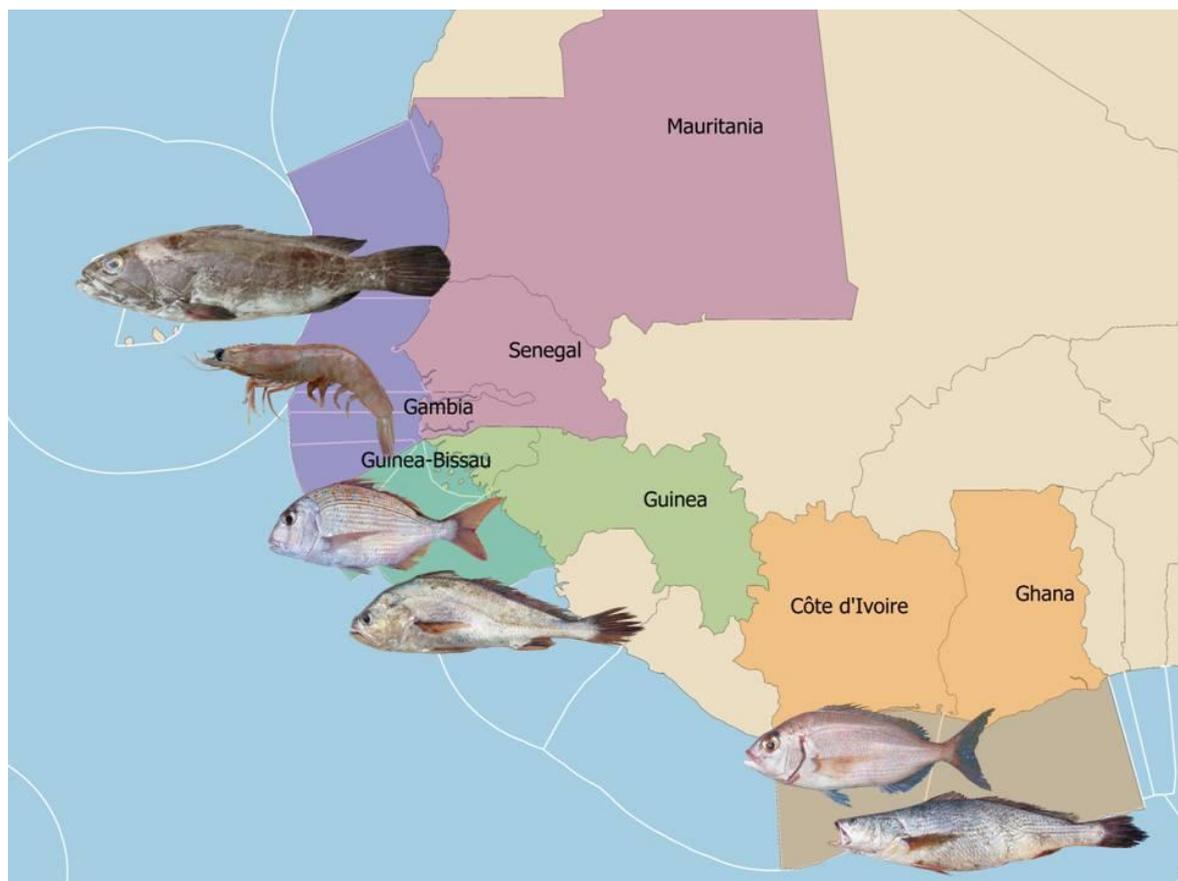


DEMERSTEM

PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE



Eva García-Isarch, Jorge Landa, José González, M^a Teresa García Santamaría,
Montse Pérez et Eli Muñoz

INSTITUTO ESPAÑOL DE OCEANOGRAFÍA (IEO)

Mai 2020

TABLE DES MATIÈRES

A- GÉNÉRALITÉS.....	5
A.1.- ESPÈCES ET ZONES D'ÉCHANTILLONNAGE.....	5
A.2.- TYPES D'ÉCHANTILLONNAGE : FREQUENCE DE TAILLES ET BIOLOGIQUES	5
A.3.- SAISIE DES INFORMATIONS DE COLLECTE DE DONNEES	5
B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES.....	7
C- ECHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE	9
C.1. SOURCES D'ÉCHANTILLONS.....	9
C.2. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- METHODOLOGIE	15
D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE	20
E- COLLECTION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE	22
F- ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL	30
RÉFÉRENCES	31
ANNEXE 1- CLASSES DE TAILLE-ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE DES ESPECES CIBLES	33
ANNEXE 2- RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES (BIO).....	35
ANNEXE 3- CLÉS DE MATURITÉ	46
ANNEXE 4- CODES D'ÉTIQUETTES POUR ÉCHANTILLONS ET PHOTOS.....	57
ANNEXE 5- COLLECTION ET STOCKAGE D'OTOLITHES (OTO).....	60
ANNEXE 6- COLLECTE ET STOCKAGE DE PARASITES (PAR).....	64
ANNEXE 7- ANALYSE D'IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE (MOR)-IEO	67
ANNEXE 8- LISTE DE MATÉRIEL	74
ANNEXE 9- FORMULAIRES D'ÉCHANTILLONNAGE	77
ANNEXE 10- APPLICATION DE SAISIE ANDROID ODK COLLECT.....	86

A- GÉNÉRALITÉS

A.1.- ESPÈCES ET ZONES D'ÉCHANTILLONNAGE

Tableau 1.- Espèces à échantillonner, par site d'échantillonnage et pays.

PAYS	ESPÈCES	SITES D'ÉCHANTILLONNAGE
MAURITANIE	<i>Penaeus notialis</i> <i>Epinephelus aeneus</i>	Nouadhibou
		Nouakchott
SÉNÉGAL-GAMBIE	<i>Penaeus notialis</i>	Saint Louis (Fleuve Sénégal)- Port de Dakar
		Saloum -Casamance
		Banjul (Gambie)
	<i>Epinephelus aeneus</i>	Kayar
		Saloum –Casamance
		Banjul (Gambie)
GUINÉE-BISSAU	<i>Penaeus notialis</i>	Cacheu
		Bissau
	<i>Pagrus caeruleostictus</i>	Cacine
		Cacheu
	<i>Pseudolithus elongatus</i>	Cacine
GUINÉE	<i>Pagrus caeruleostictus</i> <i>Pseudolithus elongatus</i>	Kamsar, Katchek
		Conakry
CÔTE D'IVOIRE	<i>Pagellus bellottii</i> <i>Pseudolithus senegalensis</i>	Abidjan
		San Pedro
GHANA	<i>Pagellus bellottii</i> <i>Pseudolithus senegalensis</i>	Tema
		Takoradi

A.2.- TYPES D'ÉCHANTILLONNAGE : FREQUENCE DE TAILLES ET BIOLOGIQUES

Deux types d'échantillonnage sont fait pour l'obtention d'information biologique des espèces cibles : échantillonnage de fréquence de tailles et échantillonnages biologiques. Un schéma des deux types d'échantillonnage est présenté dans la Figure 1 et les principales différences sont expliquées dans le Tableau 2.

A.3.- SAISIE DES INFORMATIONS DE COLLECTE DE DONNEES

La saisie des informations de collecte de données biologiques doit se réaliser en 2 étapes :

- Le remplissage de formulaires papier au crayon
- La bancarisation au travers de l'application Android Odk Collect (voir Annexe 10).

Pour la morphométrie, il est conseillé de prendre les photos en même temps que vous faites la saisie des données sur l'interface ODK. En effet celle-ci propose d'intégrer des photos qui seront de facto associées à l'individu décrit dans le formulaire.

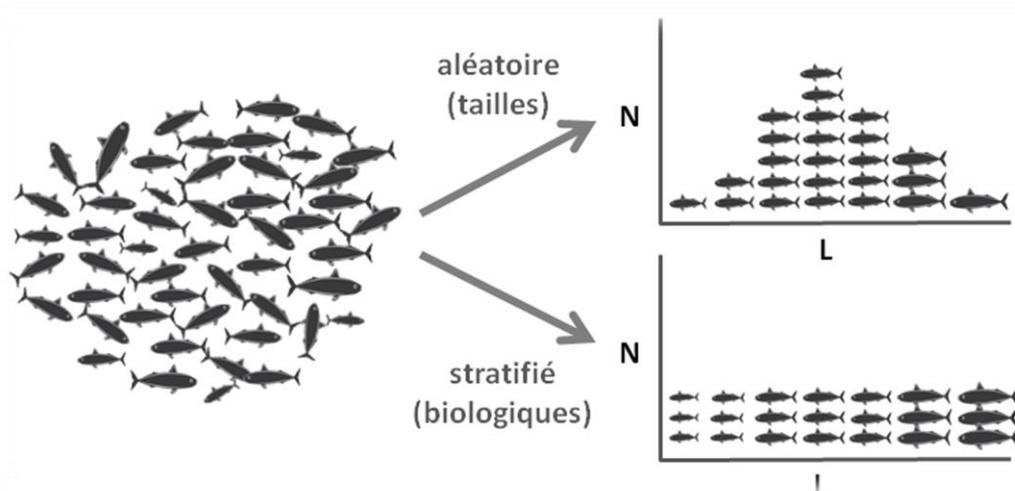


Figure 1.- Schémas des types d'échantillonnage (tailles et biologiques).

Tableau 2.- Différences principales entre échantillonnage de fréquence de tailles et échantillonnage des paramètres biologiques.

ÉCHANTILLONNAGE	FREQUENCE DE TAILLES	BIOLOGIQUE
Dépendent/indépendant de l'activité de pêche :	Dépendant. Normalement, il accompagne et complète l'échantillonnage des débarquements.	Indépendant.
Lieu d'échantillonnage :	Flottille Artisanal : <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au lieu de débarquement. Flottille Industriel : <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au port (débarquement) ▪ A bord (observateurs). 	Flottille Artisanal : <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au laboratoire. Flottille Industriel : <ul style="list-style-type: none"> ▪ Au laboratoire ▪ A bord (observateurs).
Type d'échantillonnage (voir la Figure 1) :	Échantillonnage aléatoire.	Échantillonnage stratifié (par classe de taille).
Nombre minimal d'individus :	100 (aprox.) ou plus, si nécessaire, jusqu'à ce qu'une (ou plusieurs) taille modal soit observée dans la distribution des captures (Fig. 1).	Le minimum établi pour espèce. Dans l'échantillonnage biologique, nous voulons que toutes les tailles de captures d'une espèce soient représentées de manière équitable dans l'échantillon.
Fréquence :	Mensuel ou quinquennal.	Mensuel.
Formulaire a utilisé :	Fréquence de tailles	Echantillonnage biologique
Espèces et zones :	<ul style="list-style-type: none"> - Pour les 2-3 espèces sélectionnées par pays - Pour les deux lieux d'échantillonnages établis par pays. 	

B- ECHANTILLONNAGE FREQUENCE DE TAILLES

- ÉCHANTILLONS DE DÉBARQUEMENT : 2 ESPÈCES PAR ZONE, BASE MENSUELLE
- C'EST INDÉPENDANT DE L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE
- UNIQUEMENT POUR LES PAYS QUI N'ONT PAS DES ÉCHANTILLONS DE TAILLE DÉJÀ MIS EN ŒUVRE (VOIR LE TABLEAU 3)

Objectifs :

- Études de croissance :
 - Paramètres de croissance (paramètres de croissance de Von Bertalanffy à partir de LFA)
 - Variabilité sexuelle
 - Variabilité spatiale
 - Variabilité bathymétrique (si des informations de profondeur sont disponibles. E.g. : des campagnes de recherche ou d'observateurs à bord de navires commerciaux).

Méthodologie : mesurez un minimum de 50 individus (poissons) et 100 individus (crevettes) dans le lieu de débarquement chaque mois (minimum), en suivant la méthodologie expliquée à l'Annexe 1. 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.

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

POISSONS :

- Avec planches à mesurer (poissons) ou des rubans à mesurer (grands individus)
- Minimum : **50** individus
- Mesure : **longueur totale** (LT)
- Les mesures doivent être prises à l'unité inférieure (cm ou ½ cm inférieure) :
Mesurer au cm inférieur : lecture 12,7 cm enregistrer 12 cm
Mesurer au ½ cm inférieur : lecture 12,7 cm, enregistrer 12,5 cm

CREVETTES :

- Avec pieds à coulisse
- Minimum : **100** individus
- Mesure : **longueur du carapace** ou cephalotorax (LCar)
- Mesurer au ½ mm inférieur : e.g. 1 : lecture 22,3 mm, enregistrement 22,0 mm; e.g. 2: lecture 22,7 mm enregistrement 22,5 mm.

Tableau 3.- Échantillonnages des fréquences des tailles sur les débarquements (sur une base mensuelle).

Pays	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)
Échantill. TAILLES	METTRE EN OEUVRE		METTRE EN OEUVRE	CONTINUER	CONTINUER	METTRE EN OEUVRE		CONTINUER		CONTINUER à Abidjan METTRE EN OEUVRE en San Pedro		IMPLEMENTE	
SITES	- Nouadhibou - Nouakchott		- St. Louis - Casamance	- St. Louis - Kayar - Mbour - Joal	Cacheu	- Bissau - Cacine	- Cacheu - Cacine	Depuis 2017 Sur 10 sites de débarquement		- Port d'Abidjan (Hebdomadaire) - San Pedro (min. mensuelle)		- Tema - Takoradi	

C- ECHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE

C.1. SOURCES D'ÉCHANTILLONS

Les différentes sources pour obtenir les échantillons biologiques mensuellement sont, essentiellement :

1. Option 1 : Campagnes de recherche/observateurs à bord de bateaux de pêche
2. Option 2 : Échantillons au lieu de débarquement ou au marché des poissons

Si le pays a l'option d'avoir des campagnes ou des embarquements d'observateur à bord de bateaux de pêche, cette option (Option 1) est recommandée, parce qu'elle est plus économique et les données obtenues sont geo-référencées. Mais si toutes les classes de tailles requises par espèce et zone ne sont pas obtenues par l'option 1, il est important d'acheter les échantillons correspondant aux tailles manquantes pour compléter toutes les classes de tailles débarquées dans toutes les zones (Option 2) (voir Figure 2).

Les pays qui n'ont pas de campagnes ou d'observations à bord devraient opter pour l'option 2 (achat d'échantillons).

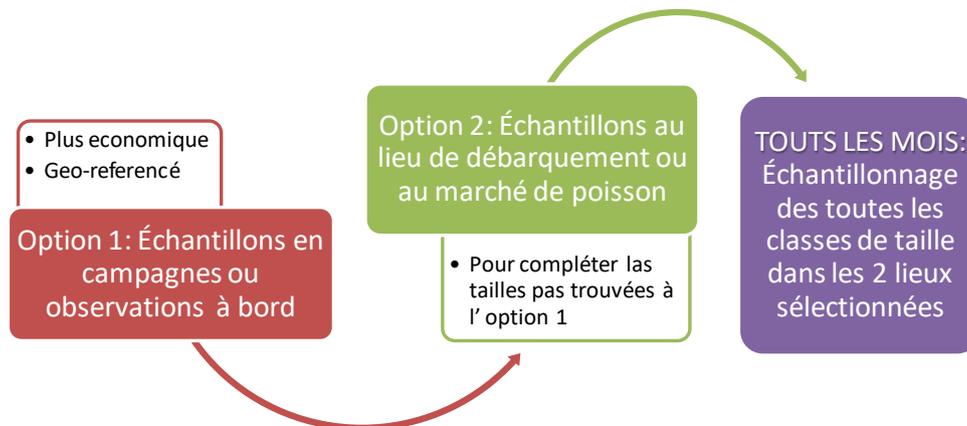


Figure 2.- Sources des échantillons mensuels des espèces et lieux sélectionnés pour les échantillonnages biologiques.

Pour les grands individus de thiof *E. aeneus*, qui sont très chers, d'autres solutions devraient être recherchées si les fonds sont limités pour les acheter (Option 2). Dans ce cas, nous recommandons d'échantillonner l'individu dans le lieu de débarquement / vente, sans l'endommager pour sa vente. Certaines recommandations d'échantillonnage sont faites pour cela dans ce protocole.

C.1. 1. Échantillonnages dans en campagnes/observations à bord de bateaux de pêche

Le Tableau 4 montre les campagnes de recherche et / ou les programmes d'observation à bord planifiés pour 2019 et 2020, et qui peuvent être utilisés pour l'obtention des échantillons des espèces concernés.

Tableau 4.- Campagnes et programmes d' observations à bord en 2019 et 2020.

