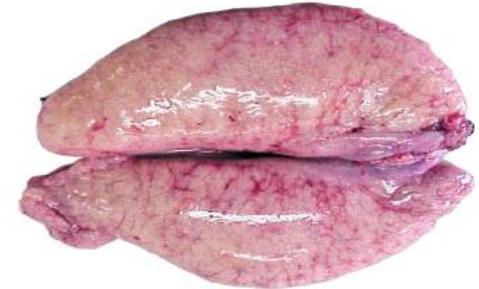
1



2



3



4



5

ESTADES	GÉNÉRALITÉS	MALE
1-IMMATURE OU AU REPOS	Gonades petites, fines et transparentes. Chez les individus vierges, il est difficile de distinguer le sexe (dans ces cas, sexe = 3, indéterminé).	Les testicules petits, translucides, blanchâtres, se présentent sous la forme de minces bandes situées près de la colonne vertébrale.
2-EN VOIE DE MATURATION	Gonades petites et filamenteuses, avec un peu d'apport de sang visible.	Les testicules s'étendent sur environ la moitié de la cavité corporelle. Testicule blanc, plat, alambiqué, facilement visible à l'œil nu. Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.
3-PRESQUE À MATURITÉ	Gonade environ 2/3 de la longueur de la cavité corporelle.	Testicule large (2/3). Blanchâtre à crémeux et alambiqué. Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.
4-MATURES	Gonades volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale. Irrigation au sang parfaitement visible, abondante et ramifiée.	Testicule large (2/3 total). Couleur blanc opalescent. Gouttes de laitance produites lorsqu'elles sont pressées ou coupées.
5-VIDE	Réduction de la taille des gonades, qui présentent des aspects faibles et vides. Irrigation abondante et capillaires très ramifiés.	Testicules réduits, flasques, de couleur blanche souillé, avec traces de saignement (aspect sanglant).



1



2



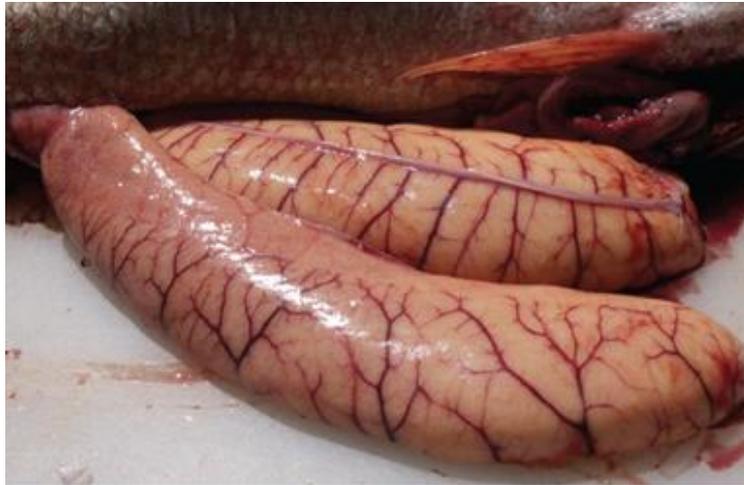
3



4



5



FEMELLE- ESTADE 3



MÂLE- ESTADE 5



FEMELLE- ESTADE 4



FEMELLE- ESTADE 5



MÂLE- ESTADE 4

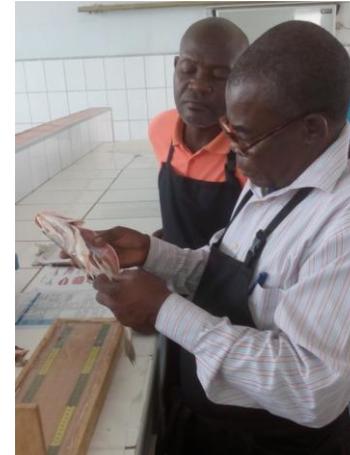


MÂLE- ESTADE 3

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



5. POIDS DE GONAD

- La gonade (ovaire ou testicule) sera enlevée, en essayant de ne pas la briser.
- Tout tissu restant qui ne correspond pas à la gonade est enlevé.
- La gonade est déposée sur la balance de précision préalablement tarée. Si cela casse, les portions qui composent la gonade entière seront ajoutées.
- Le poids est enregistré dans le formulaire, en grammes et avec un minimum de 1 décimale.

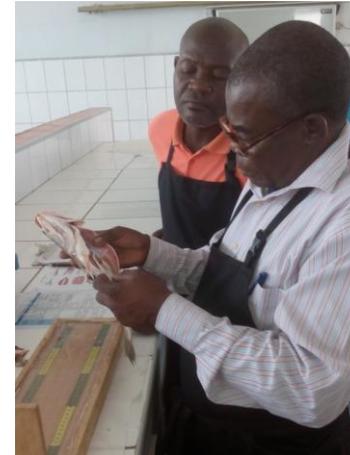


Ovaire du poisson

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

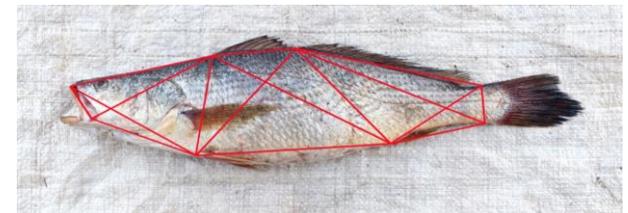
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



5. POIDS ÉVISCÉRÉ

- C'est le poids de l'animal sans les organes internes.
- Le même instrument que celui utilisé pour le poids vif (balance de précision ou dynamomètre) sera utilisé.
- Indiquer le poids en grammes (avec une décimale, s'il s'agit d'une balance de précision) et en le notant sous les formulaires correspondantes.



Poids vif

Extraction des
vísceres



Poids éviscéré

ECHANTILLONS BIOLOGIQUES DE POISSON

DEMERSAL- SCIANIDAE

TABLEAU SYNOPTIQUE DES DONNÉES À PRENDRE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

PARAMETRE	PARAMETRE	OBSERVATION
Longueur	Longueur total (LT) en mm.	Instrument de mesure: Ictiomètre.
Poids frais(total)	En grammes Avec une décimale, si pesé avec des balance de précision.	Poids de l'individu entier. Avec balance de précision ou dynamomètre
Sexe	1: Mâle 2: Femelle 3: Indeterminé	Dissection des spécimens pour l'observation des gonades
Estade de maturation	Pour les mâles et les femelles, selon la «clé de la maturation générale du poisson» de 5 stades.	Portez toujours les clés de maturation.
Poids de la gonade	En grammes, avec au moins 1 décimale.	Avec balance de précision.
Pois evisceré	En grammes, avec une décimale. Avec une décimale, si pesé avec balance de précision.	Poids de l'animal, sans organes internes. Avec balance de précision ou dynamomètre.

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

■ PARASITES

■ OTOLITHES

■ IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS- PARASITES

PROCÉDURE D'ÉCHANTILLONNAGE:

1) Pour les parasites externes (ectoparasites) : isopodes, copépodes et monogènes.

- Examinez le poisson.
- Retirer les arceaux branchiaux et les examinés pendant une durée standard de 3 minutes d'observation.

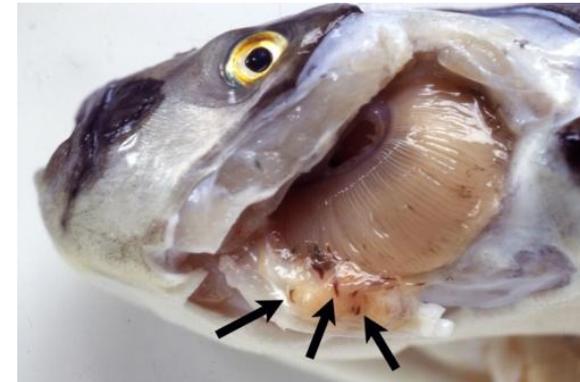
Si trouvé, stockez-les dans l'alcool à 95° dans es tubes 5 ml bien codifié et étiqueté.



Isopoda



Copepoda



Monogeanans

2) Pour les parasites internes (endoparasites) : nématodes larvaires et adultes

Regardez avec attention la cavité interne et la surface des organes internes (gonades, estomac, intestins, etc.) pour détecter les nématodes (ex: Anisakis spp.) pendant une durée standard de **3 minutes** d'observation.