CAMPAGNES (2019-2020)		
PAYS	2019 (mois)	2020 (mois)
MAURITANIE	Septembre	Avril et Septembre
SÉNÉGAL	–	?
GUINÉE-BISSAU	Novembre-Décembre	Novembre-Décembre
GUINÉE	–	Septembre?
RÉGIONALE (F. NANSEN)	Ghana Côte d'Ivoire Guinée Guinée-Bissau	Mauritanie? Sénégal ?
OBSERVATEURS		
PAYS	Flotille	Année
MAURITANIE	Crevettiers espagnoles (IEO)	2019
	Chalutières poissons (IMROP)	2019-2020
SÉNÉGAL	Crevettiers et Chalutières poissons	2019-2020
GUINÉE-BISSAU	Crevettiers espagnoles (IEO)	2020
	Industrielle international (PRAO)	2020
GUINÉE	–	–
CÔTE D'IVOIRE	?	?
GHANA	Chalutières côtiers (mensuel)	2019-2020

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

- Paramètres biologiques (BIO)
- La génétique (GEN)
- Images pour morphométrie (MOR)

C.1.2. Échantillonnages au lieu de débarquement ou au marché des poissons :

Un calendrier initial pour les échantillonnages biologiques au lieu de débarquement ou au marché aux poissons a été établi durant le GT2-DEMERSTEM (Nouakchott, août 2019), avec le but d'échantillonner un cycle annuel complet, de septembre 2019 à août 2020.

Cependant, lors du GT3-DEMERSTEM (Grand Bassam, février 2020), une révision des problèmes généraux et spécifiques constatés au cours des cinq premiers mois d'échantillonnage a été effectuée, afin de clarifier les doutes ou erreurs éventuelles. Suite à plusieurs problèmes, le calendrier d'échantillonnage a été restructuré dans certains cas d'études afin de disposer d'informations biologiques complètes sur un cycle annuel.

- **Échantillonnage biologique - Mensuel**
- **Morphométrie & génétique - Deux fois par an (semestriel).**

Le **tableau 5** montre les calendriers d'échantillonnages biologiques (BIO) , de collecte d'images pour la morphométrie (MOR) et d'échantillons pour la génétique (GEN), par cas d'étude, espèce et pays.

Tableaux 5. Calendriers des échantillonnages de fréquence de tailles (T), biologiques (BIO), de collecte d'images pour la morphométrie (MOR) et d'échantillons pour la génétique (GEN), par cas d'étude, espèce et pays.

MAURITANIE – SENEGAL-GAMBIE

Epinephelus aeneus

PAYS	Zone/ Mois	Fév 20	Mar 20	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20	Sep 20	Oct 20	Nov 20	Déc 20	Jan 21
MAURITANIE	Noauadhibou	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO
	Nouakchott	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO
SENEGAL-GAMBIE	Kayar	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO
	Saloum-Casamance	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO
	Gambie	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO

Penaeus notialis

PAYS	Zone/ Mois	Mar 20	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20	Sep 20	Oct 20	Nov 20	Déc 20	Jan 21	Fév 21
MAURITANIA	North	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	South	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
SENEGAL-GAMBIE	Saint Louis	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	Saloum	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	Gambie	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
GUINEA-BISSAU	Cacheu	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR- GEN	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO

GUINEA-BISSAU – GUINÉE

Pagrus caeruleostictus

PAYS	Zone/ Mois	Jan 20	Fév 20	Mar 20	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20	Sep 20	Oct 20	Nov 20	Déc 20	Jan 21
GUINEA-BISSAU	Bissau		T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	Cacine	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
GUINEA	Kamsar ou Katchek	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	Conakry	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR-	T BIO-MOR-	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO

Pseudotolithus elongatus

PAYS	Zone/ Mois	Dec 19	Jan 20	Feb 20	Mar 20	Avr 20	Mai 20	Juin 20	Juill 20	Août 20	Sept 20	Oct 20	Nov 20
GUINEA-BISSAU	Cacheu	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR
	Cacine	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR
GUINEA	Kamsar ou Katchek	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR
	Conakry	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO-MOR

CÔTE D'IVOIRE – GHANA

Pagellus bellotii

PAYS	Zone/ Mois	Mar 20	Apr 20	May 20	Jun 20	Jul 20	Aug 20	Sep 20	Oct 20	Nov 20	Dec 20	Jan 21	Feb 21
CÔTE D'IVOIRE	Abidjan	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO
	San Pedro	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO
GHANA	Tema	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO
	Takoradi	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO

Pseudolithus senegalensis

PAYS	Zone/ Mois	Mar 20	Apr 20	May 20	Jun 20	Jul 20	Aug 20	Sep 20	Oct 20	Nov 20	Dec 20	Jan 21	Feb 21
CÔTE D'IVOIRE	Abidjan	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	San Pedro	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
GHANA	Tema	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO
	Takoradi	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO- MOR	T BIO	T BIO	T BIO	T BIO

C.2. ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE- METHODOLOGIE

- **EN CAMPAGNES** : LES 6 ESPÈCES
- **ÉCHANTILLONNAGE DES DEBARQUEMENTS** : LES 2 ESPECES PAR ZONE, BASE MENSUELLE

Objectifs :

Obtenir des informations sur :

- La Reproduction :
 - o Sex-ratio
 - o Indice gonadosomatique (GSI) par mois
 - o Proportion de stade de maturité par mois
 - o Période de frai
 - o Zone de frai
 - o Ogive de maturité et Longueur à la première maturité (L₅₀)
- Poids :
 - o Relation taille-poids
 - o Facteur de condition

Pour tous, analyse de :

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

Paramètres / échantillons à mesurer / prendre:

1. Photos de l'exemplaire (**SEMESTRIAL**)
2. Parasites externes (surface du corps)
3. Taille (LT ou LCar, selon l'espèce) (mm)
3. Poids frais (total) (g)
5. Sexe
6. Maturité
7. Poids de la gonade (g)
8. Parasites internes
9. Poids éviscéré
10. Parasites externes (branchies)
11. Échantillon pour la génétique (**SEMESTRIAL**)
12. Collecte et stockage des otolithes

Méthodologie

- 1) Collectez les échantillons d'une ou de plusieurs sources qui peuvent être complémentaires (campagnes, observateurs, usines, marchés) 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 à 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.). Voir l'Annexe 8, avec la liste du matériel d'échantillonnage.
 - Les formulaires à remplir, en fonction de l'espèce à échantillonner (poisson / crevette).
 - Clé de maturation plastifiée de l'espèce.



Photo : Préparation d'un échantillonnage biologique. Bernal Vilela, FAO

- 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.



Photo : Organisation des individus de *P. notialis* par classe de taille. Eva García Isarch, IEO.

- 4) Préparez les formulaires en remplissant les en-têtes avec les champs principaux : origine de l'échantillon, avec le plus de détails possibles (port, zone de pêche, numéro du chalut), date, nom de l'espèce (nom scientifique et code FAO), poids de l'échantillon, etc. Voir Annexe 9.

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.

- 5) Prendre les **paramètres biologiques** de chaque individu, idéalement dans le même ordre que leur formulaire : taille, poids frais (total), sexe, stade de maturité, poids des gonades et poids éviscéré. Voir l'Annexe 2 pour les procédures et l'Annexe 3 pour les stades de maturité.

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.

POISSONS :

- **Taille** : 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. Voir Annexe 2.
- **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, dans les petites espèces).
- **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 ou elle est endommagée et le sexe ne peut être déterminé à l'œil nu, indiquez sexe indéterminé (code 3).
- **Maturité** : une fois la cavité viscérale ouverte et les gonades exposées pour la détermination du sexe, l'attribution des stades de maturité est effectuée par l'observation macroscopique des caractéristiques de la gonade, observées à l'œil nu (*visu*). Le stade de maturation sera déterminé en fonction des critères de la clé des 5 étapes de l'Annexe 3.
- **Poids de la gonade** : les gonades (ovaires ou testicules) seront enlevées et pesées sur une balance de précision. Le poids doit être enregistré en grammes et avec un minimum de 1 décimale.
- **Poids éviscéré** : après avoir complètement retiré les organes du spécimen, son poids (éviscéré) est prélevé, en utilisant le même instrument que pour le poids total (vivant) dynamomètre ou balance de précision).

Pour les grands individus de thiof *E. aeneus* qui doivent être échantillonnés dans le lieu de débarquement / vente, sans l'endommager pour sa vente, nous recommandons d'enlever les viscères et de les mettre dans un sac. Ils doivent être pesés avec un dynamomètre. Le poids éviscéré serait le poids total moins le poids des viscères.

Toutes les observations considérées comme pertinentes seront notées dans le champ "observations".

CREVETTES :

- **Taille :** la longueur du céphalothorax ou carapace (LCar), est mesurée avec un calibre ou 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 du petasma ; femelles : absence du petasma). Voir Annexe 2.
- **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 (voir Annexe 3).

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

- **Maturité :** en observant la gonade, en utilisant la clé de maturité de 4 stades.
- Il faut noter si elles ont été fécondées ou pas (présence ou absence du spermatophore adhérent au thelycum). "Oui" ou "Non" devrait être noté.

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

- Si le pétasma est fusionné ou pas (écrivez «oui» ou «non»).
 - S'il y a présence ou absence de masse spermatique à côté des bases de la 5e paire d'appendices thoraciques ou péreiopodes. Écrire «oui» ou «non».
- Toutes les données d'intérêt doivent être **TOUJOURS** renseignées dans la case prévue à cet effet « observations » (e.g., individus en mue).

Tableau 6- Tableau synoptique de l'échantillonnage biologique.

PARAMÈTRE	MESURE	OBSERVATIONS
TAILLE	<ul style="list-style-type: none"> - Longueur totale (LT) pour le poisson (mm). - Longueur de la carapace (LCar) pour les crevettes (mm, avec une décimale). 	Instruments de mesures : <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.

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. Il peut arriver que toutes les classes de taille ne puissent pas être complétées en un seul échantillonnage en un mois. Si tel est le cas, deux étapes doivent être suivies:
 - a) Complétez le nombre total requis avec les individus de la classe de taille la plus proche (par exemple: s'il n'y a que 9 individus de la classe de taille 18-21 de PSE, remplissez la classe de taille 22-25 avec 11 individus).
 - b) Essayez d'avoir une couverture complète de toutes les tailles de toutes les tailles couvrant parfaitement les classes sur une base trimestrielle: 30 individus par classe de taille. Les classes qui n'ont pas pu être échantillonnées en un seul mois devraient l'être au cours du trimestre.
- 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 formulaires : 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.

D- COLLECTION DE TISSU POUR ANALYSE GÉNÉTIQUE

CHAQUE 6 MOIS, COMME INDIQUE DANS LES TABLEAUX 5

La fréquence de collecte des tissus pour l'analyse génétique de chaque espèce, zone et pays est indiquée dans le tableau 5.

Un échantillon de tissu de 50 individus échantillonnés pour la biologie et la morphométrie doit être prélevé chaque 6 mois, en suivant cette procédure :

1. Préparation du matériel avant l'échantillonnage

L'opérateur doit porter des gants propres.

Avant l'échantillonnage, préparer des tubes de 2 ml avec bouchon à vis, avec au moins 1 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 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).

2. Procédure d'échantillonnage

IMPORTANT : Les échantillons peuvent être prélevés sur des échantillons frais ou congelés.

Les échantillons ne peuvent pas être obtenus à partir d'échantillons exposés ou fixés au formol.

- 1) Coupez avec des instruments chirurgicaux un échantillon de muscle de 1 cm^3 de chaque individu dans la zone **rouge** indiquée à la Figure 3. 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.

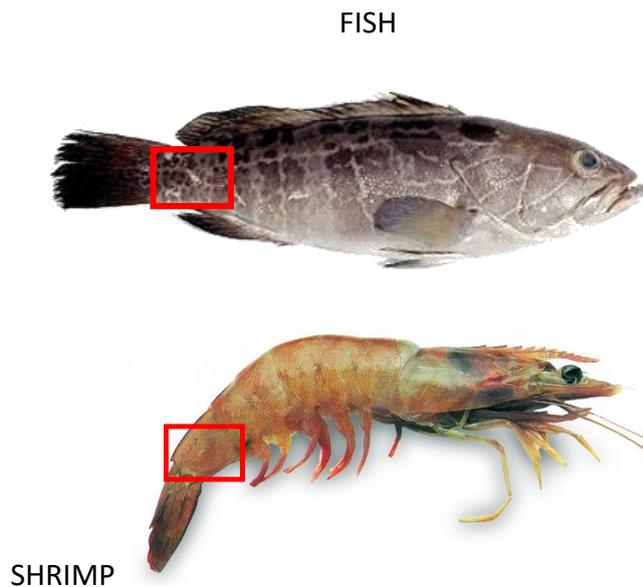


Figure 3.- Emplacement des échantillons de muscle pour la génétique chez les poissons (haut) et les crevettes (bas).

- 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 30% du volume de liquide et fermez bien le capuchon (Figure 4).



Figure 4. Exemple montrant le ratio tissu/éthanol et la taille de l'échantillon.

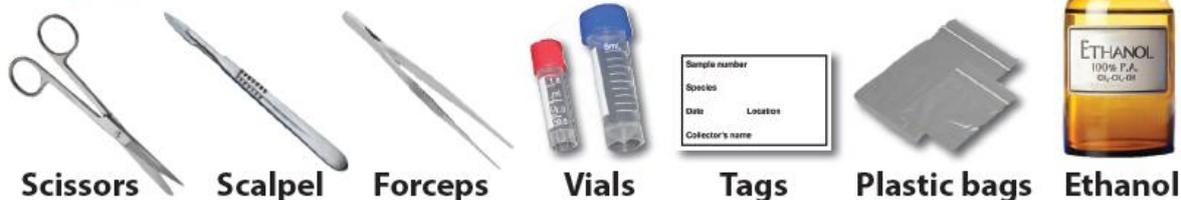
- 3) Nettoyez les instruments chirurgicaux de chaque animal échantillonné avec de l'eau et de l'éthanol commercial et séchez les chaque fois avec un nouveau papier.
- 4) Conservez le tube contenant le tissu à -20°C. Si ce n'est pas possible, assurez-vous que la température ne dépasse pas 4°C.
- 5) 4-5 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

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.

Les codes des individus échantillonnés pour la génétique (Annexe 4) devraient être ajoutés aux formulaires d'échantillonnage biologique décrit à l'Annexe 9.

Equipment



(Source : FAO, 2016).

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.

E- COLLECTION D'IMAGES POUR LA MORPHOMETRIE

CHAQUE 6 MOIS, COMME EST INDIQUE DANS LES TABLEAUX 5

Objectif :

- Utiliser des techniques morphométriques 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 et de nouveaux outils d'analyse (Cadrin, 2000).
- Variabilité spatiale, variabilité sexuelle, variabilité bathymétrique (si les informations de profondeur sont disponibles, e.g.: des campagnes ou d'observateurs) et/ou variabilité de l'ontogénèse (e.g.: par classes de tailles).

Généralités :

L'analyse de la morphométrie sera effectuée par l'IEO en utilisant les méthodes Truss Network (voir l'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 indiquée dans les Tableaux 5.

Les images de 50 individus doivent être prises pour la morphométrie chaque 6 mois, en suivant les explications ci-dessous. Idéalement, ils seront pris pendant un mois couvrant le pic de la fraie (Murta et al., 2008) et six mois plus tard, selon le schéma d'échantillonnage du Tableaux 5.

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 devraient représenter la plus grande range de tailles de la capture (Annexe 1) et cela devrait être aussi commun que possible parmi les pays voisins ciblant la même espèce (cas d'étude).

Résumé de procédure :

1. Placer le poisson droit sur un **fond uniforme**, avec toutes les nageoires visibles et la nageoire pectorale étendue vers l'arrière.
2. Trouvez la **meilleure position** pour éviter les ombres et les reflets qui peuvent rendre difficile la localisation des points de référence.
3. Utilisez les aiguilles pour que tous les **points de références** soient **visibles**.
4. Vérifiez qu'aucune aiguille n'empêche l'emplacement des points de référence,
5. Placez le **ruban à mesurer / règle**.
6. Placez **l'échelle de 3 cm** à côté de la nageoire pectorale.
7. Placez **l'étiquette avec le code d'individu**.
8. Prenez la **photo**, utilisez l'option de « grille » afin que **l'individu** soit **aligné** sur la photo.
9. **Vérifiez** sur la photo: le poisson est complet dans l'image ; il n'y a pas de reflets ou d'ombres ; l'image est bien au foyer : il est possible de lire les chiffres sur le ruban à mesurer ou sur l'étiquette du code.
- 10. Nommez le fichier image** avec le code d'individu photographié.