NIVEAU D'INFECTION	Nombre de parasites vus en 3 minutes	Nombre de parasites à stocker
0 (No infection)	0	0
1 (Infection faible)	< 20	all
2 (Infection moyenne)	20-50	20
3 (Infection élevée)	>50	20

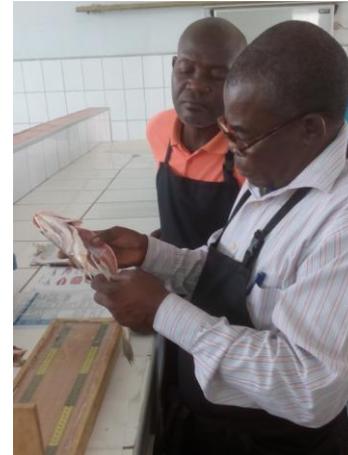


- S'il y en a, prendre les nématodes trouvés en 3 minutes et stockez-les dans les tubes 5 ml avec des bouchons et dans l'alcool à 96°.
- Collectez jusqu'à 20 vers par tube.
- Étiquetez chaque tube des nématodes collectés avec le code et stockez-les.

B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

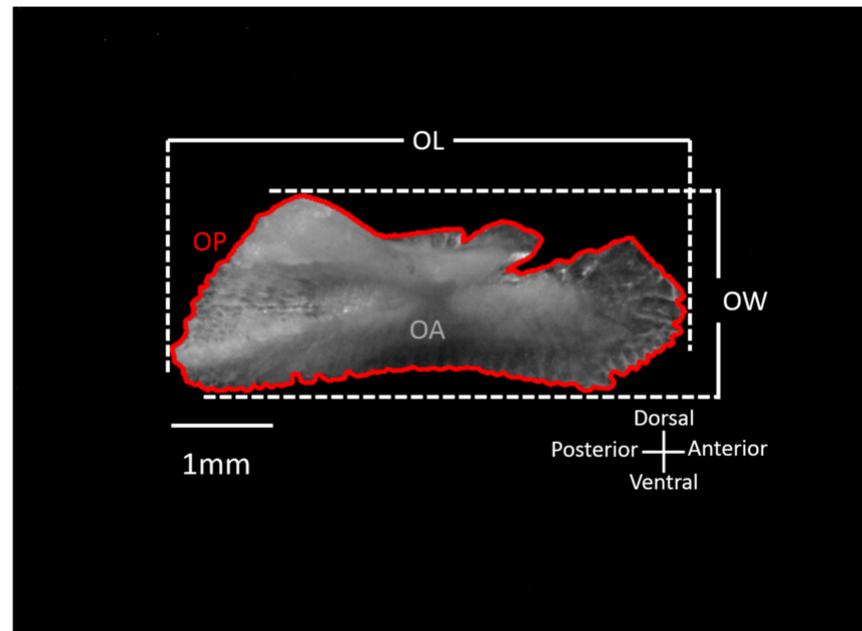
- PARASITES
- OTOLITHES



- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

Pour l'analyse de la forme des otolithes (IEO):

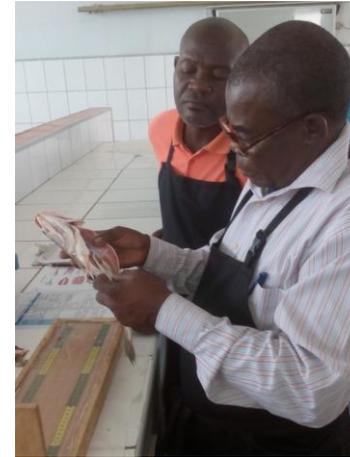
- L'une des deux otolithes (droite ou gauche) sera toujours utilisée pour l'analyse.
 - L'otolithe sera placé sur un fond noir pour une capture d'image et une numérisation.
 - Un logiciel d'image (OTOLAB ou ImageJ) sera utilisé pour prendre des mesures: superficie, périmètre, longueur, largeur, circularité, etc.
-
- Différents indices de forme seront utilisés:
 - Circularité
 - Ratio entre le périmètre et la surface des otolithes
 - Ratio entre la longueur et la largeur de l'otolithe.



B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE

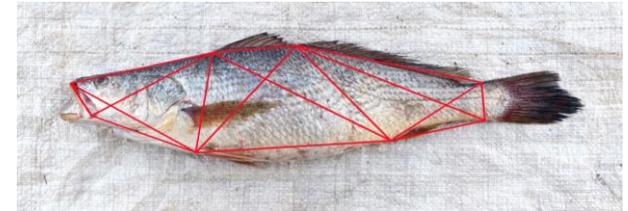
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD
6. POIDS ÉVISCÉRÉ



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- PARASITES
- OTOLITHES



- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

Les espèces cibles de Scianidae ont été organisées en :

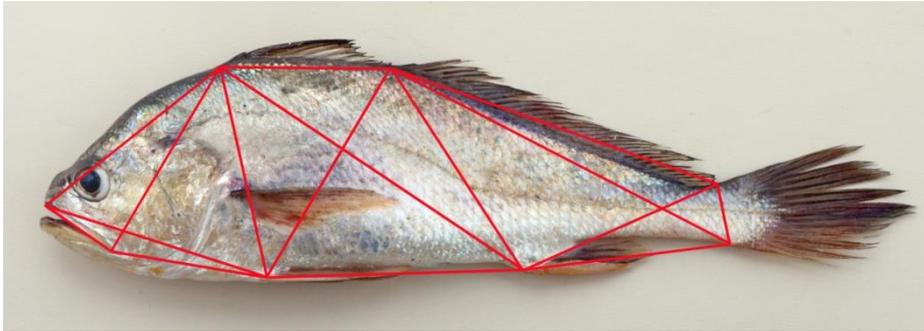
✚ Groupe 2- Poisson avec 2 nageoires dorsal.

P. elongatus

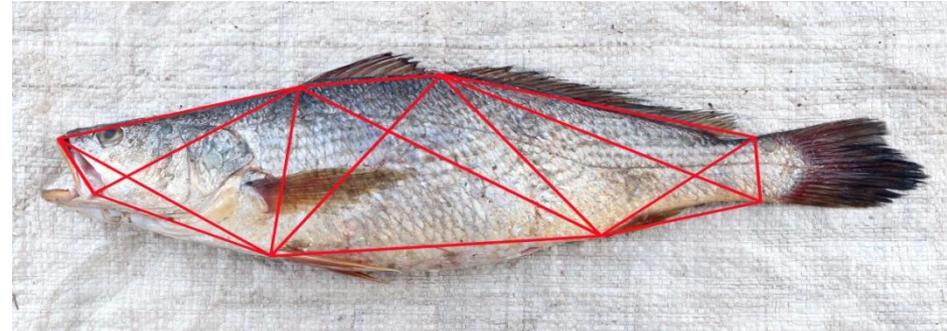
P. senegalensis

- 13 points de référence (landmarks).
- 16 distances.

✚ Groupe 2- Poisson avec 2 nageoires dorsales



Pseudotolithus elongatus (PSE)

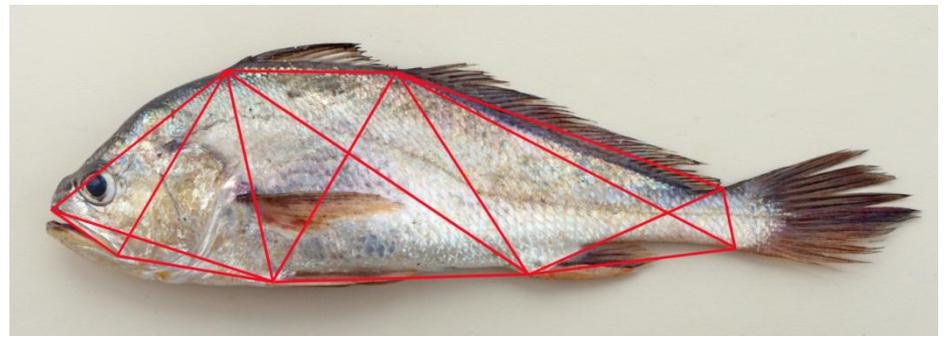


Pseudotolithus senegalensis (PSS)

13 POINTS DE REFERENCE (LANDMARKS) :

1. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure
2. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure
3. Insertion antérieure de la 1re nageoire dorsale
4. Insertion postérieure de la 1ère nageoire dorsale
5. Insertion antérieure de la 2e nageoire dorsale
6. Insertion postérieure de la 2ème nageoire dorsale
7. Insertion du 1er rayon caudal dorsal
8. Insertion du 1er rayon caudal ventral
9. Insertion postérieure de la nageoire anale
10. Insertion antérieure de la nageoire anale
11. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
12. Insertion dorsale de la nageoire pectorale (à confirmer)
13. Origine de la nageoire dorsale molle (, à confirmer).

16 DISTANCES



D01. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale

D02. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne

D03. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Fin de la bouche

D04. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale

D05. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne

D06. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne

D07. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale

D08. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale

D09. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale

D10. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale

D11. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale

D12. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion dorsale de la nageoire caudale

D13. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion ventrale de la nageoire caudale

D14. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion dorsale de la nageoire caudale

D15. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion ventrale de la nageoire caudale

D16. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal- Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral

ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES SEMESTRIEL

Jour 1-2:

Pour chaque exemplaire:

1. Photos de l'exemplaire*
2. Parasites externes (surface du corps)* (PAR Ext)
3. Longueur (LT)
4. Poids frais (total) (PT)
5. Sexe
6. Maturité (MAT)
7. Poids de la gonade (P gonad)
8. Parasites internes* (PAR Int)
9. Poids éviscéré (P Evis.)
10. Parasites externes (branchies)* (PAR Ext branch)
11. Collecte et stockage des otolithes* (OTO)

* S'ASSURER QU'ILS
SONT ÉTIQUETÉS
AVEC LES MÊMES ET
CORRECTS CODES

FIN DE LA SESSION 6

END OF SESSION 6



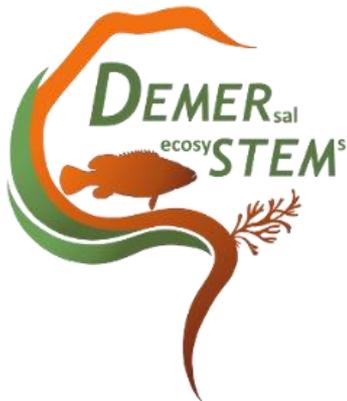
7ème Session

DEMERSTEM- Atelier de formation à la collecte de données biologiques

Eva García Isarch et José González Jiménez

Nouakchott (Mauritanie), 27-30 août 2019





PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES



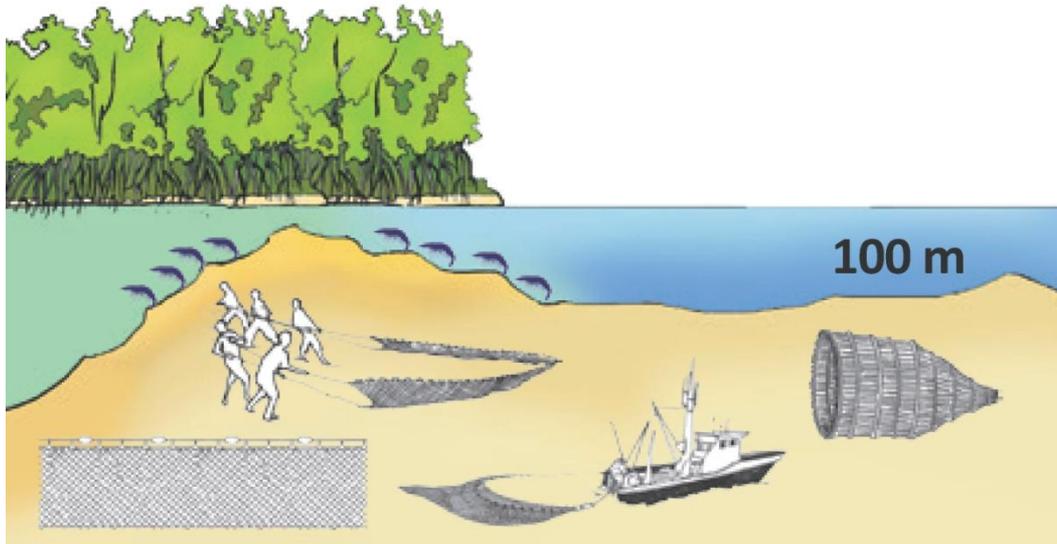
PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE PAR GROUPES D'ESPECES

- A. POISSON DEMERSAL 1: SPARIDAE ET SERRANIADAE
- B. POISSON DEMERSAL 2: SCIANIDAE (*Pseudotolithus* spp.)
- C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

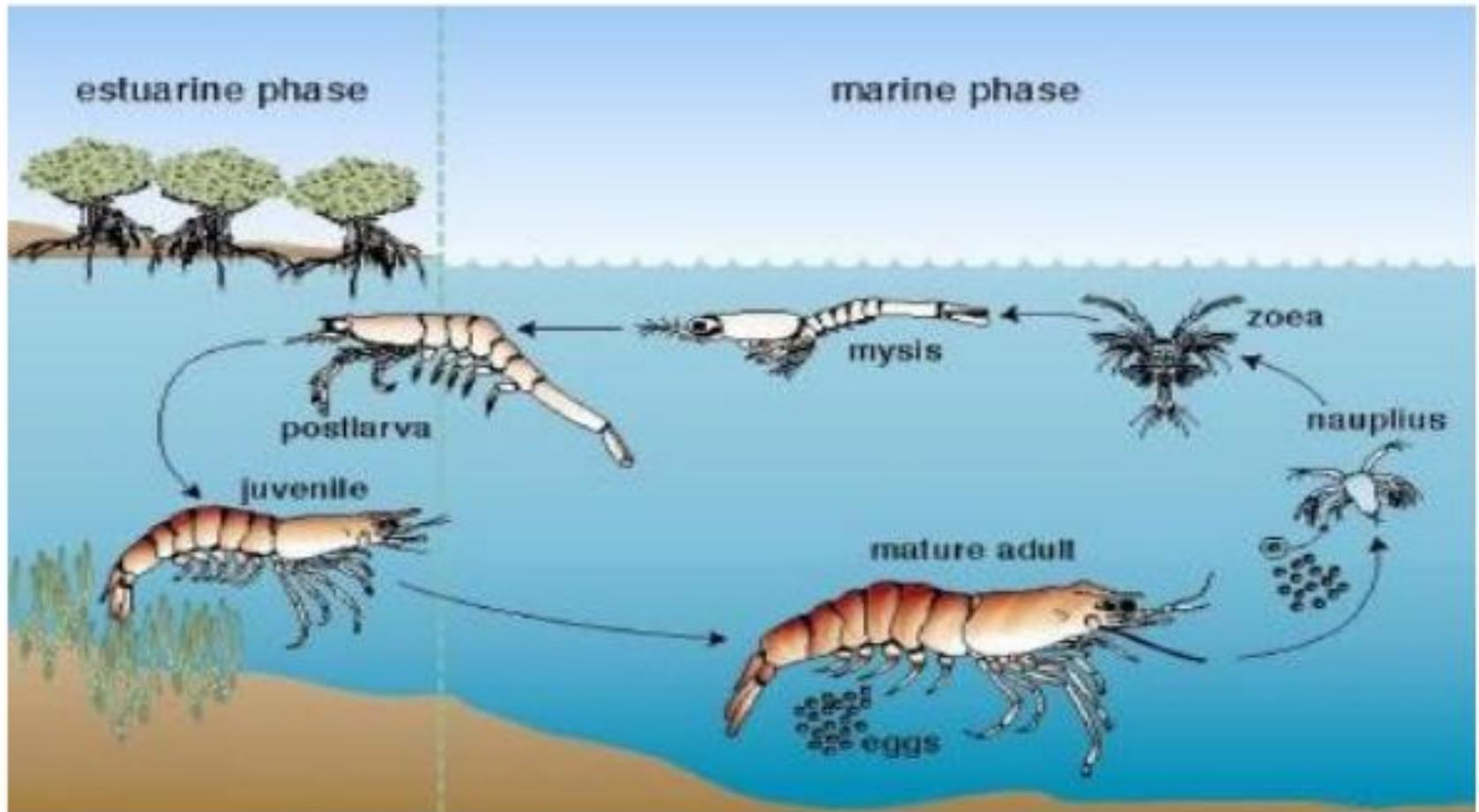
CREVETTES: *Penaeus notialis*

Caractéristiques générales

- ✚ Habitat: Marine; estuarien juvénile. Profondeur de 3 à 100 m, généralement entre 3 et 50 m. Basse de boue ou de boue sableuse et plaques de sable parmi les rochers.
- ✚ Nageurs, de courte durée de vie (jusqu'à 3-4 ans).
- ✚ Habitudes alimentaires de nuit. Il passe la majeure partie de la journée dans le sable des plages et des embouchures des rivières. Pendant la nuit, il cherche de la nourriture.



CYCLE DE VIE



- ✚ La fraie des crevettes a lieu dans l'eau, sans aucun transport par les femelles. La température de l'eau agit comme un aiguillon pour sa reproduction, entraînant des mois chauds plus intenses.
- ✚ Après l'éclosion des œufs, une métamorphose se produit au cours de différentes phases larvaires telles que les larves planctoniques pour finalement se situer dans l'habitat benthique.