Procédure détaillé :

- 1) Les exemplaires frais (toujours avant d'être éviscérés) 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** ou un **ruban à mesurer** doit être placée sur la partie supérieure de l'arrière-plan, avec une autre **échelle de 3 cm** sur le long du corps de l'exemplaire, comme indiqué à la Figure 5. 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 (voir les exemples de la Figure 5).
- 3) Les **poissons** doivent être **placés** comme suit :
 - **En ligne droite sur le côté droit** : une ligne imaginaire allant de la pointe du museau au centre de la nageoire caudale (souvent parallèle à la ligne latérale) constitue l'axe le plus évident pouvant être utilisé. Pour obtenir un alignement rectiligne cohérent, une règle peut être placée le long de l'axe longitudinal du poisson.
 - La **bouche** doit être **légèrement ouverte** ((mais jamais complètement ouvert) 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.

- Les nageoires appariées doivent être pliées contre le corps et les **nageoires impaires** (par exemple, dorsale et ventrale) doivent être **entièrement érigées** et écartées et peuvent être fixées dans cette position à l'aide de punaises à dissection (voir Figure 5). 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 entièrement visible de manière à ce que les points de référence (landmarks) puissent être facilement localisés et marqués lors de l'étape de traitement de l'image qui sera réalisée en laboratoire par IEO (voir Annexe 7).

Points de référence (Landmarks) des poissons :

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

Un nombre de 7 points de référence (landmarks) sont utilisés pour les espèces cibles de poissons avec 1 nageoire dorsale (*E. aeneus*, *P. caeruleostictus* and *P. bellottii*) et de 8 pour les espèces cibles de poissons avec 2 nageoires dorsales (*P. elongatus* and *P. senegalensis*). 18-19 points de référence sont utilisés pour les crevettes (*P. notialis*).

- 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. Pour cela, nous devons rechercher 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) et donc effectuer les bonnes mesures.
 - 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.
 - Afin de maintenir l'individu bien aligné dans l'image, on recommande d'activer la fonction «grille» qui permet un **meilleur cadrage de l'image**. Pour un meilleur

cadrage, il est également très pratique de choisir une option de type panoramique (16: 9 ou 19: 9). Les options de type carré (3: 3 ou 1: 1) doivent être évitées.

- 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) Écrivez «Y» (Oui) dans la colonne correspondante «Photo» du formulaire d'échantillonnage biologique (Annexe 9) pour indiquer que la photo de cet individu a été prise pour la morphométrie.
- 7) Pour envoyer des photos :

7.a) Procédure classique :

- 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 JPEG. La résolution minimale de la caméra doit être de 5 MP (images de 5 millions de pixels, avec une résolution de 2560 x 1920).
- **Nommez le fichier image** avec le code ID (comme indiqué à l'Annexe 4) de l'individu photographié.
- Un maximum de 2 images de chaque individu doivent être sélectionnées, **celles de la meilleure qualité** et garantissant qu'elles répondent à toutes les exigences. Les images doivent être envoyées à IEO (eva.garcia@ieo.es), 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. 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.

7.b) Procédure avec l'application Android de saisie des formulaires :

Si vous saisissez en parallèle vos informations sur le formulaire électronique (via l'application Android ODK collect), la prise de la photo est directement intégrée dans le formulaire, pour chaque individu:



The screenshot shows a mobile application interface with a title bar at the top: "Données Biologiques Photos et Morphométrie / Individual...". Below the title bar, there is a text prompt: "Ajouter une observation pour l'espece 'PSE' ligne '1'". Two large, light gray buttons are stacked vertically: "Prendre une photo" (Take a photo) and "Choisir une Image" (Choose an image). Below these buttons, there is a red asterisk followed by the text: "* Combien de parasites extérieurs ?" (How many external parasites?).

Le renommage des photos est alors inutile car chaque photo est associée à l'individu décrit. Quand vous prenez la photo, vous pouvez vérifier votre prise, l'accepter ou non pour en reprendre une autre. Au final seule une photo sera gardée et transmise donc veillez à prendre la meilleure.



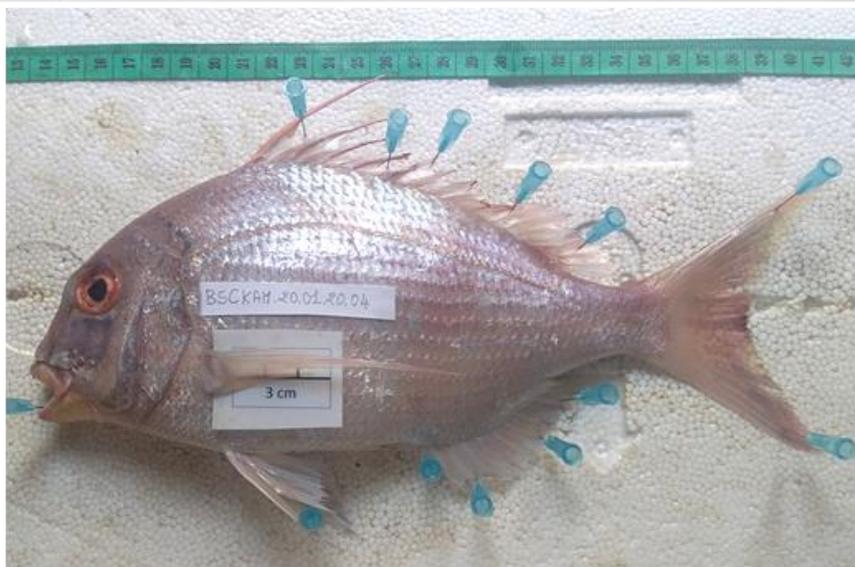
Si vous utilisez un appareil photo indépendant, vous procéderez au renommage et lors de la saisie Android du formulaire vous cliquerez sur « Choisir une image » plutôt que « Prendre une Photo ». Sélectionnez alors la photo (une photo unique) que vous avez prise pour l'individu.



A



B



C

Figure 5. Photo pour la morphométrie de *Penaeus notialis* (A), *Epinephelus aeneus* (B) et *Pagrus caeruleostictus* (C) . A et B : José González Jiménez. IEO ; C : CRO.

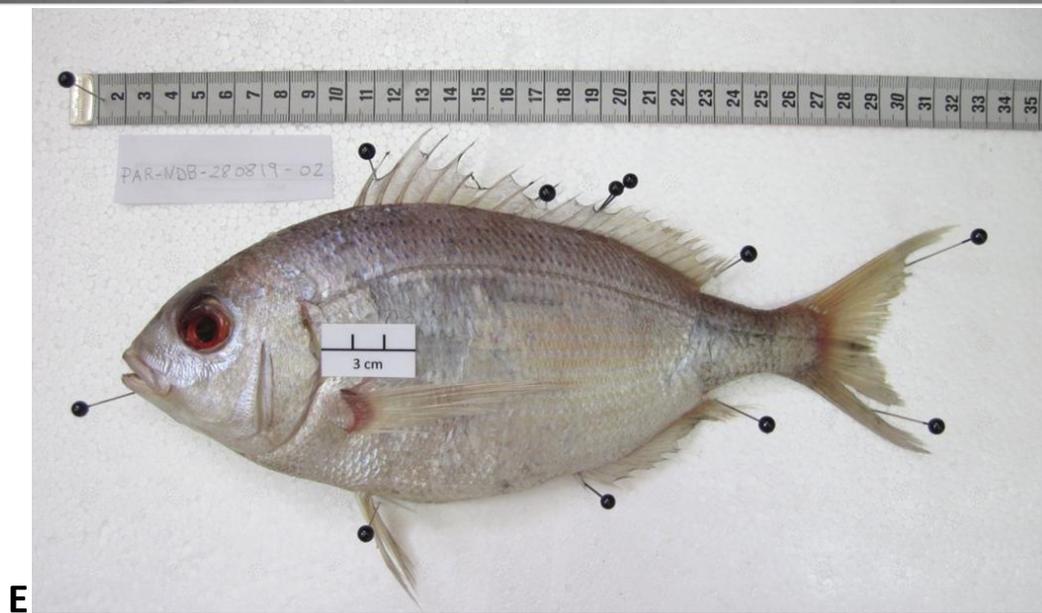


Figure 5 (cont.). Photos pour la morphométrie et *Pseudotolithus senegallus* (D) (valide pour *P. typus* et *P. senegalensis*) et *Pagellus bellottii* (E). D et E : José González Jiménez. IEO.

Equipment



Appareil photo numérique



Regle



Etiquette-Code

Source: FAO, 2016.



Planche



Augilles



Échelle 3 cm

* Utilisez des épingles avec de petites têtes d'épingle pour éviter de couvrir les points de références (landmarks) avec eux.

F- ÉTAPES À SUIVRE DANS LES ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS ET SEMESTRIEL

ÉCHANTILLONNAGES MENSUELS :

Jour 1-2 :

Pour chaque exemplaire :

1. Parasites externes (sur la surface du corps)*(PAR Ext)
2. Taille (LT ou LCar, selon l'espèce)
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 (en branchies)*(PAR Ext branch)
10. Collecte et stockage des otolithes* (OTO)

* Toujours s'assurer qu'ils sont étiquetés avec les mêmes et corrects codes (Annexe 4).

ÉCHANTILLONNAGE SEMESTRIEL :

Jour 1-2 :

Pour chaque exemplaire :

1. Photos de l'exemplaire*
2. Parasites externes (surface du corps)* (PAR Ext)
3. Taille (LT ou LCar, selon l'espèce)
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)

* Toujours s'assurer qu'ils sont étiquetés avec les mêmes codes corrects (Annexe 4).

Jour 4-5

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

RÉFÉRENCES

- Alves, A., Faria, G., Reis, R., Pinto A.R. and S. Vieira. 2011. Aspects of reproduction in pink dentex *Dentex gibbosus* (Rafinesque, 1810) from the Archipelago of Madeira in the northeast Atlantic. *Arquipelago. Life and Marine Sciences* 28: 71–82.
- Bonnet, M. 1969. Les sparidés des cotes nord-ouest africaines. *Rev. Trav. Inst. Pêche Marit.*, 33 (1): 97-116.
- Cadrin, S.X. 2000. Advances in morphometric identification of fishery stocks. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 10: 91–112. 13.
- Chakroun–Marzouk, N. and Kartas, F. 1987. Reproduction de *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830) (Pisces, Sparidae) des côtesTunisiennes. *Bull. Inst. Natl. Sci. Tech. Oceanogr. Pêche Salammbô* 14: 33–45.
- FAO. 2016. Marine species biological data collection manual. An illustrated manual for collecting biological data at sea. vi + 53 pp.
- Hansen, F.T, Burnsb, F., Post, S., Thygesend, U.H., Jansen, T. 2018. Length measurement methods of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) and Atlantic horse mackerel (*Trachurus trachurus*) – current practice, conversion keys and recommendations. *Fisheries Research* 205: 57–64.
- Ismail, R.F., Mourad, M.M and Farrag, M.M.S. 2018. Gonadal development and hermaphroditism of bluespotted seabream, *Pagrus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830) from the Mediterranean Sea, Egypt. *Egyptian Journal of Aquatic Research* 44: 163–171.
- Kouame, A.M., Sylla, S., Arra, S., Kouakou, K.F., Yao, S.S. 2018. Parameters of Reproductive biology of Red Pandora *Pagellus bellottii* (Steindachner, 1882) in the Ivoirian coast (Cote d'Ivoire). *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences (JBES)*. Vol. 12, No. 4: 185–193.
- Mackie, M., Jackson, G., Tapp, N., Norris, J. and Thomson, A. 2009. Macroscopic and microscopic description of snapper (*Pagrus auratus*) gonads from Shark Bay, Western Australia. Fisheries Research Report No.184. Dep. of Fisheries, Western Australia. 35 pp.
- Marini, M., Suman, A. Farajallah, A., Wardiatno, Y. 2017. Identifying *Penaeus merguensis* de Man, 1888 stocks in Indonesian Fisheries Management Area 573: a truss network analysis approach. *AAFL Bioflux*, Volume 10, Issue 4.
- Mascareñas, I., Hinojosa, G. Erisman, B. y Aburto–Oropeza. 2013. Manual de Monitoreo biológico–pesquero de curvina golfina (*Cynoscion othonopterus*). CBMC–SIO. 28 pp.
- Murta, A. G., Pinto, A. L. and Abaunza, P. 2008. Stock identification of horse mackerel (*Trachurus trachurus*) through the analysis of body shape. *Fish. Res.* 89:152–158.
- Navarro, P., Lozano F., Navaz, J.M., Otero, E. y Sainz Pardo J. 1943. La pesca de arrastre en los fondos del Cabo Blanco y del Banco Arguin (África sahariana). *Trab. Inst. esp. Océanogr*, 18:172 pp.
- Ndiaye, A.M. 2014. Etude du cycle sexuel et l'inversion sexuelle de *Pagellus bellottii* (Téléostéen : Sparidae) dans les eaux sénégalaises. *Afrique Science* 10 (4): 257–266.

Ndiaye, W., Thiaw, M., Diouf, K., Ndiaye, P., Thiaw, O.T. and Panfili, J. 2013. Changes in population structure of the white grouper *Epinephelus aeneus* as a result of long-term overexploitation in Senegalese waters. *African Journal of Marine Science*, 35 (4): 465–472.

Rijavec, L. 1973. Biologie et dynamique de *Pagellus coupei* (Euz. 1960), *Pagrus ehrenbergi* (Val. 1830) et *Dentex canariensis* (Poil. 1954) in Ghana waters. *Doc. sci. Cent. rech. océanogr. Abidjan*, 4 (3): 49–97.

Stewart, J., Rowling, K., Hegarty, A.M. and Nuttall, A. 2010. Size and age at sexual maturity of snapper *Pagrus auratus* in New South Wales 2008/09. *Industry & Investment NSW– Fisheries Research Report Series: No. 27*. 38 pp.

ANNEXE 1-

CLASSES DE TAILLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE BIOLOGIQUE DES ESPECES CIBLES

ANNEXE 1- Nombre d'individus à échantillonner par classe de tailles pour chaque espèce sélectionnée par mois/trimestre

<i>P. notialis</i> (SOP)			<i>E. aeneus</i> (GPW)			<i>P. caeruleostictus</i> (BSC)			<i>P. elongatus</i> (PSE)			<i>P. bellottii</i> (PAR)			<i>P. senegalensis</i> (PSS)		
mm Lcar	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)	cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)	cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)	cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)	cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)	cm LT	No. Ind (Mois)	No. Ind (Trim)
<20	10	30	<30	8	24	<16	10	30	<14	10	30	<12	10	30	<15	10	30
20-22	10	30	30-39	8	24	16-20	10	30	14-17	10	30	12-15	10	30	15-19	10	30
23-25	10	30	40-49	8	24	21-25	10	30	18-21	10	30	16-19	10	30	20-24	10	30
26-28	10	30	50-59	8	24	26-30	10	30	22-25	10	30	20-23	10	30	25-29	10	30
29-31	10	30	>59	8	24	31-35	10	30	26-29	10	30	24-27	10	30	30-34	10	30
32-34	10	30	TOTAL	40	120	>35	10	30	30-33	10	30	>27	10	30	35-39	10	30
35-37	10	30				TOTAL	60	180	>33	10	30	TOTAL	60	180	>39	10	30
38-40	10	30							TOTAL	70	210				TOTAL	70	210
41-43	10	30															
>43	10	30															
Total	100	300															

	5 classes		6 classes		7 classes		6 classes		7 classes
	10 cm/class		5 cm/class		4 cm/class		4 cm/class		5 cm/class

10 classes
3 mm/class

Il peut arriver que toutes les classes de longueur ne puissent pas être complétées en un seul échantillonnage en un mois (colonne rouge). 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 (e.g. : s'il n'y a que 9 individus de la classe de longueur 18-21 de PSE, complétez la classe de longueur 22-25 avec 11 individus).
- Essayez de couvrir parfaitement toutes les tailles de longueur sur une base trimestrielle : 30 individus par classe de longueur (colonne grise). Les classes qui n'ont pas pu être échantillonnées au cours d'un seul mois devraient l'être dans le trimestre.

ANNEXE 2-

RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES (BIO)

ANNEXE 2- RECUEIL DE PARAMÈTRES BIOLOGIQUES

1. TAILLE

Procédure de mesure d'un **POISSON** (d'après FAO, 2016) :

- 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** (LT, de l'extrémité antérieure du museau ou de la mâchoire, à l'extrémité de la nageoire caudale, en ligne droite (Figure 1-A). **Eviter utiliser la «longueur de la queue pincée»** (pinched tail length, en la Figure 1B).
- 5) Les unités de mesure standard utilisée sont les millimètres (mm).