ÉCHANTILLONNAGE: NUMÉRO POUR CLASSE DE TAILLE

Penaeus notialis



MAURITANIA
SENEGAL
GUINEA-BISSAU

<i>Penaeus notialis</i> (SOP)		
mm CarL	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trimest.)
<20	10	30
20-22	10	30
23-25	10	30
26-28	10	30
29-31	10	30
32-34	10	30
35-37	10	30
38-40	10	30
41-43	10	30
>43	10	30
Total	100	300

10 classes
3 mm/class

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

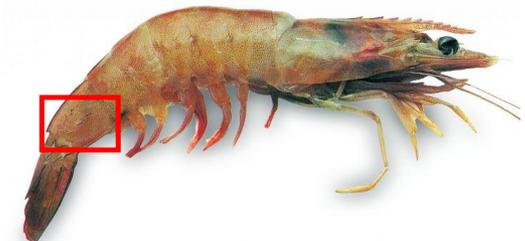
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



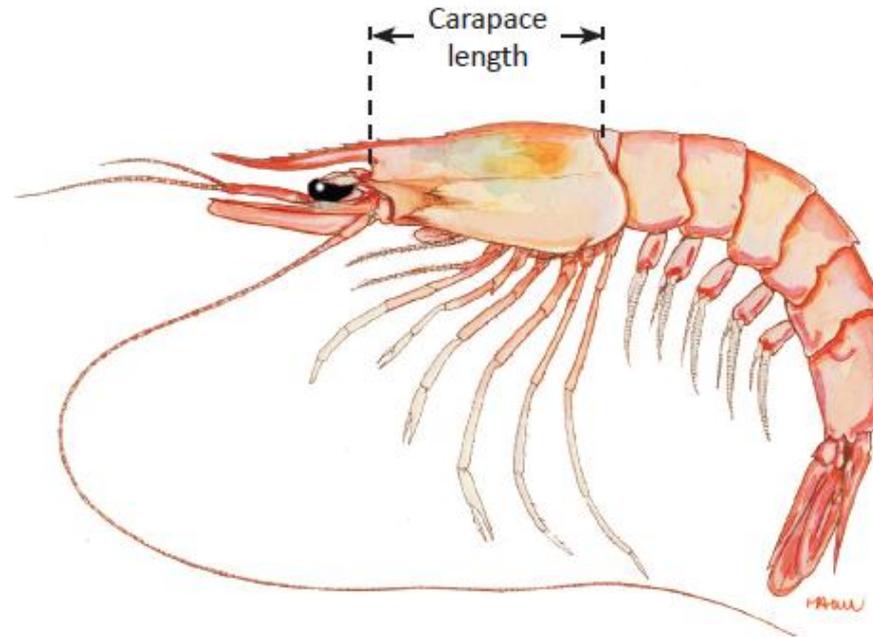
RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

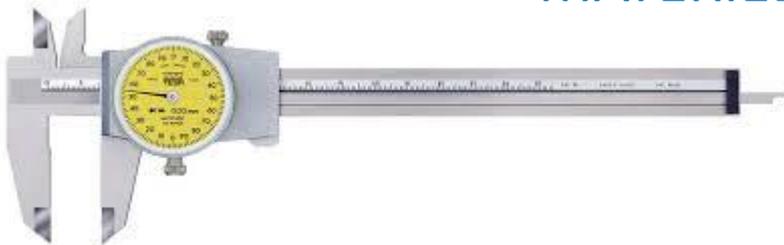


1. LONGUEUR

MESURE: LONGUEUR DE LA CARAPACE - mm
Longueur allant de l'avant à l'arrière de la carapace.



MATÉRIEL DE MESURE:

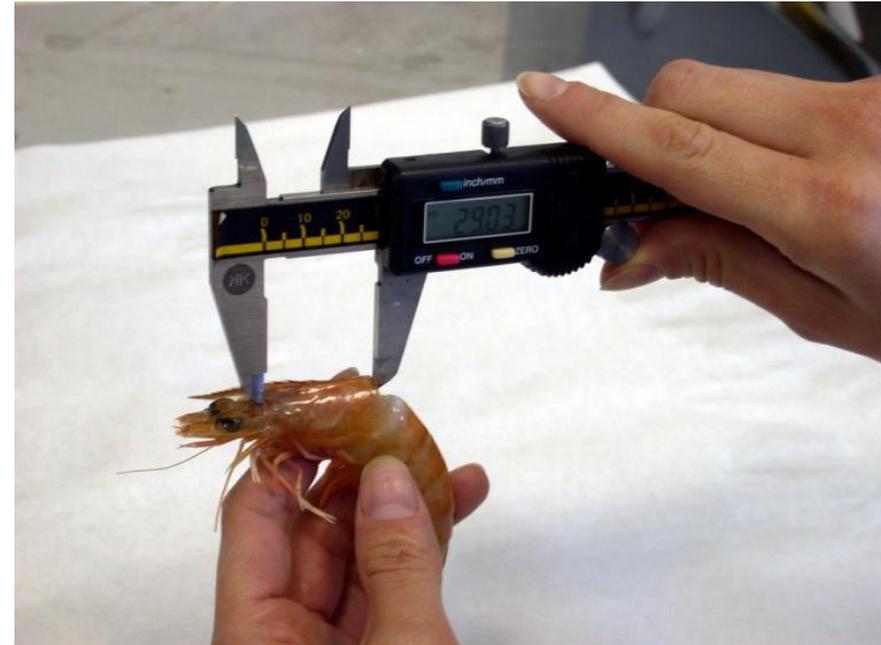


CALIBRE OU PIED À COULISSE

1. LONGUEUR

- 1) Prenez la crevette avec la main gauche, les yeux et le rostre à gauche. Prenez le calibre avec la main droite.
- 2) Placez le calibre ou pieds à coulisse entre la base du rostre et le milieu de l'arrière de la carapace.
- 3) Prendre la longueur de la carapace (longueur allant de l'avant à l'arrière de la carapace)
- 4) Les unités de mesure standard utilisée sont les millimètres (mm), avec une décimale. Ej: 24,3 mm.

PROCÉDURE DE MESURE



GROUPE	MESURE	Abrév.	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
CREVETTES	Longueur de la carapace ou du céphalotorax	CarL	mm (avec une décimale)	Calibre ou pied à coulisse

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

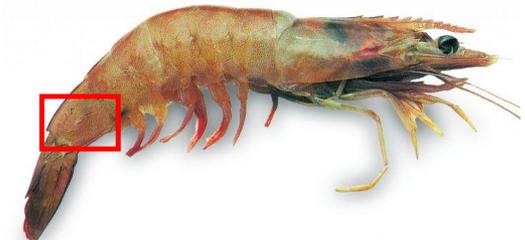
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



2. POIDS FRAIS (TOTAL)

ÉQUIPEMENT POUR PESER

Poids frais → poids de l'exemplaire avant d'être éviscéré.

Chaque exemplaire sera pesé, indiquant le poids frais en grammes, avec un décimal.



Balance de précision

GROUPE	MESURE	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
CREVETTES	Poids frais	gramme (avec une décimale)	Balance électronique

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

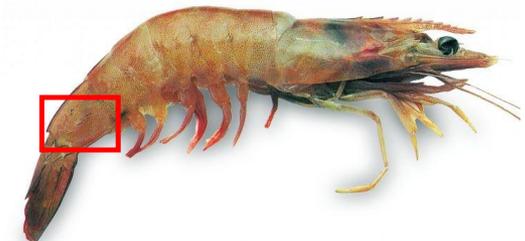
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



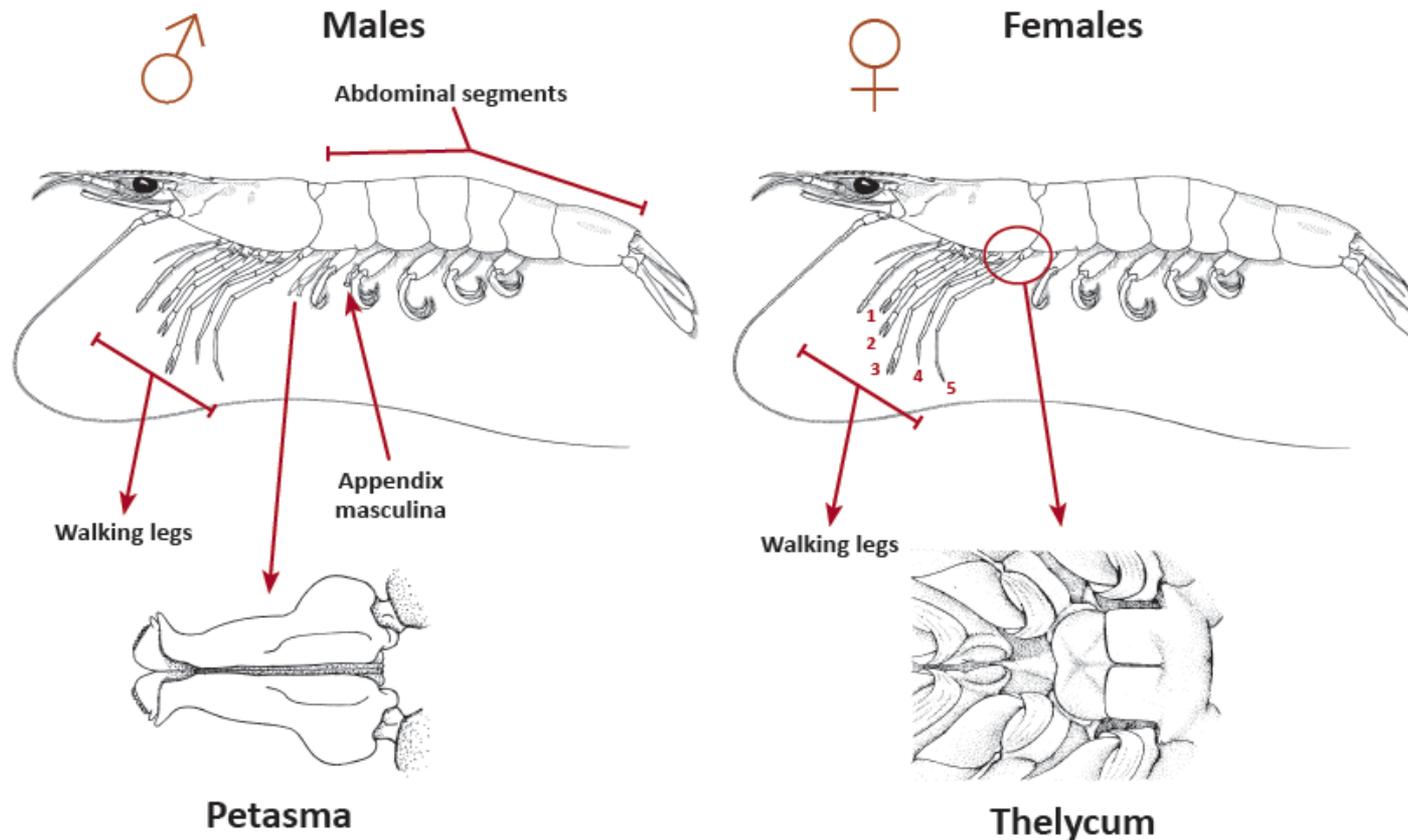
RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel