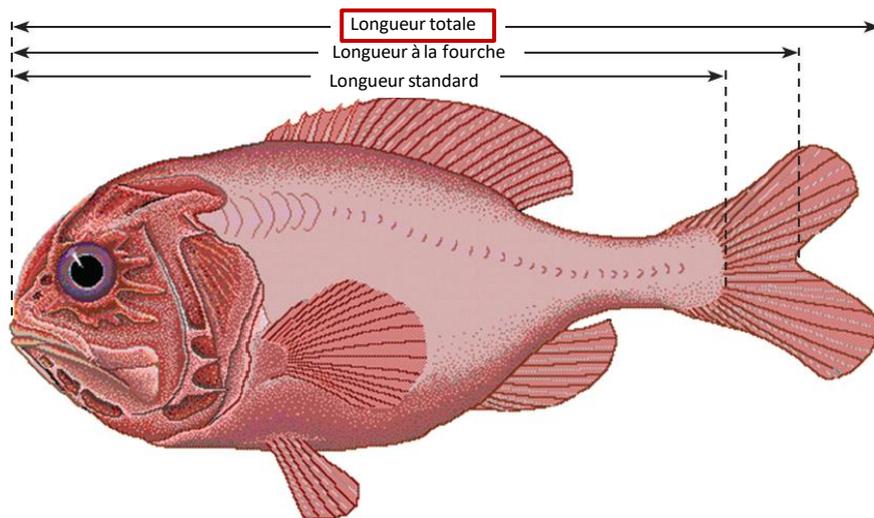


Figure 1-A. Mesures de poissons (FAO, 2016).

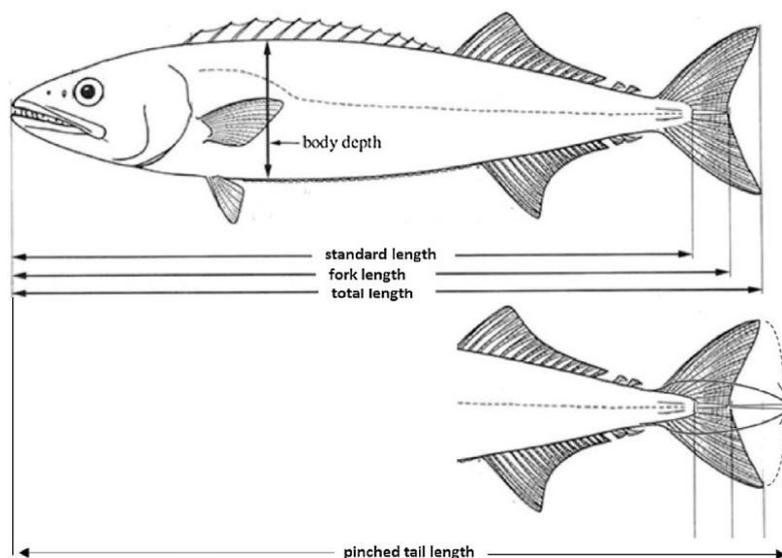


Figure 1-B.- Méthodes de mesure de la taille du poisson (Hansen et al., 2018).

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.



Photo : CRO

Procédure à suivre pour mesurer une crevette (*P. notialis*) :

- 1) Prenez la crevette avec la main gauche, les yeux et le rostre à gauche. Prenez le calibre ou pied à coulisse avec la main droite.
- 2) Placez le pied à coulisse entre la base du rostre et le milieu de l'arrière de la carapace.
- 3) Prendre la longueur de la carapace (cephalotorax) (LCar, 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. E.g.: 24,3 mm.

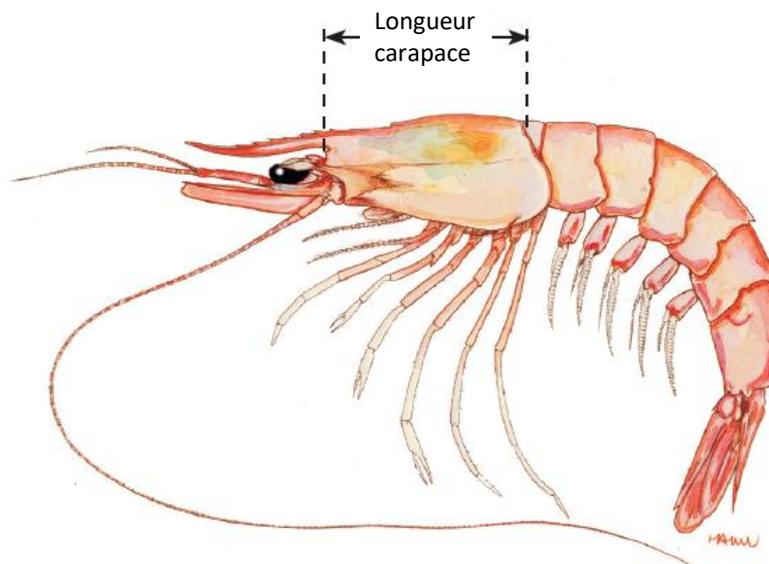


Figure 2. Longueur de la carapace (FAO, 2016).

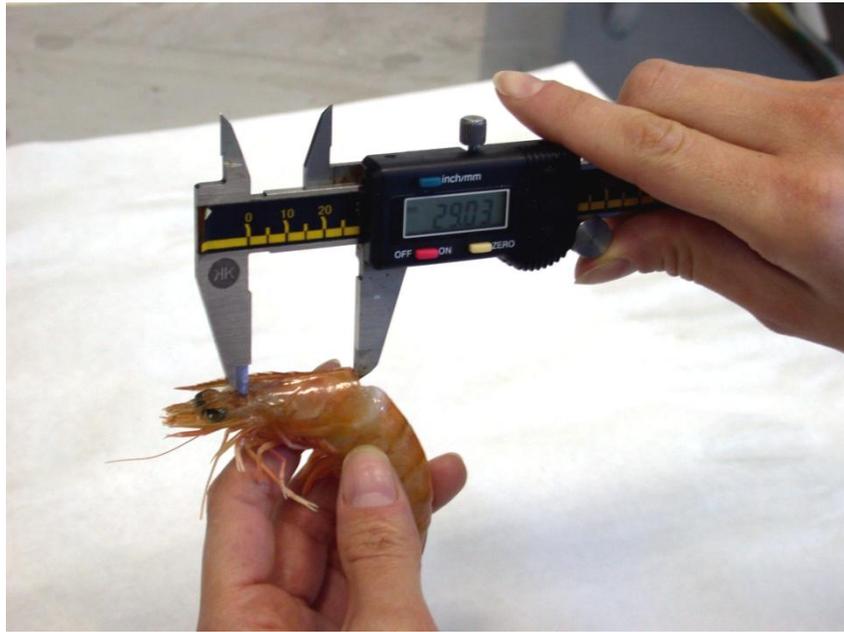


Photo : Eva García Isarch. IEO.C.O. Cádiz

Matériel de mesure :

- a) **Planche à mesurer ou ichthyomètre :**
pour les poissons.



- b) **Calibre ou pied à coulisse :**
pour les crevettes



- c) **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.



Tableau 1.- Tableau récapitulatif avec les procédures de mesure du poisson et des crevettes.

GROUPE	MESURE	Abrév.	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Longueur totale	LT	mm	Planche à mesurer ou Ruban à mesurer
CREVETTES	Longueur de la carapace ou du céphalotorax	LCar	mm (avec une décimale)	Calibre ou pied à coulisse

2. POIDS FRAIS

C'est le poids de l'exemplaire avant d'être éviscéré. Pour peser chaque individu, des balances électroniques de précision doivent être utilisées chaque fois que possible. Les dynamomètres peuvent être utilisés pour les grands individus avec des poids supérieurs à ceux de la balance électronique.

Chaque exemplaire sera pesé, indiquant le poids frais en grammes (exact et avec une décimale pour les crevettes).



Photo: CRO

Équipement pour peser (FAO, 2016) :



Dynamomètre :

Souvent utilisé par les observateurs en mer.

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



Balance électronique

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

Pas généralement utilisée à la mer.

Tableau 2.- Tableau récapitulatif avec les procédures de mesure du poisson et des crevettes (voir les détails en Annexe 2).

GROUPE	MESURE	UNITÉ	ÉQUIPEMENT
POISSON	Poids frais Poids éviscéré	Gramme (g)	Balance électronique ou Dynamomètre
CREVETTES	Poids frais	Gramme (g), avec une décimale	Balance électronique

3. SEXE

POISSON- 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 (voir Annexe 2). Normalement, la cavité viscérale doit être ouverte afin que les gonades (ovaires chez les femelles et testicules chez les mâles) soient exposées.

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 6.

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 le stade vierge-immature, la différenciation entre les sexes peut généralement se faire à l'œil nu (*visu*) en observant les caractéristiques externes des gonades, en suivant les généralités du Tableau 3.

Tableau 3. Différences fondamentales dans l'apparence des gonades de poisson mâles et femelles.

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.

L'hermaphrodisme se manifeste chez certaines espèces cible de poissons :

***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) (Ndiaye et al., 2010).

***Pagrus caeruleostictus*, Est considéré une espèce :**

- **Hermaphrodite rudimentaire** : seuls les très jeunes individus ont des organes des deux sexes, bien qu'ils soient encore totalement 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 (Chakroun-Marzouk et Kartas, 1987, dans les cotes tunisiennes).
- Cependant Bonnet (1969) ne trouve que **deux individus hermaphrodites** de 35 et 46 cm de taille 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).

***Pagellus bellottii* :**

- Dans les eaux sénégalaises, *P. bellottii* est défini comme un **hermaphrodite protogyne** (Ndiaye, 2014).
- En revanche, le caractère hermaphrodite n'a pas été confirmé en Côte d'Ivoire (Kouame et al., 2018).

CREVETTES (*P. notialis*) - Par des caractères externes :

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

Mâles

Se distinguent par :

- a) La présence d'un **pétasma**, qui est une structure rigide qui transfère les spermatozoaires du mâle vers la femelle et qui se trouve dans la première paire d'appendices abdominaux ou pléopodes. Le pétasma est composé de deux endopodites modifiés joints par un bord interne membraneux. Dans les spécimens matures les deux endopodites (membranes) sont toujours fusionnés en pétasma, alors que les individus immatures (encore de petite taille) sont les seuls à avoir ces endopodites séparés, une dans le pléopode droit et une autre dans la gauche.

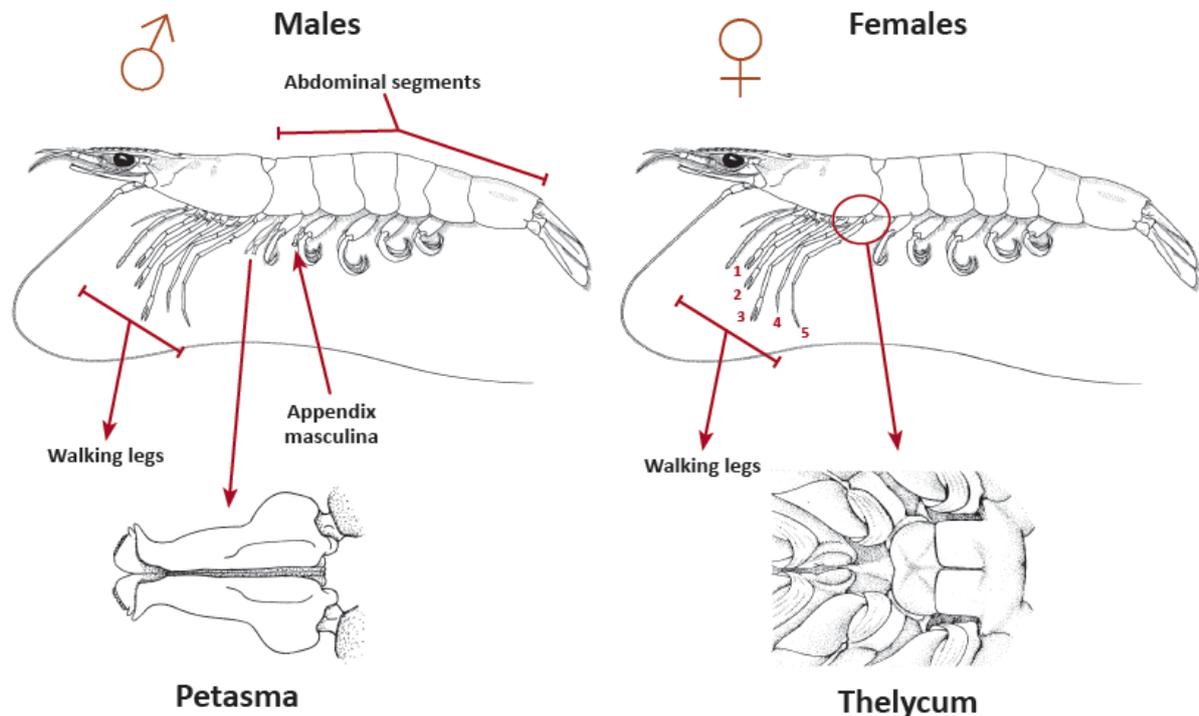
- b) La présence de **masse spermatique**, dans les spécimens matures, accumulée sur les bases des 5e paire d'appendices thoraciques ou péreiopodes. Souvent visible à l'œil nu, ou par légère pression de la zone.

Femelles

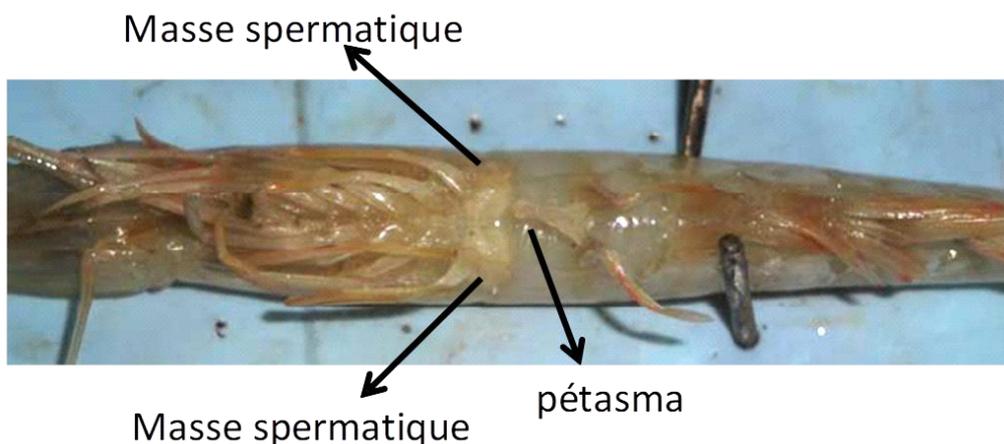
Se distinguent par:

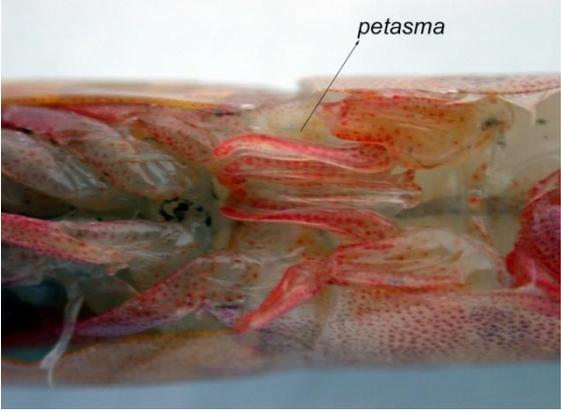
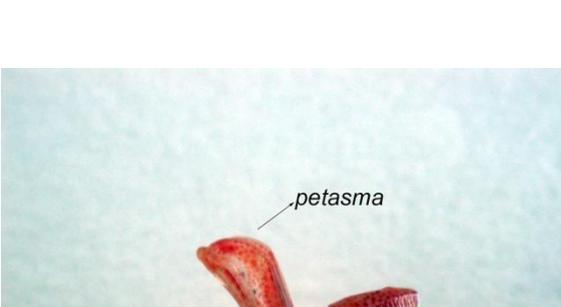
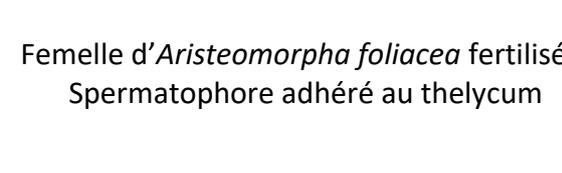
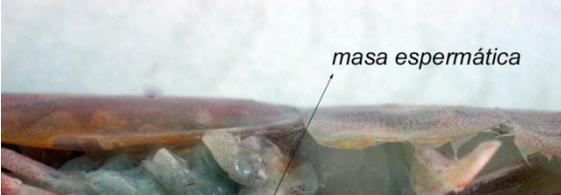
- a) **L'absence de pétasma.**
- b) La présence du **thelycum**, qui est une modification de la partie ventrale du céphalothorax au niveau des 3e, 4e et 5e péreiopodes (ou appendices thoraciques), et le lieu où le mâle dépose son spermatophore

Les femelles de *P. notialis* ont un "thelycum ouvert", ce qui signifie que le spermatophore adhère à l'extérieur du thelycum, permettant de vérifier à l'œil nu si la femelle a été fécondée (elles ont un spermatophore) ou pas.



FAO FishFinder Original
Illustrations Archive



MÂLE	FEMELLE
 <p>petasma</p>	 <p>thelycum</p>
 <p>petasma</p>	 <p>Thelycum de femelle non fécondée de <i>Penaeus notialis</i>.</p>
 <p>petasma</p>	 <p>Femelle d'<i>Aristeomorpha foliacea</i> fertilisée. Spermatophore adhérent au thelycum</p>
 <p>masa espermática</p>	
	

Photos : Eva García Isarch. IEO-Cádiz

4. STADE DE MATURITÉ

POISSONS

Pour les poissons, on va à procéder à la dissection des spécimens pour l'observation des gonades et la détermination du stade de maturité (voir Annexe 3). Une fois la cavité viscérale ouverte et les gonades exposées pour la détermination du sexe, l'attribution des stades de maturité est effectuée par l'observation des caractéristiques de la gonade pouvant être observées à l'œil nu (*visu*).

Les stades de maturation seront déterminés en fonction des critères de la clé à 5 stades de l'Annexe 3. Les clés de maturation doivent toujours être plastifiées pour leur utilisation en laboratoire.

Les clés de maturation des espèces ou des groupes les plus importants figurent à l'Annexe 3.

CREVETTES

L'attribution des phases de maturité est réalisée à travers l'observation de caractéristiques externes observables à l'œil nu (*visu*). Voir Annexe 3. Femelles → 4 stades. Mâles → 2 stades.

5. POIDS DES GONADES

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.

Pour les crevettes : seuls les lobes postérieurs des ovaires seront pesés. Aucun poids des gonades mâles ne devrait être pris.



Photo de gonade de poisson : Fernández et al., 2012.



Photo de lobes postérieurs des ovaires de crevettes : IEO- Cádiz

6. 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, indiquant le poids en grammes (avec une décimale, s'il s'agit d'une balance de précision) et en le notant sous les formulaires correspondantes.

Équipement :



Ciseaux



Scalpel



Pince



Ciseaux à poisson



Couteau à dents



Marteau et ciseau
(pour l'extraction des otolithes des grandes thiofs)

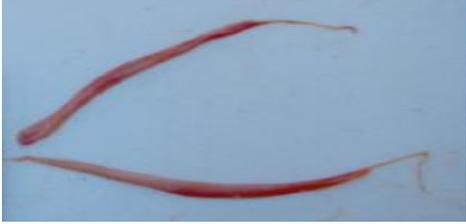
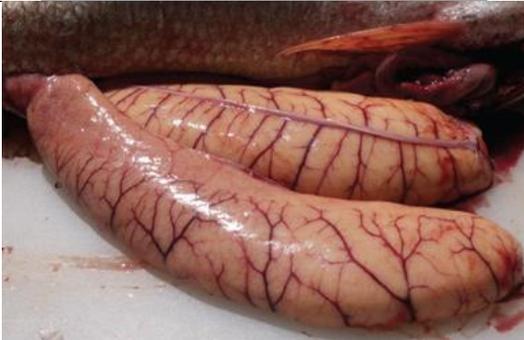
ANNEXE 3- CLÉS DE MATURITÉ

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX

CLÉ DE MATURITÉ POUR LES POISSONS DÉMERSAUX (5 ESTADES)

ESTADES	GÉNÉRALITÉS	FEMELLE	MALE
1 IMMATURE/ 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, de consistance ferme et transparent ou de couleur rosée/grise. Aucun œuf visible à l'œil nu. Vascularisation minimale.	Les testicules sont petits, translucides, blanchâtres, se présentent sous la forme de minces bandes situées près de la colonne vertébrale.
2 DEVELOPPEMENT/ 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 / Consistance ferme. Ovaire opaque, arrondi, couleur rose ou jaune/orange (selon les espèces), présentant une certaine vascularisation. Aucun œuf visible à l'œil nu.	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 pressé ou coupé.
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.	Testicule large (2/3). Blanchâtre à crémeux et alambiqué. Aucune laitance produite lorsque pressée ou coupée.
4 GRAVIDES (FEMELLES) OU MATURES (MÂLES)	Gonades volumineuses occupant entre 2/3 et toute la cavité viscérale. Irrigation au sang parfaitement visible, abondante et ramifiée.	Ovaire grand (2/3 total). Couleur allant du rose au rougeâtre orangé avec des vaisseaux sanguins superficiels bien visibles. Consistance ferme. Grands œufs transparents, mûrs (translucides) visibles, parfois coulants sur pression.	Testicule large (2/3 total). Épaisse. Couleur blanc opalescent. Le sperme coule sous pression abdominale.
5 VIDE (POST-PONTE)	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 (hémorragiques). Consistance molle. Il contient quelques œufs résiduels et de nombreux petits œufs.	Testicules réduits, flasques, de couleur blanche souillé, avec traces de saignement (aspect hémorragique). Sperme est absent ou résiduel.

SCIANIDAE (Famille de *Pseudotolithus* spp.)

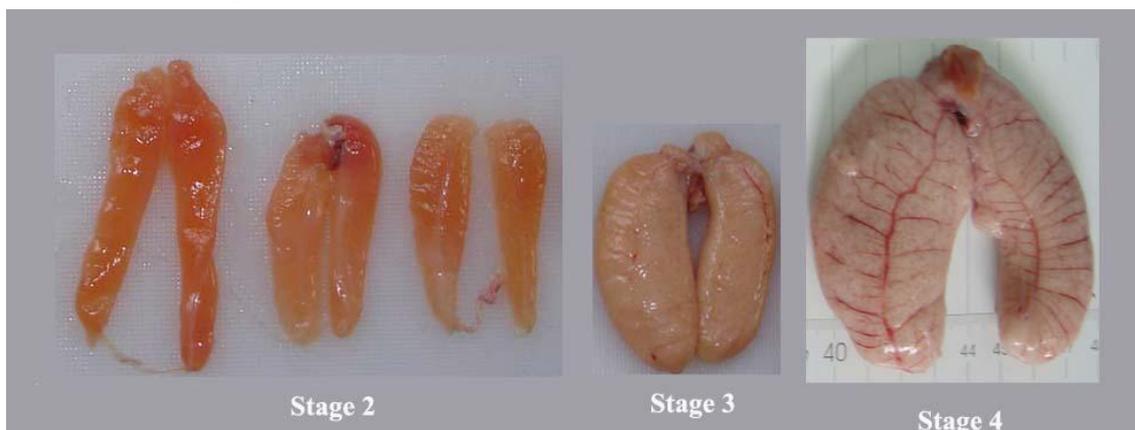
Estade	FEMELEE	MALE
1-IMMATURE		
2- EN VOIE DE MATURATION		
3- PRESQUE À MATURITÉ		
4- GRAVIDES (F) ou MATURES (M)		
5- VIDE		
1- AU REPOS		

PHOTOS : Mascareñas I., G. Hinojosa, B. Erisman, O. Aburto-Oropeza. 2013. *Cynoscion othonopterus*.

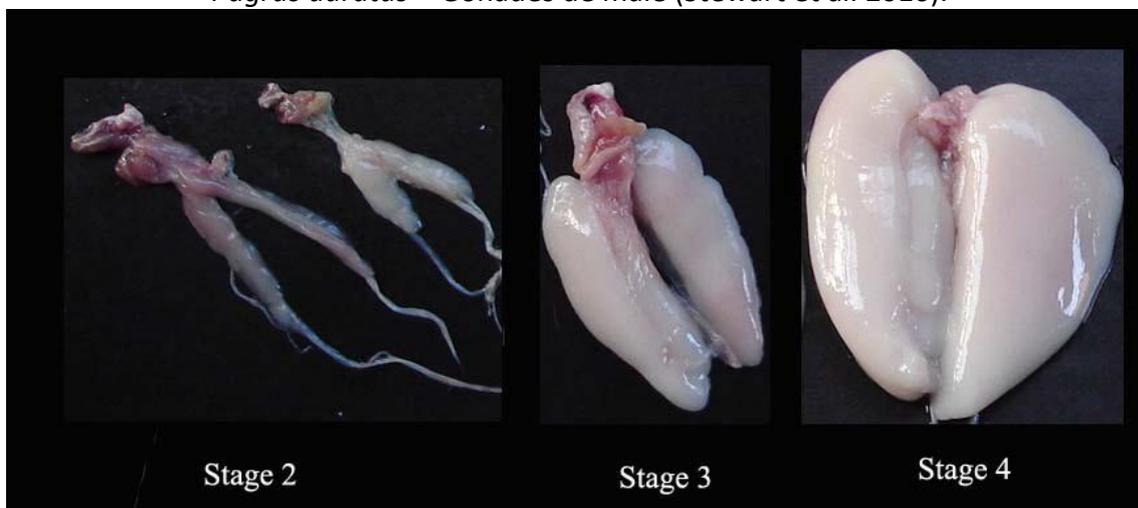
CLÉ DE MATURITÉ POUR *Pagrus caeruleostictus* (5 ESTADES)- Ismail et al., 2018

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).



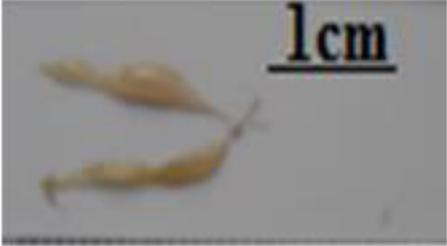
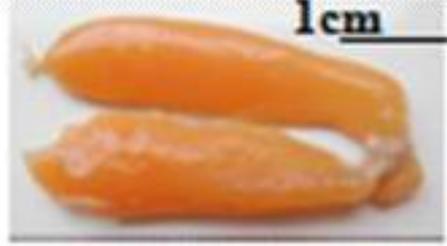
Pagrus auratus – Gonades de male (Stewart et al. 2010).



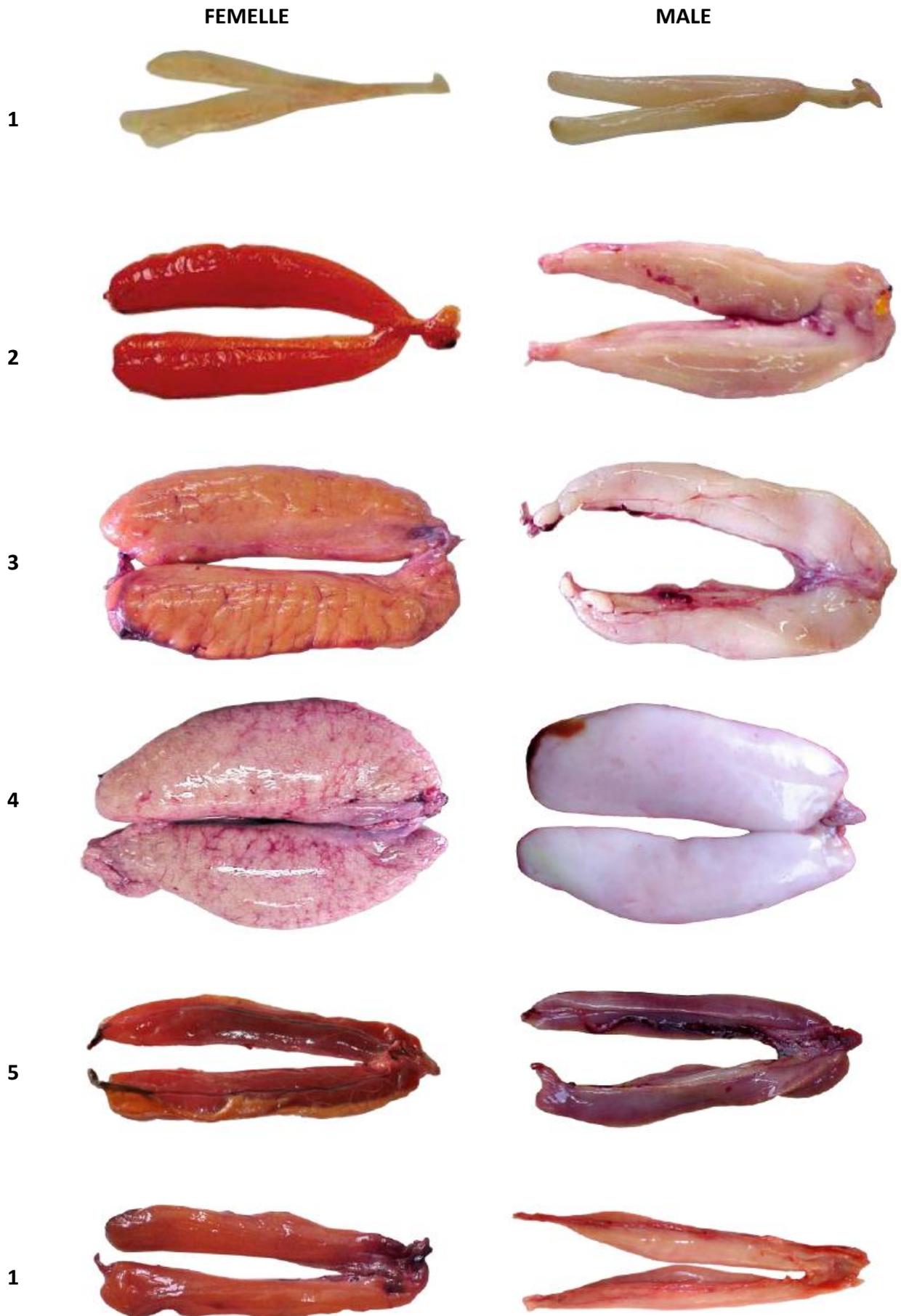
***Pagrus auratus*- Gonades de femelle (Mackie et al., 2009)**

ESTADE	FEMELLE	
<p>1 IMMATURE</p>		
<p>2 EN VOIE DE MATURATION</p>		
<p>3 PRESQUE À MATURITÉ</p>		
<p>4 GRAVID</p>		
<p>5 VIDE</p>		
<p>1 AU REPOS</p>		

Pagellus bellotii (photos de Kouame et al., 2018)

ESTADE	FEMELLE	MALE
1 IMMATURE OU AU REPOS		
2 EN VOIE DE MATURATION		
3 PRESQUE À MATURITÉ		
4 GRAVIDES (FEMELLES) OU MATURES (MÂLES)		
5 VIDE		

AUTRES SPARIDAE- *Dentex gibbosus* (Alves et al. 2011)



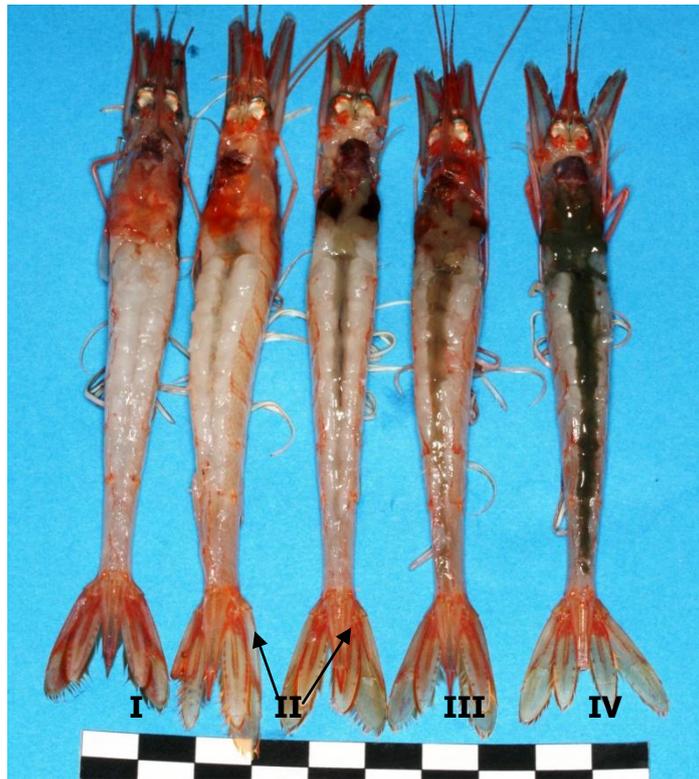
MATURITÉ CLÉ POUR

Penaeus notialis

***Penaeus notialis*-FEMELLES (clé 4 stades)¹**

STADES	DESCRIPTION	COULEUR DES GONADES	OBSERVATIONS	PHOTO
1-IMMATURE	Ovaires minces, transparents et non visibles à l'œil nu. Après dissection, deux tubes minces et transparents sont visibles, attachés à la partie dorsale de l'estomac et ne s'étendant pas jusqu'à l'abdomen.	Translucide	Seul un mince tube noir (tube digestif plein) ou transparent (tube digestif vide) est visible à l'œil nu dans la partie abdominale.	
2- EN DÉVELOPPEMENT OU AU REPOS	Ovaires très peu visibles à l'œil nu et sans dissection.	Blanc cassé, jaune pâle ou crème-orange	Gonade visible au travers du céphalothorax et de l'abdomen, mais avec des lobes abdominaux assez minces. La différence avec le stade III (en plus de l'épaisseur) est qu'au stade II, les lobes abdominaux ne sont pas observables dans les derniers segments de l'abdomen.	
3. EN MATURATION	Ovaires clairement visibles au travers du tégument. Développés et à consistance turgescente, les lobes abdominaux et céphaliques occupent toute la partie distale. Gonade avec un aspect granuleux.	Jaune foncé, orange ou vert clair	Lobes abdominaux atteignant les derniers segments de l'abdomen.	
4-MATURE	Ovaires turgescents s'étendant sur toute la région dorsale. Lobes postérieurs ou abdominaux bien développés. Ovocytes bien visibles.	Différentes tonalités de vert foncé	Gonades plus grandes qu'au stade précédent. Élargissement visible du lobe du premier segment abdominal.	