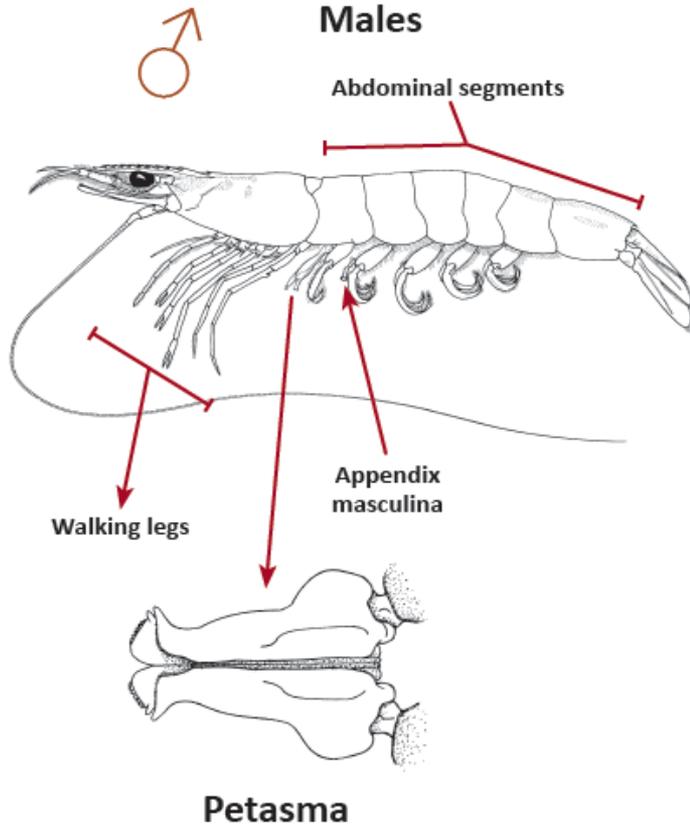


3. SEXE

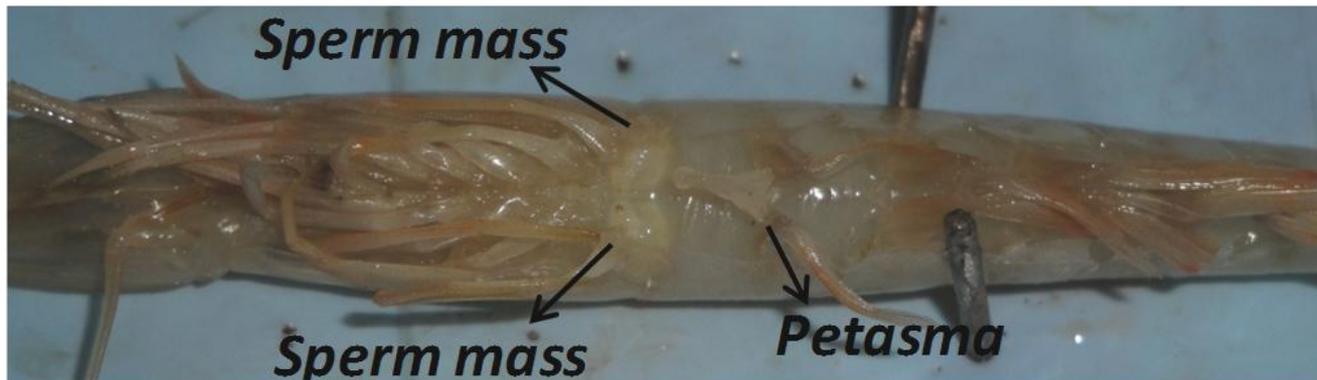
Le sexe des crevettes pénéides peut être déterminé en regardant la région abdominale, près de l'abdomen et des pattes locomotrices.



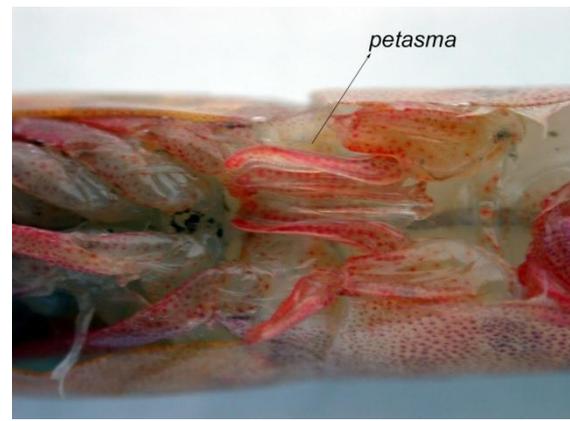
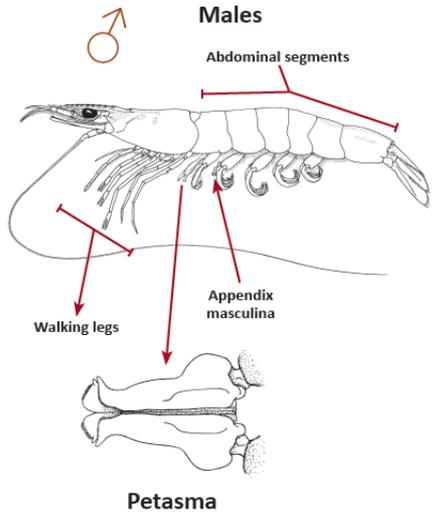
3. SEXE: Mâles

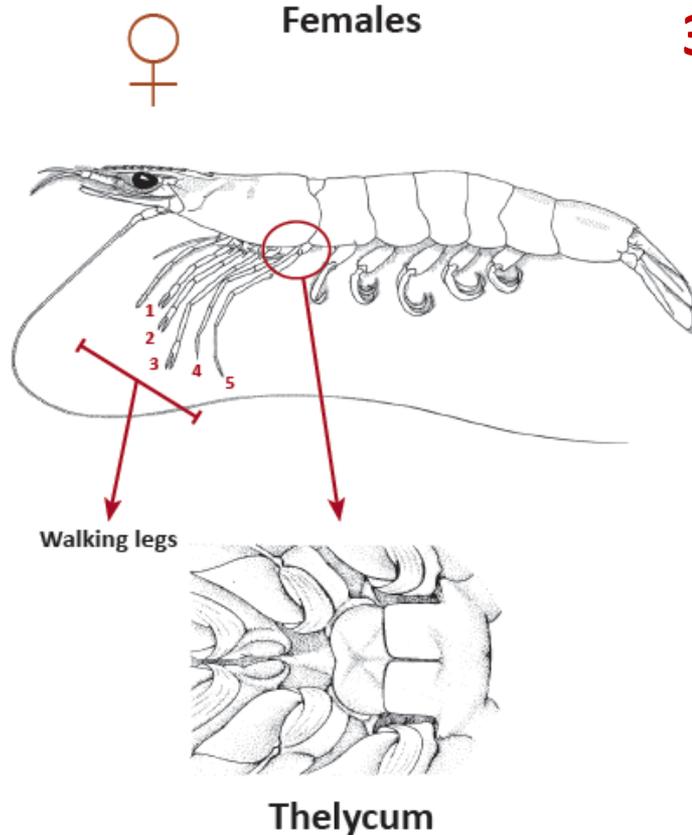


- Le mâle a une paire d'appendices abdominaux modifiés ou de pléopodes sur les premiers segments abdominaux (le **petasma**) qui transmettent le sperme au réceptacle externe de la femelle (le thelycum).
- Le petasma et le thelycum sont situés sur la surface ventrale.
- De plus, les mâles matures sont caractérisés par la présence d'une masse de sperme qui s'accumule dans les bases (coxa) de la cinquième paire d'appendices thoraciques ou péréiopodes. On le voit à l'œil nu ou en appuyant légèrement sur les coxa.