¹ Clé et photos: IEO-C.O. Cádiz

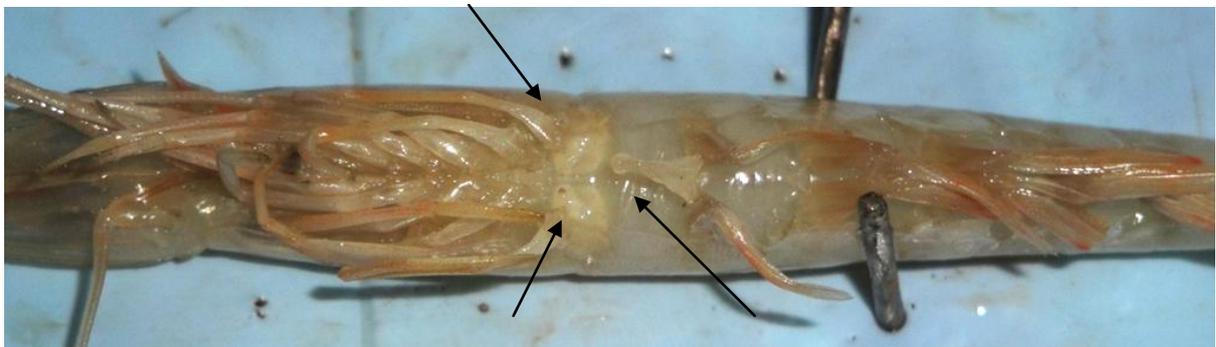


Photos des 4 stades de maturité des femelles de *Parapenaeus longirostris*

***Penaeus notialis*-MÂLES (clé 2 stades)²**

STADE	PÉTASMA	SPERME À CÔTÉ DES BASES de la 5e PAIRE D'APPENDICES THORACIQUES
1. IMMATURE	Non fusionné	Absent
2. MATURE	fusionné	Présent

Masse de sperme



Masse de sperme

Petasma fusionné

MÂLE MATURE

² Clé et photos: IEO-C.O. Cádiz

ANNEXE 4-

CODES D'ÉTIQUETTES POUR ÉCHANTILLONS ET PHOTOS

ANNEXE 4- CODES D'ÉTIQUETTES UTILISÉS POUR DES ÉCHANTILLONS GÉNÉTIQUES / PARASITES ET PHOTOS POUR MORPHOMÉTRIE

Le code pour chaque individu consiste en :

- Code FAO 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
Espèce	<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	Noauadhibou	NDB
	Nouakchott	NKC
	Saint Louis	SLO
	Saloum	SAL
	Casamance	CAS
	Gambie	GAM
	Kayar	KAY
	Cacheu	CCH
	Cacine	CAC
	Bissau	BIS
	Kamsar	KAM
	Katchek	KAT
	Conakry	CON
	Abidjan	ABJ
	San Pedro	SPE
	Tema	TMA
Takoradi	TKO	
Campagnes	Nom de la campagne et numéro du chalut	
Date	Jour/Mois/Année	

E.g. 1 : **GPW_NDB_15/02/20_03**-> numéro individu 3 de *E. aeneus* de Noauadhibou (Mauritanie) échantillonné le 15/02/2020.

E.g. 2 : **SOP_CAS_03/08/20_12**-> numéro individu 12 de *P. notialis* de Casamance (Sénégal) échantillonné le 03/08/2020.

E.g. 3 : **PSE_CCH_10/01/20_08**-> numéro individu 8 de *P. elongatus* de Cacheu (Guinée-Bissau) échantillonné le .10/01/2020.

E.g. 4 : **BSE_KAM_07/07/20_45**-> numéro individu 45 de *P. caeruleostictus* de Kamsar (Guinée) échantillonné le 07/07/2020.

E.g. 5 : **PSS_ABJ_12/10/19_36**→ numéro individu 36 de *P. senegalensis* d'Abidjan (Côte d'Ivoire) échantillonné le 12/10/2019.

E.g. 6 : **PAR_TKO_12/12/19_23**→ numéro individu 23 de *P. bellottii* du Takoradi (Ghana) échantillonné le 12/12/2019.

E.g. 7 : **GPW_EAF58_15/02/20_05**→numéro individu 5 de *E. aeneus* du chalut 58 de la campagne EAF Nansen échantillonné le 15/02/2020

E.g. 8 : **SOP_OCM125_21/12/19_12**→numéro individu 12 de *P. notialis* du chalut 125 du observateurs (O) à bord des crevettiers (C) en la Mauritanie (M), échantillonné le 21/12/2019

ANNEXE 5-

COLLECTION ET STOCKAGE

D'OTOLITHES (OTO)

ANNEXE 5 - COLLECTE ET STOCKAGE D'OTOLITHES

Les otolithes sont des paires de structures osseuses de carbonate de calcium qui agissent comme un mécanisme d'équilibrage. Ils sont situés dans le crâne, plus précisément dans le saccule de l'oreille interne, sous le cerveau et derrière les yeux, dans des cavités séparées (vésicules de l'oreille) des deux côtés de la cavité crânienne (Figure 1). Les otolithes sagittaux (les plus gros) sont ceux 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, car leur forme peut varier en fonction de la provenance de l'individu. Ces différences sont dues aux différents habitats et caractéristiques océanographiques.

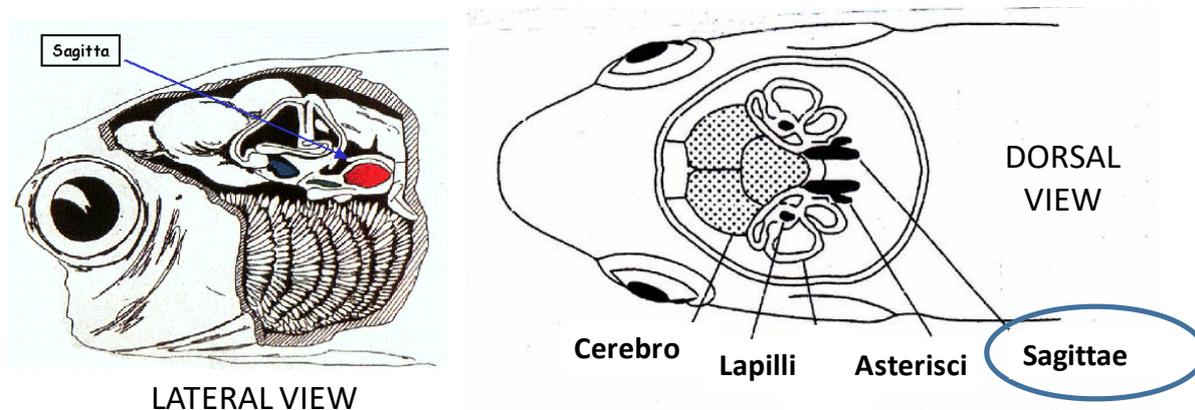


Figure 1. Emplacement des otolithes sagittaux. Vues latérale et dorsale.

Procédure de collecte des otolithes :

Les otolithes sont situés légèrement derrière, sous le cerveau et nichés dans des cavités séparées, une de chaque côté de la ligne médiane.

Les outils de tranchage et de coupe varient en fonction de la taille et de la robustesse du crâne, mais sont généralement constitués de couteaux. N'utilisez jamais de scalpel pour l'extraction des otolithes. Utilisez un couteau dentelé, ce qui est beaucoup plus sûr. Une scie à main ou même un marteau et un ciseau peuvent être nécessaires pour les très gros individus (par exemple: *E. aeneus*).

1) En général, il existe différentes façons d'extraire les otolithes, qui peuvent être plus ou moins efficaces selon l'espèce et la taille des poissons.

a. **par une coupe oblique de la zone dorsale du neurocrâne** (Figure 2)

Maintenir le poisson à la verticale, poser fermement le ventre sur l'ichtyomètre et couper selon un plan vertical. Pour effectuer la coupe, la tête du spécimen doit être maintenue en insérant l'index et le pouce (main gauche ou droite) dans les orbites.

Le neurocranium devant les yeux est coupé avec une inclinaison d'environ 45°. Soulever le poisson et pencher sa tête vers le bas pour ouvrir l'incision et révéler le cerveau afin d'exposer les otolithes.

Les otolithes sont retirés à l'aide d'une pince pointue.



Figure 2.- Procédure de collecte des otolithes de *Pseudotolithus* spp de grande taille, par une coupe oblique de la zone dorsale du neurocrâne. Photos : José González Jiménez. IEO.

b. par une coupe longitudinale de la zone ventrale des capsules otiques (Figure 3)

Le spécimen est placé avec l'abdomen vers le haut et une coupe transversale est faite sur la région jugulaire. La main est insérée dans la chambre branchiale à travers la zone sectionnée, les branchies sont saisies et tirées vers le haut et vers l'avant afin de les extraire et d'exposer les capsules auriculaires. Ceux-ci se trouvent à la base du neurocrâne et constituent une grande partie du toit de la chambre branchiale. Ils sont facilement reconnaissables par leur forme bulbeuse caractéristique.

Une coupe longitudinale est effectuée qui commence au bord postérieur de la capsule otique et est dirigée vers l'avant.

- 2) Sonder délicatement à la pince pour localiser les otolithes invisibles, car ils sont durs et denses et offrent une « sensation » différente à celle du tissu des os/cartilages.
- 3) Enlever soigneusement la paire d'otolithes en utilisant la pince. Les otolithes sont fragiles et se briseront s'ils ne sont manipulés avec soin.

- 4) Essuyer soigneusement cette sorte de « gelée » d'otolithes. Si un tissu adhère à l'otolithe, nettoyez-le en l'essuyant doucement sur une partie propre de votre gant, 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 un tube étiqueté.

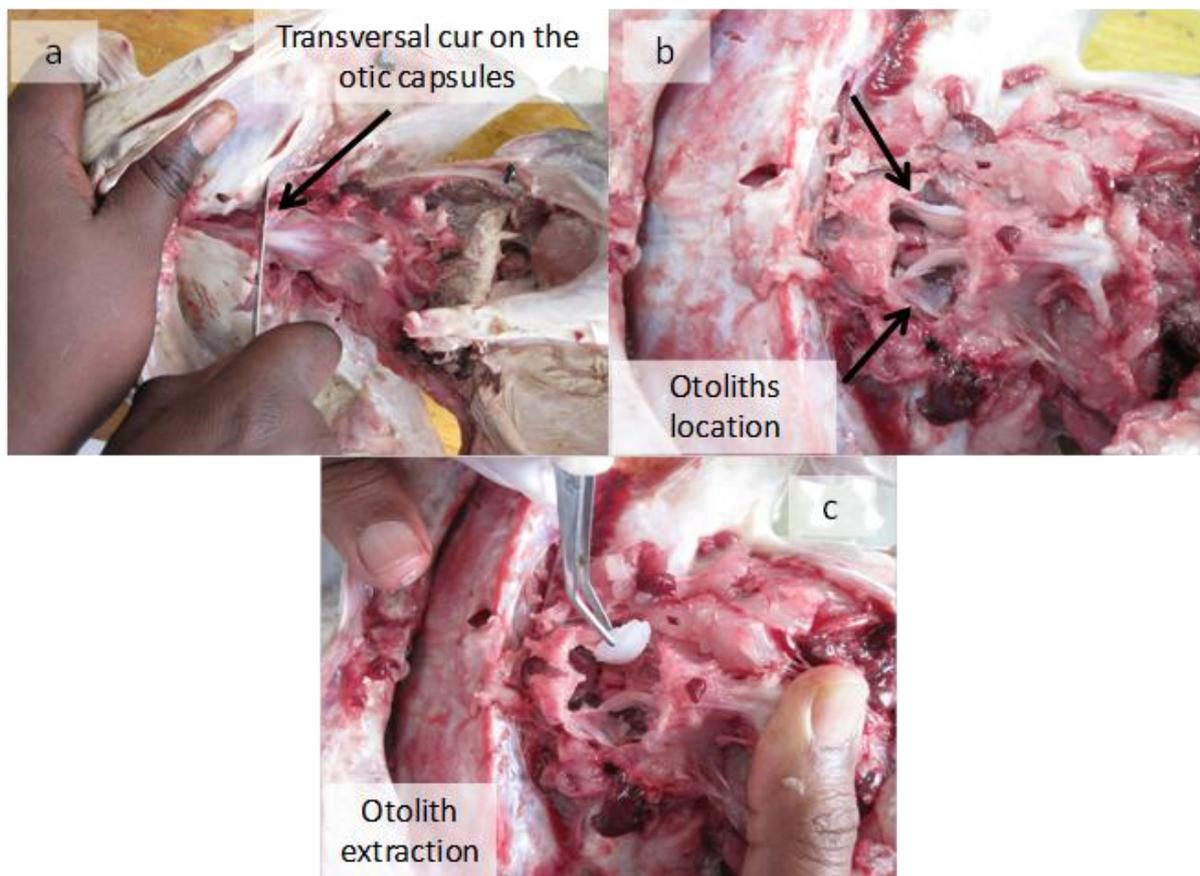


Figure 3.- Procédure de collecte des otolithes d'*Epinephelus aeneus*, par une coupe longitudinale de la zone ventrale des capsules otiques. Photos : José González Jiménez. IEO.

Pour les grands individus de thiof *E. aeneus* qui doivent être échantillonnés dans le lieu de débarquement / vente, sans l'endommager pour sa vente, les otolithes doivent être pris de cette façon.

- 5) Stockez les tubes dans des boîtes et les envoyer à IEO (Cádiz) pour l'analyse de la forme des otolithes. eva.garcia@ieo.es
- 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, rapport entre le périmètre et la surface des otolithes, rapport entre la longueur et la largeur de l'otolithe.

ANNEXE 6-

COLLECTE ET STOCKAGE DE PARASITES (PAR)

ANNEXE 6- COLLECTE ET STOCKAGE DES 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.

Procédure d'échantillonnage :

Les échantillons doivent être examinés le plus tôt possible après leur capture, sinon ils doivent être conservés au congélateur (-30°C) jusqu'à leur observation.

L'analyse parasitologique doit être effectuée après les images pour la morphométrie, pendant les mois celles-ci doivent être prises.

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

- Examinez le poisson macroscopiquement.
- Retirer les arceaux branchiaux et les examiner, pendant une durée standard de 2 minutes d'observation.

Si des parasites sont trouvés, essayez d'abord de prendre une photo du poisson avec les parasites. Après, retirez les parasites et les laver dans une solution saline, puis dans de l'eau distillée. Enfin, conservez-les dans de l'alcool à 96 °, dans des tubes de 5 ml, bien étiquetés avec le code de l'individu.

Enregistrez le nombre exacte de parasites trouvés pendant les 2 minutes dans les formulaires d'échantillonnage biologique (Annexe 9).

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

Regardez avec attention la **cavité interne des viscères et la surface des organes** internes (gonades, estomac, intestins, etc.) pour détecter les nématodes (e.g. : Anisakis spp.) pendant une durée standard de 2 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)	1- 20	Tous
2 (Infection moyenne)	20-50	20
3 (Infection élevée)	>50	20

Si des parasites sont trouvés, essayez d'abord de prendre une photo du poisson avec les parasites. Après, prenez les nématodes adultes et larvaires de tous les organes internes

trouvés en 2 minutes, les lavez et les éliminez dans une solution saline, puis dans de l'eau distillée; enfin, stockez-les dans l'alcool à 96°.

Utilisez des tubes de 5 ml avec des bouchons, y compris jusqu'à 20 vers par tube. Recueillir le nombre de vers indiqué dans le tableau de chaque animal infecté. Fermez le capuchon en utilisant de parafilm. Si plus d'un tube est nécessaire, étiquetez-les et incluez ces informations sur l'étiquette, par exemple, 1(3), 2(3) et 3(3) si trois sont nécessaires. Étiquetez chaque tube des nématodes collectés comme indiqué et stockez-les.

- 3) Enfin, tous les tubes seront stockés dans la même boîte, indiquant, sur sa partie supérieure, l'animal hôte (à savoir : *P. elongatus*, *E. aeneus*) et le lieu de prélèvement.
- 4) Indiquez les échantillons de parasites prélevés sous les formulaires utilisés pour l'échantillonnage biologique (Annexe 9).
- 5) Les échantillons seront envoyés à IEO (Cádiz) et analysés, si possible. eva.garcia@ieo.es

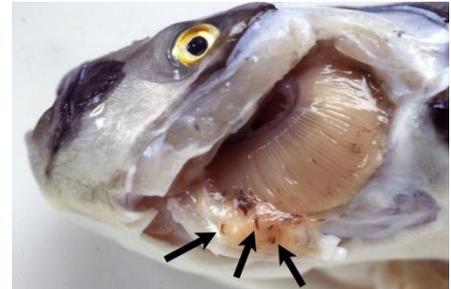
ECTOPARASITES



Isopoda



Copepoda



Monogéans

NÉMATODES



Nématodes dans la cavité interne



Nématodes dans les filets

ANNEXE 7-

ANALYSE D'IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE (MOR)-IEO

ANNEXE 7- ANALYSE D'IMAGES POUR LA MORPHOMÉTRIE (IEO)

Objective : Etude de la forme de l'individu et de l'otolithe.

Procédure en laboratoire (IEO) :

Les images des 6 espèces cibles envoyées par les institutions des États côtiers seront analysées dans l'IEO. Des logiciels d'analyse d'images tels qu'OTOLAB ou ImageJ peuvent être utilisés. Ils permettent de mesurer les distances établies pour le Truss Network (TN).

Les espèces cibles ont été organisées en 3 groupes :

- **Groupe 1- Poisson avec 1 nageoire dorsal.** *E. aeneus*, *P. caeruleostictus* and *P. bellottii*. Ils auront 7 points de référence (landmarks). 14 distances seront mesurées.
- **Groupe 2 - Poisson avec 2 nageoires dorsales.** *P. elongatus* and *P. senegalensis*. Ils auront 8 points de référence (landmarks). 16 distances seront mesurées.
- **Groupe 3- Crevettes.** *P. notialis*. Ils auront 18-19 points de référence (landmarks). 38-43 distances seront mesurées.

GROUPE 1- POISSON AVEC 1 NAGEOIRE DORSAL

Epinephelus aeneus, *Pagrus caeruleostictus* and *Pagellus bellottii*

Un total de 7 points de référence (landmarks) et 14 distances ont été préliminairement sélectionnées pour les poissons du Groupe 1, bien que d'autres distances puissent être ajoutées si nécessaire. Ce sont les suivantes :

Groupe 1_7 Points de référence (landmarks) :

1. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure
2. Insertion antérieure de la 1re nageoire dorsale
3. Insertion du 1er rayon caudal dorsal
4. Insertion du 1er rayon caudal ventral
5. Insertion antérieure de la nageoire anale
6. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
7. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure

Groupe 1_14 Distances :

D01. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale (1→2)

D02. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (1→6)

D03. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Fin de la bouche (1→7)

D04. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale (7→2)

D05. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (7→6)

D06. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (2→6)

D07. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale (2→5)

D08. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion ventrale de la nageoire caudale anale (2→4)

D09. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion dorsale de la nageoire caudale (2→3)

D10. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion dorsale de la nageoire caudale (5→3)

D11. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion ventrale de la nageoire caudale (5→4)

D12. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne - Insertion antérieure de la nageoire anale (6→5)

D13. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne - Insertion dorsale de la nageoire caudale (6→4)

D14. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal- Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral (3→4)

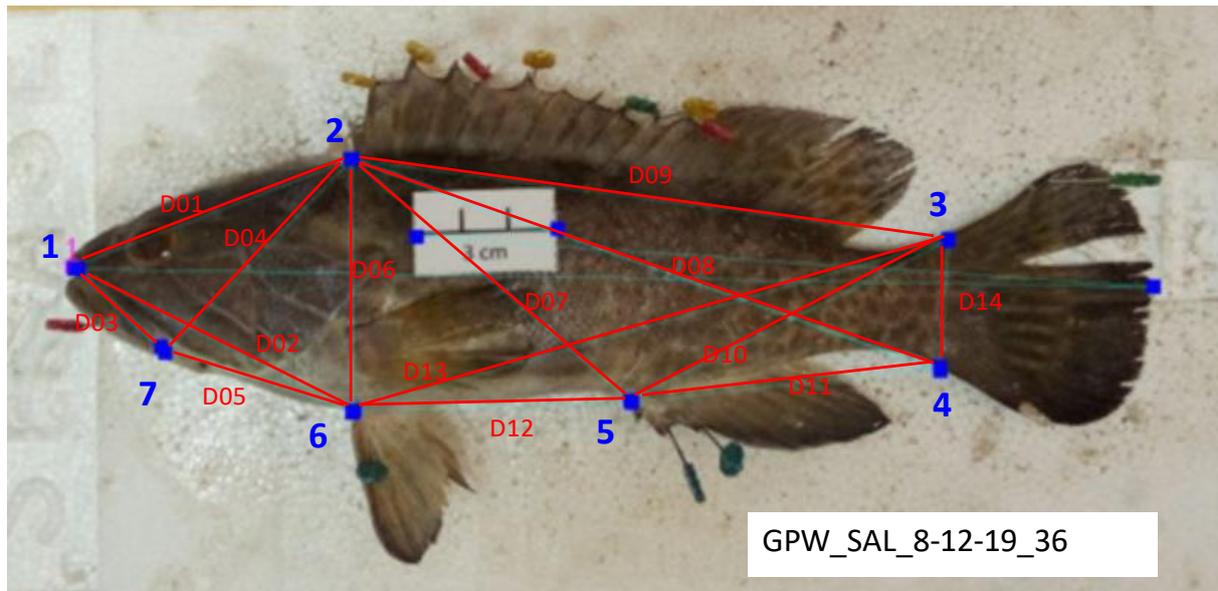


Figure 1.- Nombre et position des points de références ou landmarks (en bleu) et distances (D, en rouge) utilisés pour le « Truss network ». Exemple de Groupe 1 : *Epinephelus aeneus* (GPW)- Photo: CRODT

GRUPE 2- POISSON AVEC 2 NAGEOIRES DORSALES

Pseudolithus elongatus et *Pseudolithus senegalensis*

Un total de 8 points de référence (landmarks) et 16 distances ont été préliminairement sélectionnées pour les poissons, bien que d'autres distances puissent être ajoutées si nécessaire. Ce sont les suivantes :

Groupe 2_8 Points de référence (landmarks) :

1. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure
2. Insertion antérieure de la 1^{re} nageoire dorsale
3. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale (pour les espèces avec 2 nageoires dorsales)
4. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal
5. Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral
6. Insertion antérieure de la nageoire anale
7. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne
8. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure

Groupe 2_16 Distances :

D01. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale (1→2)

D02. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (1→7)

D03. Pointe antérieure du museau sur la mâchoire supérieure - Fin de la bouche (1→8)

D04. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale (8→2)

D05. Pointe postérieure de la mâchoire supérieure - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (8→7)

D06. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire pelvienne (2→7)

D07. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale (2→3)

D08. Insertion antérieure de la 1^{ère} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale (2→6)

D09. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion antérieure de la nageoire anale (3→6)

D10. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion dorsale de la nageoire caudale (3→4)

D11. Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale - Insertion ventrale de la nageoire caudale (3→5)

D12. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion dorsale de la nageoire caudale (6→4)

D13. Insertion antérieure de la nageoire anale - Insertion ventrale de la nageoire caudale (6→5)

D14. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne - Insertion antérieure de la 2^{ème} nageoire dorsale (7→3)

D15. Insertion antérieure de la nageoire pelvienne - Insertion antérieure de la nageoire anale (7→6)

D16. Insertion du 1^{er} rayon caudal dorsal- Insertion du 1^{er} rayon caudal ventral (4→5)

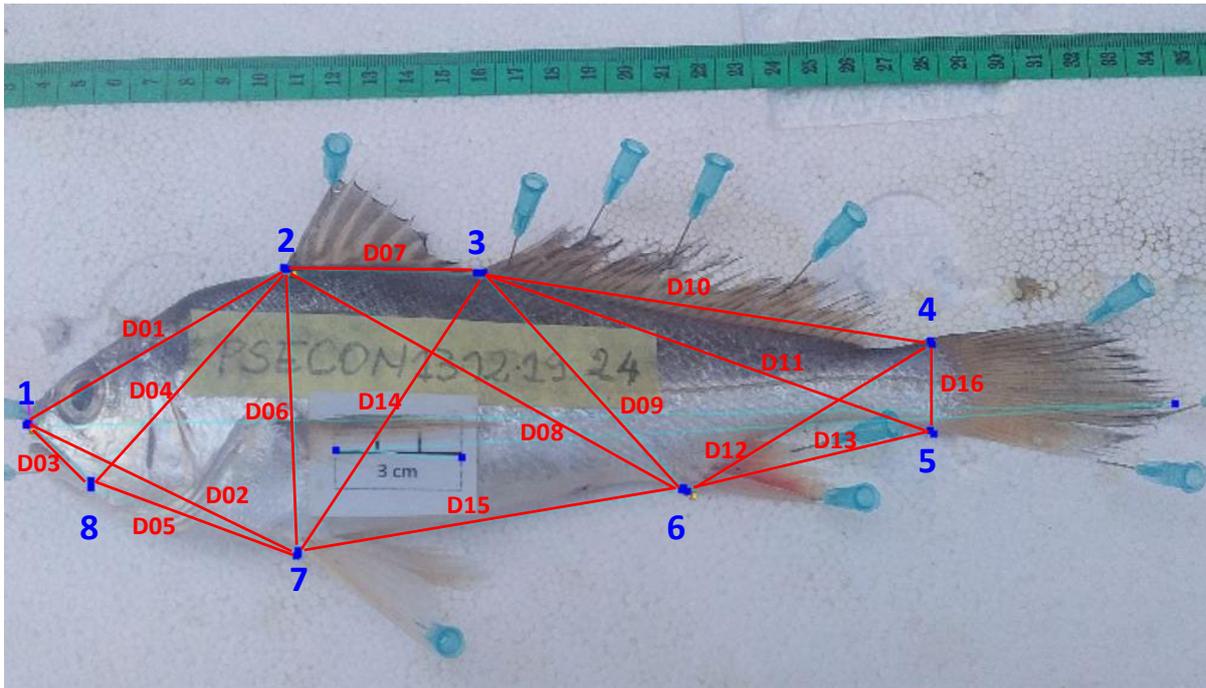


Figure 1.- Nombre et position des points de références ou landmarks (en bleu) et distances (D, en rouge) utilisés pour le « Truss network ». Exemple de Groupe 2 : *Pseudotolithus elongatus* (PSE). Photo : CRO

GRUPE 3 - CREVETTES

Penaeus notialis

18-19 points de référence (landmarks) et 40-43 distances ont été sélectionnés préliminairement pour *P. notialis* (Marini et al., 2016), bien que certains d'entre eux puissent être modifiés:

Groupe 3_18-19 Points de référence (landmarks) :

1. Base du rostre
2. Les dents du premier rostre
3. La partie supérieure de la base du premier segment
4. La partie supérieure de la base du deuxième segment
5. La partie supérieure de la base du troisième segment
6. La partie supérieure de la base du quatrième segment
7. La partie supérieure de la base du cinquième segment
8. La partie supérieure de la base du sixième segment
9. La partie supérieure de la base du segment final
10. Base caudale
11. Fin du sixième segment en bas
12. Fin du cinquième segment en bas
13. Fin du quatrième segment en bas
14. Fin du troisième segment en bas
15. Fin du deuxième segment en bas
16. Fin du premier segment en bas
17. La base de la première patte locomotrice
18. La base de l'antenne
19. La base de la carapace

Groupe 3_ 38-43 distances.

Truss distance				
D01. 1→2	D11. 4→5	D21. 6→14	D31. 9→10	D41. 17→18
D02. 1→18	D12. 4→15	D22. 6→15	D32. 9→11	D42. 17→19
D03. 1→19	D13. 4→16	D23. 7→8	D33. 9→12	D43. 18→19
D04. 2→3	D14. 4→17	D24. 7→12	D34. 10→11	
D05. 2→17	D15. 5→6	D25. 7→13	D35. 11→12	
D06. 2→19	D16. 5→14	D26. 7→14	D36. 12→13	
D07. 3→4	D17. 5→15	D27. 8→9	D37. 13→14	
D08. 3→16	D18. 5→16	D28. 8→11	D38. 14→15	
D09. 3→17	D19. 6→7	D29. 8→12	D39. 15→16	
D10. 3→19	D20. 6→13	D30. 8→13	D40. 16→17	

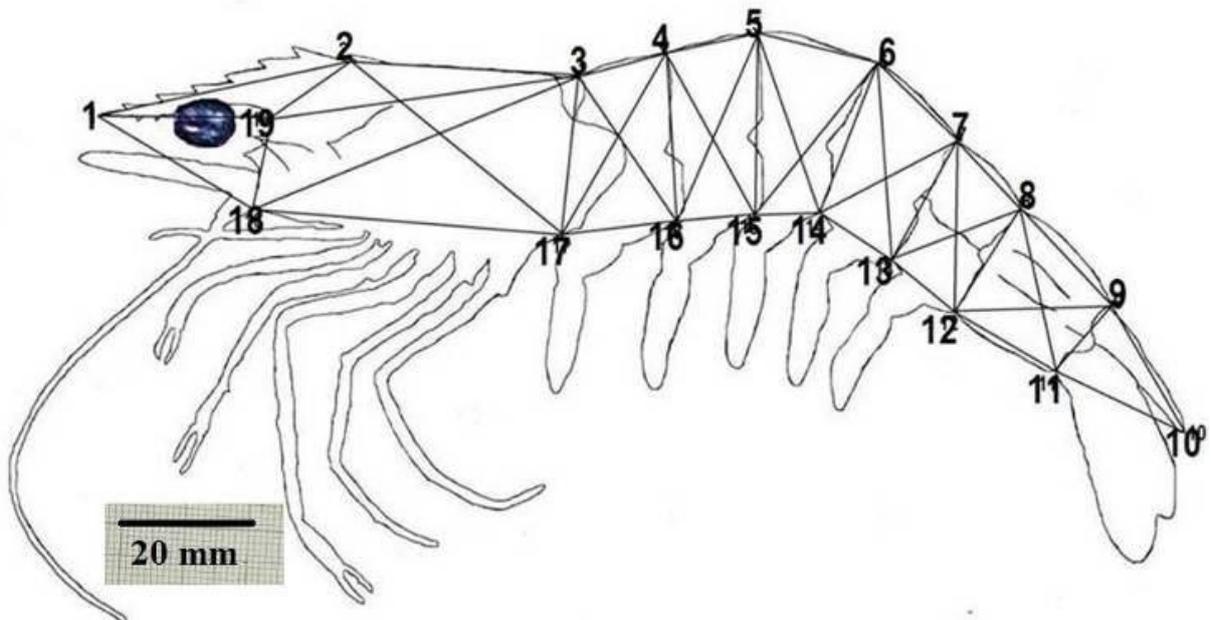


Figure 3. Nombre et position des points de références ou landmarks utilisés pour le « Truss network » dans la banana shrimp (*Penaeus merguensis*). Source : Marini et al., 2017. Exemple pour le Group 3: *Penaeus notialis*.