3. SEXE: Mâles

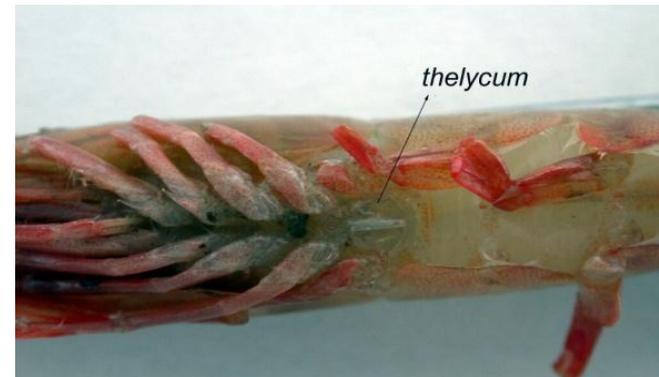




FAO FishFinder Original
Illustrations Archive

3. SEXE: Femelle

- Elles manquent de petasma.
- Elles ont le thelycum, qui est une modification de la partie ventrale du céphalothorax à la hauteur des 3ème, 4ème et 5ème paires de péréiopodes ou appendices thoraciques. C'est dans cette structure que le mâle dépose son spermatophore.



Les femelles de *P. notialis* ont "thelycum ouvert" → le spermatophore adhère à l'extérieur, permettant de savoir si la femelle a été fécondée (elles ont un spermatophore).

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

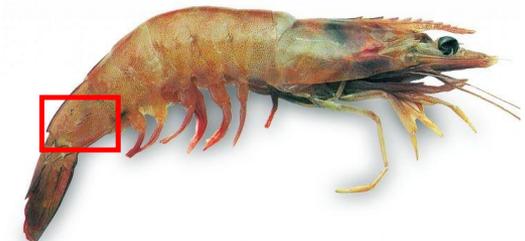
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



3. STADE DE MATURITÉ

L'attribution des phases de maturité est réalisée à travers l'observation de caractéristiques externes observables à l'œil nu (visu).

FEMELLES : 4 ESTADES

1-IMMATURE

2- EN DÉVELOPPEMENT

3- EN MATURATION

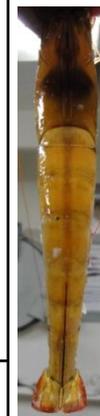
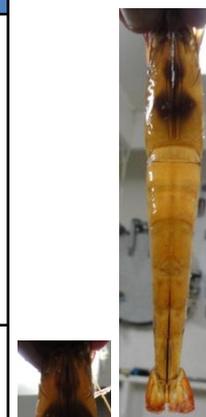
4- MATURE

MALES: 2 ESTADES

1- IMMATURE

2- MATURE

ESTADES	DESCRIPTION	COULEUR DES GONADES	OBSERVATIONS
1-IMMATURE	<p>Les ovaires sont minces, transparents et non visibles à l'œil nu.</p> <p>Si disséqué, deux tubes minces et transparents sont attachés à la partie dorsale de l'estomac, ne s'étendant pas jusqu'à l'abdomen.</p>	Translucide	Seul un mince tube noir (digestif complet) ou transparent (digestif vide) est visible dans la partie abdominale à l'œil nu.
2- EN DÉVELOPPEMENT	Les ovaires sont très peu visibles sans dissection.	Blanc cassé, jaune pâle ou orange crème	La gonade est vue à travers le céphalothorax et l'abdomen, mais les lobes abdominaux sont assez minces. La différence avec l'état III (en plus de l'épaisseur) est que dans l'état II, les lobes abdominaux ne sont pas observés dans les derniers segments de l'abdomen.
3. MATURE	<p>Les ovaires sont clairement visibles à travers le tégument.</p> <p>Ils sont développés et turgides, les lobes abdominaux et céphaliques occupant toute la partie distale.</p> <p>La gonade a un aspect granuleux.</p>	Jaune foncé, orange ou vert clair	Les lobes abdominaux atteignent la fin de l'abdomen.
4-EN PONTE	<p>Les ovaires sont turgides et s'étendent dans toute la région dorsale.</p> <p>Les lobes postérieurs ou abdominaux sont bien développés.</p> <p>Les oeufs sont bien visibles.</p>	Différentes tons de vert foncé	Gonades plus grandes que l'état précédent, vert foncé. Il y a un élargissement du lobe après avoir traversé le premier segment abdominal.



CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES



ESTADE 1: IMMATURE

- ◆ Les ovaires sont minces, transparents et non visibles à l'œil nu.
- ◆ Couleur des gonades: Transparents
- ◆ Si disséqué, deux tubes minces et transparents sont attachés à la partie dorsale de l'estomac, ne s'étendant pas jusqu'à l'abdomen
- ◆ Seul un mince tube noir (digestif complet) ou transparent (digestif vide) est visible dans la partie abdominale à l'œil nu.

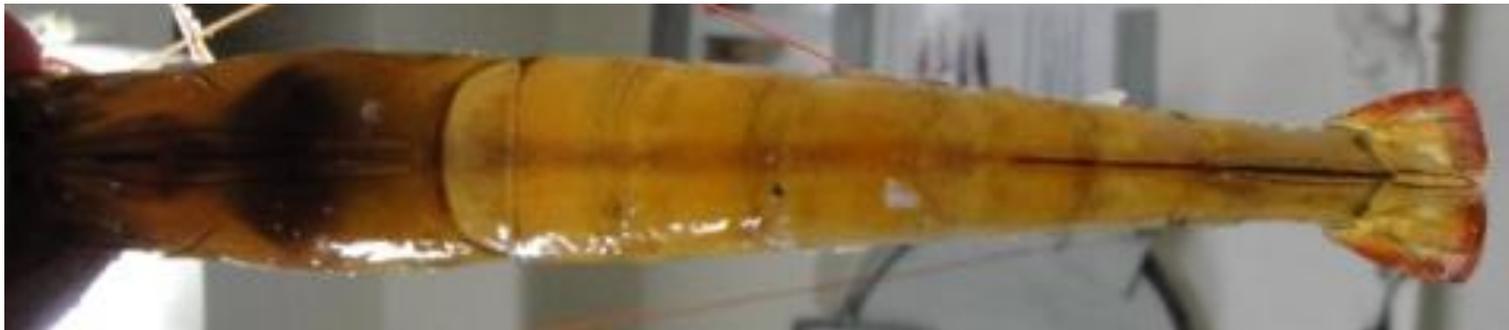


CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES



ESTADE 2: EN DEVELOPEMENT

- ◆ Les ovaires sont très peu visibles sans dissection.
- ◆ Couleur des gonades: Blanc cassé, jaune pâle ou orange crème
- ◆ La gonade est vue à travers le céphalothorax et l'abdomen, mais les lobes abdominaux sont assez minces. La différence avec l'état 3 (en plus de l'épaisseur) est que dans l'état II, les lobes abdominaux ne sont pas observés dans les derniers segments de l'abdomen.



CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES



ESTADE 3: MATURE

- ◆ Les ovaires sont clairement visibles à travers le tégument. Ils sont développés et turgides, les lobes abdominaux et céphaliques occupant toute la partie distale.
- ◆ La gonade a un aspect granuleux.
- ◆ Couleur des gonades : Jaune foncé, orange ou vert clair
- ◆ Les lobes abdominaux atteignent la fin de l'abdomen..



CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES



ESTADE 4. EN PONTE

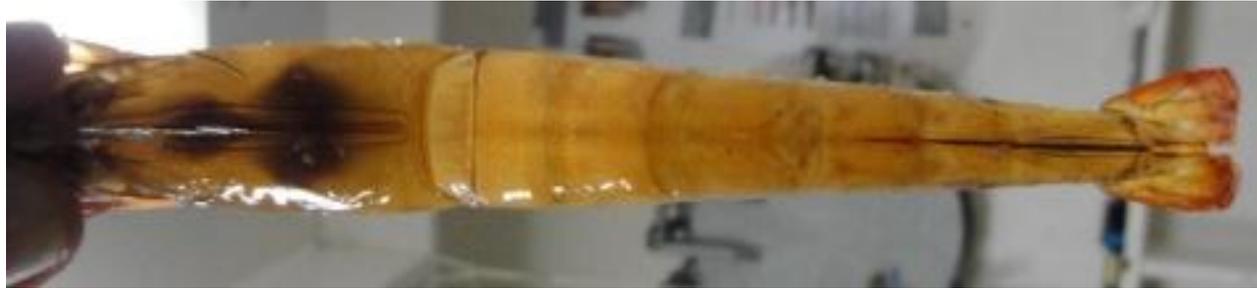
- ◆ Les ovaires sont turgides et s'étendent dans toute la région dorsale. Les lobes postérieurs ou abdominaux sont bien développés. Les oeufs sont bien visibles.
- ◆ Couleur des gonades : Différentes tons de vert foncé
- ◆ Gonades plus grandes que l'état précédent, vert foncé. Il y a un élargissement du lobe après avoir traversé le premier segment abdominal.

élargissement du lobe postérieure de la gonade en 1ere segment abdominal



CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES

ESTADE 1:
IMMADURO



ESTADE 2:
EN
DEVELOPEMENT



ESTADE 3:
MATURE



ESTADE 4:
EN PONTE



CLÉ DE MADURATION de *Penaeus notialis* FEMELLES- 4 ESTADES



1

2

2

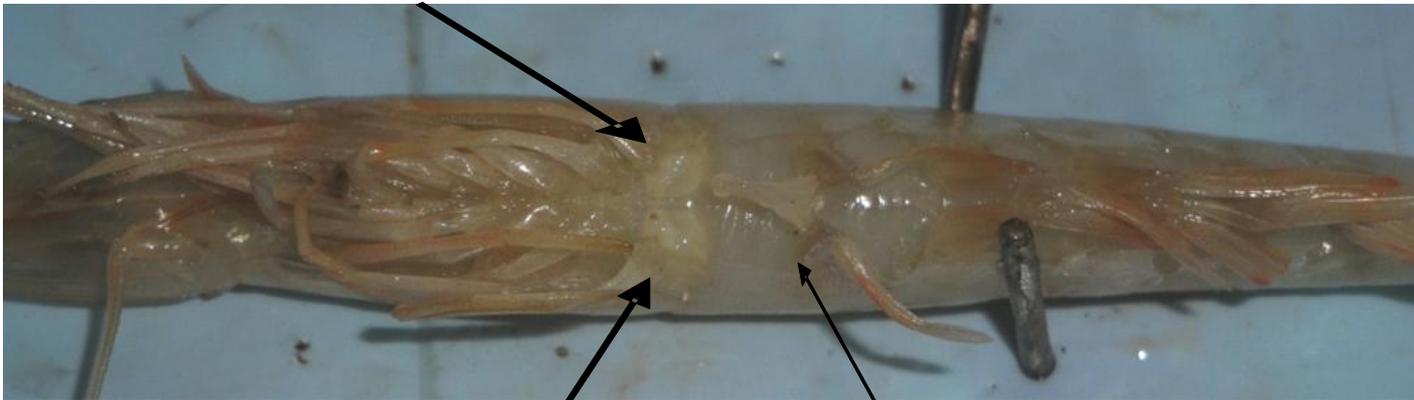
3

4

CLÉ DE MATURITÉ-MÂLES

ESTADE	PETASMA	SPERME DANS COXAS DU 5ème PAIRE DE PATTES THORACIQUES
1. IMMATURE	Non joint	Absent
2. MATURE	Joint	Présent

Masse de sperme



Masse de sperme

Joint petasma

C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

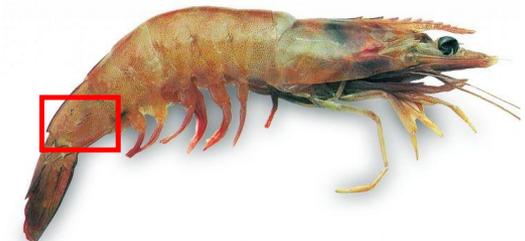
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



5. POIDS DE GONAD

ÉQUIPEMENT

1 2



Scissors



Forceps

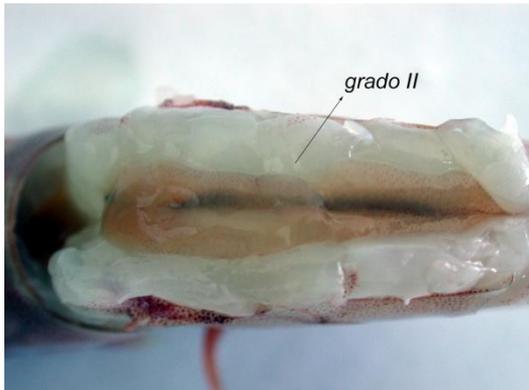
Uniquement pour les femelles.

Seuls les lobes postérieurs des ovaires seront pesés.



5. POIDS DE GONAD

- Les deux lobes postérieurs (abdominaux) de la gonade féminine sont enlevés. Ce sont deux structures situées de part et d'autre du tube digestif, couvrant tous les segments abdominaux. Tout tissu restant qui ne correspond pas à la gonade est enlevé.
- Les deux lobes postérieurs sont déposés sur l'échelle de précision préalablement tarée. Si cela casse, les morceaux qui composent la gonade entière seront ajoutés.
- Le poids est enregistré dans le formulaire, en grammes et avec un minimum de 1 décimale.



C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

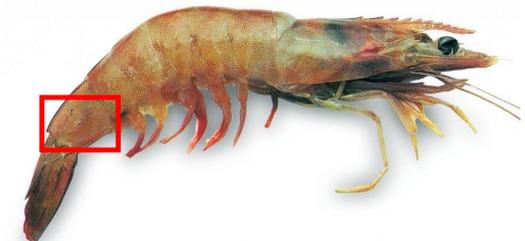
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE

CHAQUE 6 MOIS!!!

1) Préparation du matériel avant l'échantillonnage

Equipment



Scissors



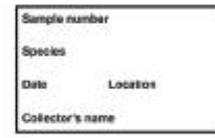
Scalpel



Forceps



Vials



Tags



Plastic bags



Ethanol

- Assurez-vous que le matériel (ciseaux, forceps, scalpels, etc.) soit stérilisé;
- Ne pas manipuler les tissus avec les mains nues afin de ne pas les contaminer

ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE

1) Préparation du matériel avant l'échantillonnage

- Avant l'échantillonnage, préparer des tubes de 1,8 ml avec bouchon à vis, avec au moins 4 ml d'éthanol non dénaturé à 96%.
- Chaque ampoule doit porter l'étiquette Sample ID selon le code d'étiquetage indiqué à l'Annexe 4.
- Étiquetez les tubes deux fois avec des stylos de l'encre résistante à l'eau, inscrivez le même code sur le capuchon et sur le côté du flacon.
- Recouvrez l'étiquette située sur le côté du flacon avec du ruban adhésif Scotch pour éviter que celle-ci ne s'efface en raison de fuites probables d'éthanol.
- De plus, insérez un papier imperméable dans le tube avec le code écrit au crayon (car l'éthanol peut dissoudre l'encre à l'extérieur du flacon).



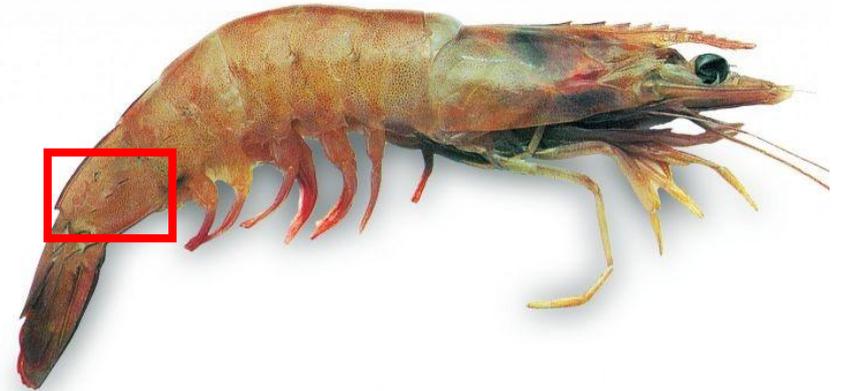
L'opérateur doit porter des gants propres.

ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE

2) Procédure d'échantillonnage

1. Coupez avec des instruments chirurgicaux un échantillon de muscle de 1 cm³ de chaque individu dans la zone **rouge**.

Notez que des morceaux plus gros ne sont pas nécessaires et peuvent entraîner une mauvaise qualité de l'ADN en raison du faible rapport éthanol / tissu.

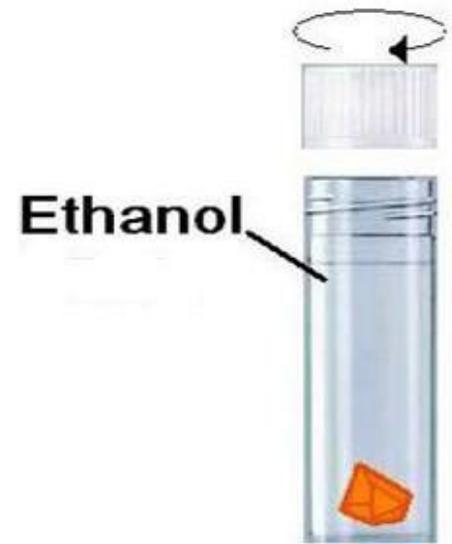


Les tissus doivent être prélevés uniquement du côté droit du crevette.

Ne pas endommager le côté gauche du poisson car c'est le côté utilisé pour la morphométrie.

2) Procédure d'échantillonnage

2. Placez le tissu dans le tube étiqueté par ID avec 96% d'éthanol. Remplir le tube avec l'éthanol. Assurez-vous que le volume de tissu ne dépasse pas 20% du volume de liquide et fermez bien le capuchon.
3. Nettoyez les instruments chirurgicaux de chaque animal échantillonné avec de l'eau et de l'éthanol commercial et les séchez chaque fois avec un nouveau papier.
4. Conservez le tube contenant le tissu à -20°C . Si ce n'est pas possible, assurez-vous que la température ne dépasse pas 4°C .
5. 4-5 jours après le prélèvement, retirez soigneusement l'éthanol du microtube et le remplacez par du nouvel éthanol.
6. Les échantillons doivent être envoyés pour analyse à l'IEO (Vigo).



C. CREVETTES: *Penaeus notialis*

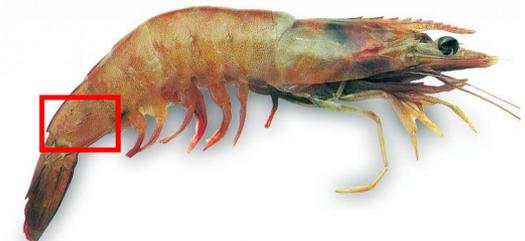
RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. LONGUEUR
2. POIDS FRAIS
3. SEXE
4. STADE DE MATURITÉ
5. POIDS DE GONAD



RECUEIL DES ÉCHANTILLONS

- ECHANTILLON POUR LA GÉNÉTIQUE → Semestriel
- IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE → Semestriel



COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

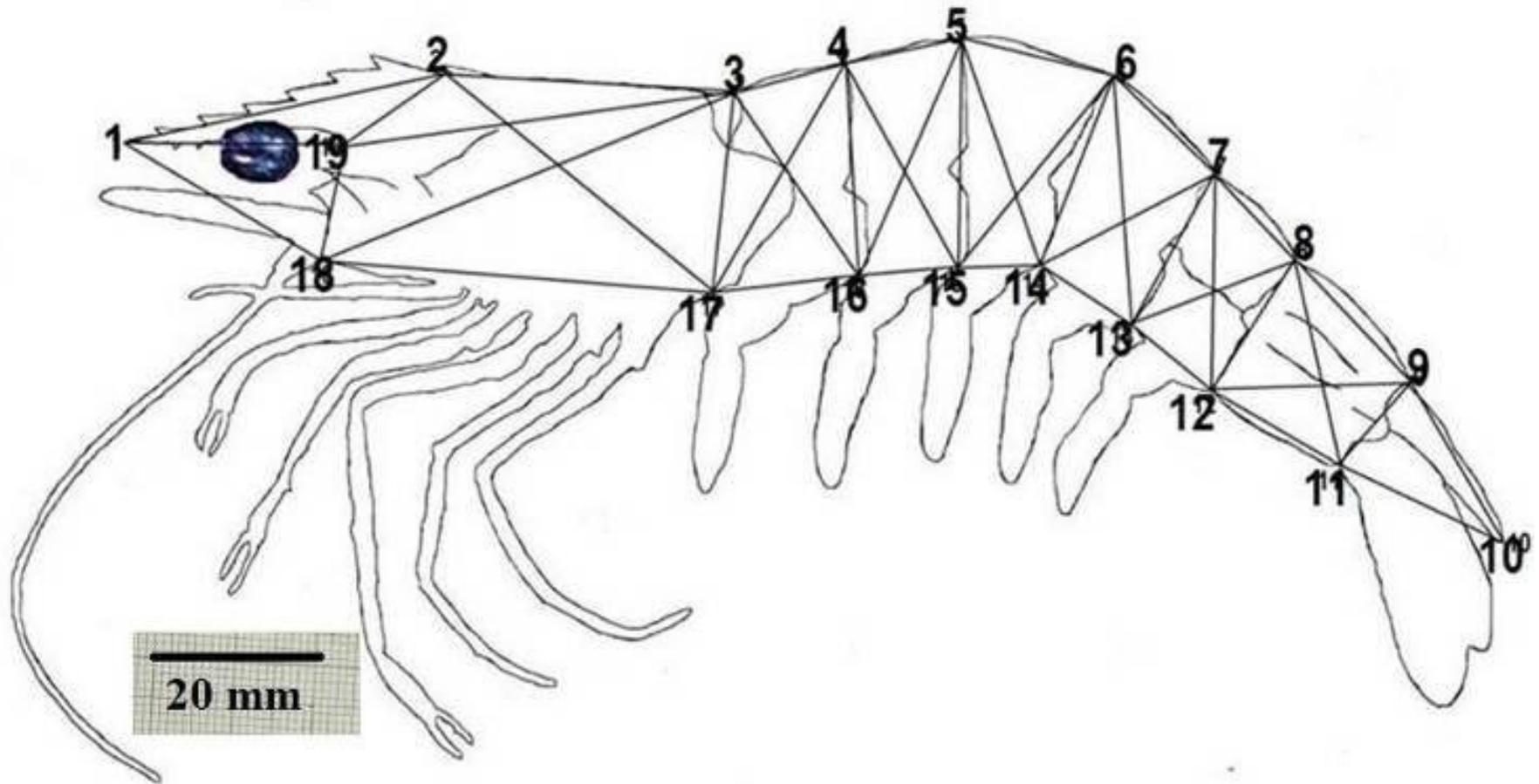
CHAQUE 6 MOIS!!!

- 1) Les exemplaires frais doivent être placés sur des fonds contrastant avec la couleur de l'exemplaire. Le spécimen doit être placé sur le côté droit et photographié en position latérale horizontale gauche.
- 2) Placez une règle, une autre échelle de mesure et le code de l'exemplaire. La séquence d'images numériques (le fichier) doit être codifiée de la même manière.
- 3) Placez les crevettes en ligne droite sur le côté droit. Les points de référence (landmarks) peuvent être indiquées/fixées à l'aide de punaises à dissection. La forme du corps doit être visible, et les points de référence doivent apparaître sur les images.
- 4) Prenez une photo à l'aide de l'appareil de photo numérique placé dans à trépied horizontal, si possible et avec un éclairage approprié, à la fois naturel et artificiel. Evitez les ombres et les reflets. Evitez les mouvements.

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE

- 5) Pour passer les images de la caméra vers l'ordinateur, le format de fichier RAW ou TIFF est recommandé. Si les photos sont prises avec des téléphones portables, le format de fichier sera JPG. La résolution minimale de la caméra doit être de 5 MP et 2560 x 1920.
- 6) Les codes des individus échantillonnés devraient être ajoutés aux formulaires de biologie et d'échantillonnage.
- 7) Les images (avec les mêmes codes) doivent être envoyées à IEO, où l'analyse de la morphométrie sera effectuée à l'aide d'un logiciel de traitement de l'image (tel que OTOLAB ou ImageJ).
- 8) Certains essais des images seront réalisés au cours des premiers mois d'échantillonnage, afin de garantir leur qualité au cours des mois d'échantillonnage correspondants.

COLLECTE DES IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE



ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUAL (SEMESTRIEL EN ROUGE)

Jour 1-2:

Pour chaque exemplaire:

1. **Photos de l'exemplaire***
2. Longueur du carapace (LCar)
4. Poids frais (total) (PT)
5. Sexe
6. Maturité (MAT)
7. Poids de la gonade (femelles) (P gonad)
8. **Génétique**

* S'ASSURER QU'ILS
SONT ÉTIQUETÉS
AVEC LES CORRECTS
CODES

Jour 4-5:

Retirez soigneusement l'éthanol des microtubes contenant les échantillons génétiques et les remplacez par du nouvel éthanol.

RECOMMANDATION



Organiser premièrement les 10 individus par classe de taille (en prenant la mesure de LC) et, une fois toutes les classes terminées, continuez avec le reste des paramètres et des échantillons à prélever, en maintenant le même ordre.

Pour indiquer les individus représentés, ils doivent être tournés (tête en bas).

FIN DE LA SESSION 7

END OF SESSION 7