ANNEXE 8-

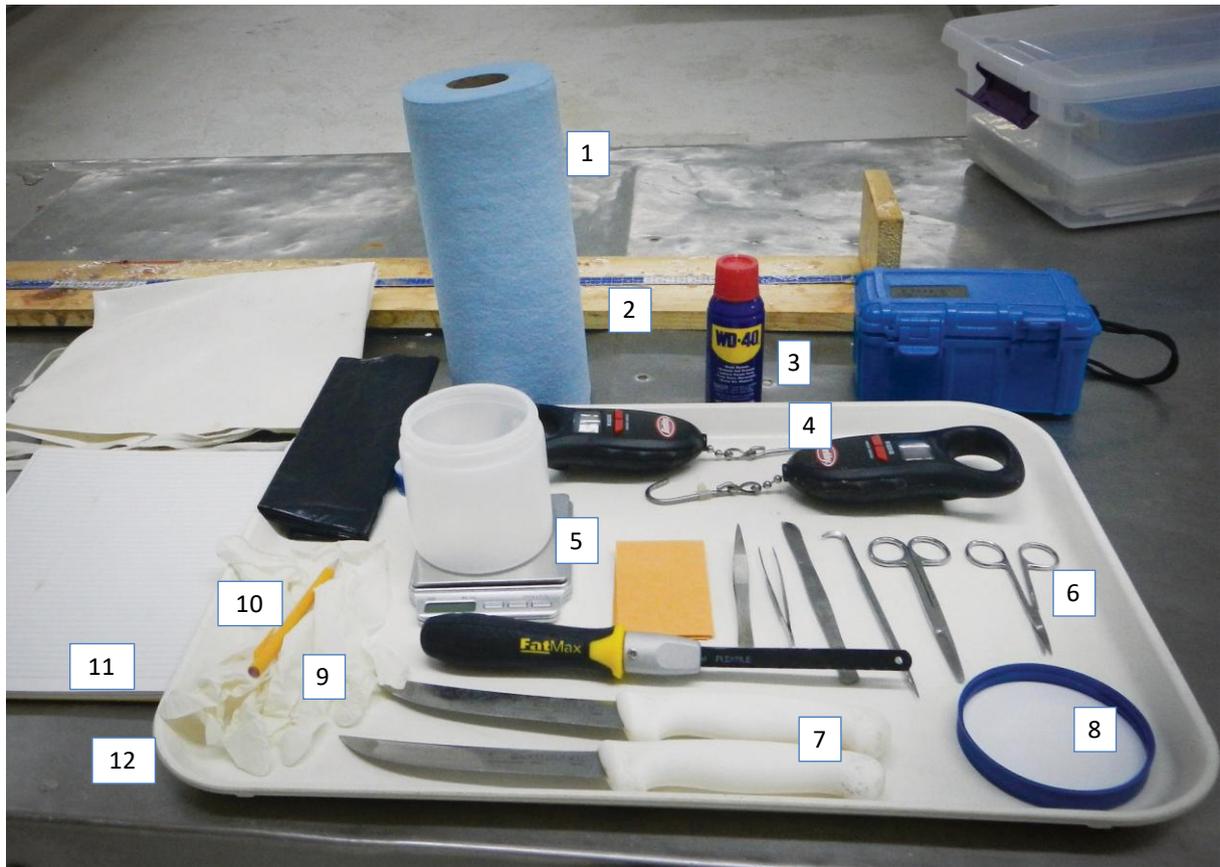
LISTE DE MATÉRIEL

MATÉRIEL	MINIMUM PAR LIEU D'ÉCHANTILLONNAGE	ÉCHANTILLONNAGE
Planches à mesurer	1	BIO-TAILLE
Ruban à mesurer	1	BIO-TAILLE
Pieds à coulisse	1	BIO-TAILLE
Dynamomètre or balance électronique (30 kg)	1	BIO-TAILLE
Balance de précision 0.1 g	1	BIO
Plateaux en plastique 5 l et 10 l	10	BIO
Tablier en plastique	2	BIO-TAILLE
Gant en latex		BIO-TAILLE
Couteau (petit, médiane, grande)	1 x 3	BIO
Bistouris	3	BIO
Ciseaux (petit, médiane, grande)	1 x 3	BIO
Pinces (petit, médiane, grande)	1 x 3	BIO
Aiguilles de dissection	3	BIO
Tubes de 5 ml avec bouchons à vis	2400	PAR, OTO
Tubes de 2 ml avec bouchons à vis	200	GEN
Alcool éthylique no dénaturé 96% (10 l)	1	GEN, PAR
Boîte de Pétri		BIO, OTO, PAR
Appareil photo numérique	1	MOR
Planche de polyuréthane (ou similaire)	2	MOR
Planche en couleur-fond de photo	2	MOR
Broches et aiguilles à dissection (boîte)	1	MOR
Étiquettes en plastique	70	BIO, MOR, GEN, PAR
Marqueurs indélébile de différentes	10	BIO, MOR, GEN, PAR
Crayons, taille-crayons, gommes		BIO-TAILLE
Formulaire d'échantillonnage		BIO-TAILLE
Planchette à pince	2	BIO-TAILLE
Clés de maturité plastifiées	2	BIO
Papier absorbant (1 paquet)		BIO-TAILLE
Papier végétal pour les étiquètes		GEN, PAR
Rouleau de papier à mains		BIO-TAILLE
Inhibiteur de corrosion		BIO-TAILLE
Sacs en plastique		BIO-TAILLE

BIO = échantillonnage biologique; TAILLE = échantillonnage des tailles; GEN = collecte des échantillons pour la génétique; MOR = pris des photos pour la morphométrie; OTO = collecte d'otolithes; PAR = collecte de parasites.

DEMERSTEM- Protocoles d'échantillonnage biologique

1. Rouleau de papier à mains
2. Planches à mesurer
3. Inhibiteur de corrosion
4. Dynamomètre
5. Balance de précision
6. Matériel à dissection
7. Couteaux
8. Boîte
9. Gant en latex
10. Crayon
11. Formulaire d'échantillonnage
12. Plateaux en plastique 5 l



ANNEXE 9-

FORMULAIRES

D'ÉCHANTILLONNAGE

DISTRIBUTION DES TAILLES au 1 cm INFÉRIEUR - POISSON (CAMPAGNES)									
CAMPAGNE		TRAIT		DATE					
Espèce									
Code FAO									
Poids total (g)									
Poids de l'échantillon (g)									
Taille minimale									
Taille maximale									

0		0		0		0		0	
1		1		1		1		1	
2		2		2		2		2	
3		3		3		3		3	
4		4		4		4		4	
5		5		5		5		5	
6		6		6		6		6	
7		7		7		7		7	
8		8		8		8		8	
9		9		9		9		9	
0		0		0		0		0	
1		1		1		1		1	
2		2		2		2		2	
3		3		3		3		3	
4		4		4		4		4	
5		5		5		5		5	
6		6		6		6		6	
7		7		7		7		7	
8		8		8		8		8	
9		9		9		9		9	
0		0		0		0		0	
1		1		1		1		1	
2		2		2		2		2	
3		3		3		3		3	
4		4		4		4		4	
5		5		5		5		5	
6		6		6		6		6	
7		7		7		7		7	
8		8		8		8		8	
9		9		9		9		9	
0		0		0		0		0	
1		1		1		1		1	
2		2		2		2		2	
3		3		3		3		3	
4		4		4		4		4	
5		5		5		5		5	
6		6		6		6		6	
7		7		7		7		7	
8		8		8		8		8	
9		9		9		9		9	
0		0		0		0		0	
1		1		1		1		1	
2		2		2		2		2	
3		3		3		3		3	
4		4		4		4		4	
5		5		5		5		5	
6		6		6		6		6	
7		7		7		7		7	
8		8		8		8		8	
9		9		9		9		9	

DISTRIBUTION DES TAILLES au 1 cm INFÉRIEUR - POISSON (DÉBARQUEMENT)

SITE DE DÉBARQUEMENT				DATE				
Espèce								
Code FAO								
Poids total (g)								
Poids de l'échantillon (g)								
Taille minimale								
Taille maximale								

0		0		0		0	
1		1		1		1	
2		2		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	
9		9		9		9	
0		0		0		0	
1		1		1		1	
2		2		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	
9		9		9		9	
0		0		0		0	
1		1		1		1	
2		2		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	
9		9		9		9	
0		0		0		0	
1		1		1		1	
2		2		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	
9		9		9		9	
0		0		0		0	
1		1		1		1	
2		2		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	
9		9		9		9	
0		0		0		0	

DISTRIBUTION DES TAILLES PAR SEXE ET AU 1/2 mm INFÉRIEUR- <i>Penaeus notialis</i>	CAMPAGNE
---	----------

CAMPAGNE :

DATE:

TRAIT:

ESPÈCE:*Penaeus notialis* CODE FAO:SOP.....

Poids total (g): g	NOMBRE TOTAL:.....
Poids de l'échantillon (g):g	

POIDS DE MÂLES : Taille minimale : Taille maximale :	N° :	POIDS DE FEMELLES : Taille minimale : Taille maximale :	N° :	POIDS DE INDÉTERMINÉS: Taille minimale : Taille maximale :	N° :
--	------	---	------	--	------

MÂLE		FEMELLE		INDÉTERMINÉS	
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
5.5		5.5		5.5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8		8	
8.5		8.5		8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
5.5		5.5		5.5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8		8	
8.5		8.5		8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8	80	8	
8.5		8.5		8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	

DISTRIBUTION DES TAILLES PAR SEXE ET AU 1/2 mm INFÉRIEUR- <i>Penaeus notialis</i>	DÉBARQUEMENT
--	---------------------

SITE DE DÉBARQUEMENT : DATE:

ESPÈCES:*Penaeus notialis*

CODE FAO:SOP.....

Poids total (g) : g			NOMBRE TOTAL:		
Poids de l'échantillon (g):g					
POIDS DE MÂLES : N° :		POIDS DE FEMELLES : N° :		POIDS DE INDÉTERMINÉS: N° :	
Taille minimale :		Taille minimale :		Taille minimale :	
Taille maximale :		Taille maximale :		Taille maximale :	
	MÂLE		FEMELLE		INDÉTERMINÉS
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
5.5		5.5		5.5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8		8	
8.5		8.5		8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
5.5		5.5		5.5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8		8	
8.5		8.5		8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	
0.5		0.5		0.5	
1		1		1	
1.5		1.5		1.5	
2		2		2	
2.5		2.5		2.5	
3		3		3	
3.5		3.5		3.5	
4		4		4	
4.5		4.5		4.5	
5		5		5	
6		6		6	
6.5		6.5		6.5	
7		7		7	
7.5		7.5		7.5	
8		8		8	
8.5		8.5	81	8.5	
9		9		9	
9.5		9.5		9.5	
0		0		0	

ÉCHANTILLONAGE BIOLOGIQUE DES POISSONS	CAMPAGNE
---	-----------------

CAMPAGNE: TRAIT: DATE: ESPÈCES:: CODE FAO :

POIDS TOTAL (g): POIDS DE L'ÉCHANTILLON (g):

N	CODE	Photo (O-N)	PAR Ext (N°)	LT (mm)	PT (g)	SEXE	MAT (1-5)	P Gonad (g)	PAR Int (0-3)	P Evis. (g)	PAR Ext branch (N°)	GEN (O/N)	OTO (O/N)	OBSERVAT.
1														
2														
3														
4														
5														
6														
7														
8														
9														
10														
11														
12														
13														
14														
15														
16														
17														
18														
19														
20														
21														
22														
23														
24														
25														
26														
27														
28														
29														
30														
31														
32														
33														
34														
35														

ÉCHANTILLONAGE BIOLOGIQUE *Penaeus notialis* DÉBARQUEMENT

SITE DE DÉBARQUEMENT :DATE:

SPECIES:*Penaeus notialis*.....

POIDS TOTAL (g): POIDS DE L'ÉCHANTILLON (g):

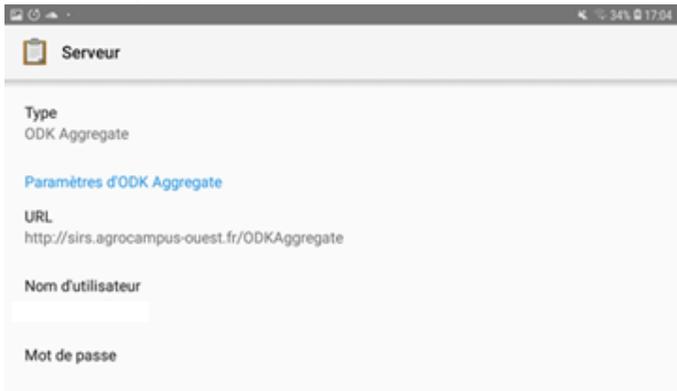
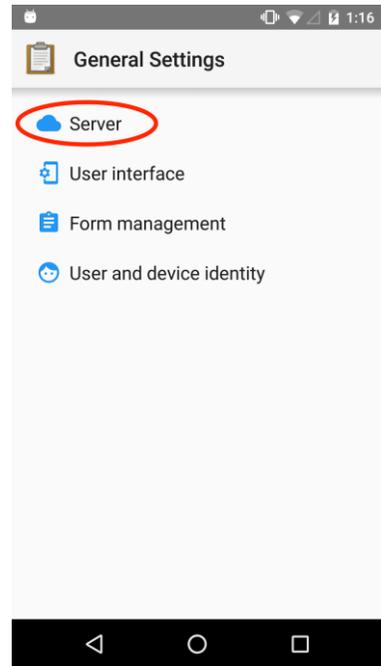
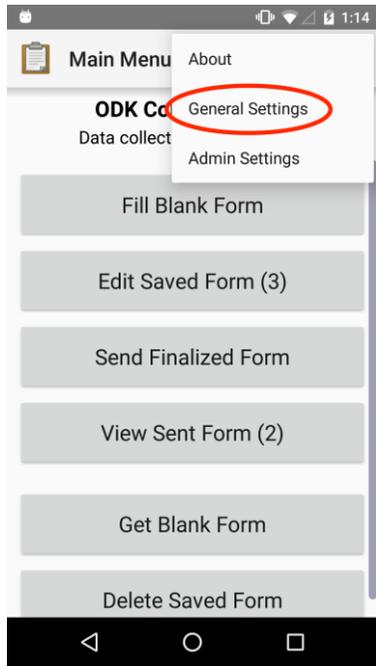
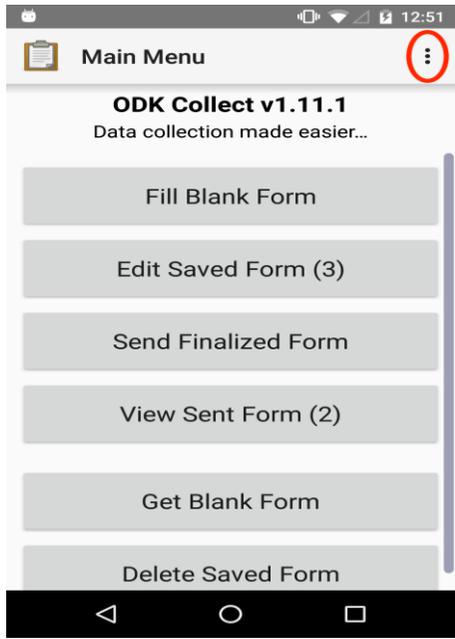
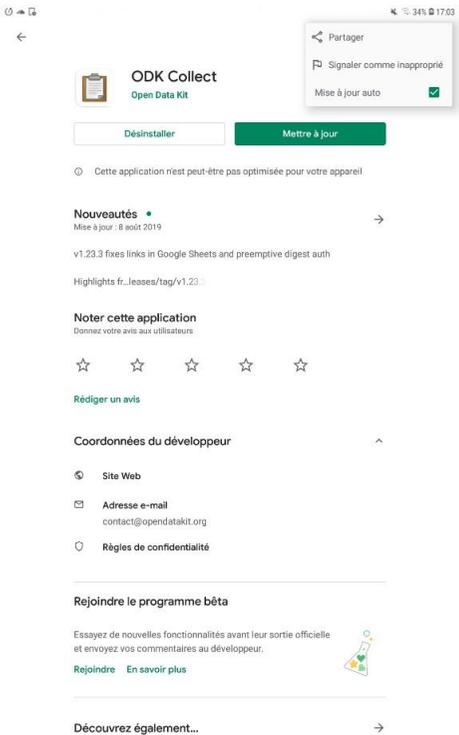
CODE FAO:SOP.....

N	CODE	Photo (O/N)	LCar (mm)	PT (g)	SEXE	FEMALE			MÂLE		GEN (O/N)	OBSERVATIONS
						Poids (g) =			Poids (g) =			
						MAT (1-4)	P Gonad (g)	Fertils. (O/N)	Petasma Joint (O/N)	Masse sperme- base 5 ^{eme} pleip. (O/N)		
1												
2												
3												
4												
5												
6												
7												
8												
9												
10												
11												
12												
13												
14												
15												
16												
17												
18												
19												
20												
21												
22												
23												
24												
25												
26												
27												
28												
29												
30												
31												
32												
33												
34												
35												
36												
37												
38												
39												
40												
41												
42												
43												
44												
45												
46												
47												
48												
49												
50												

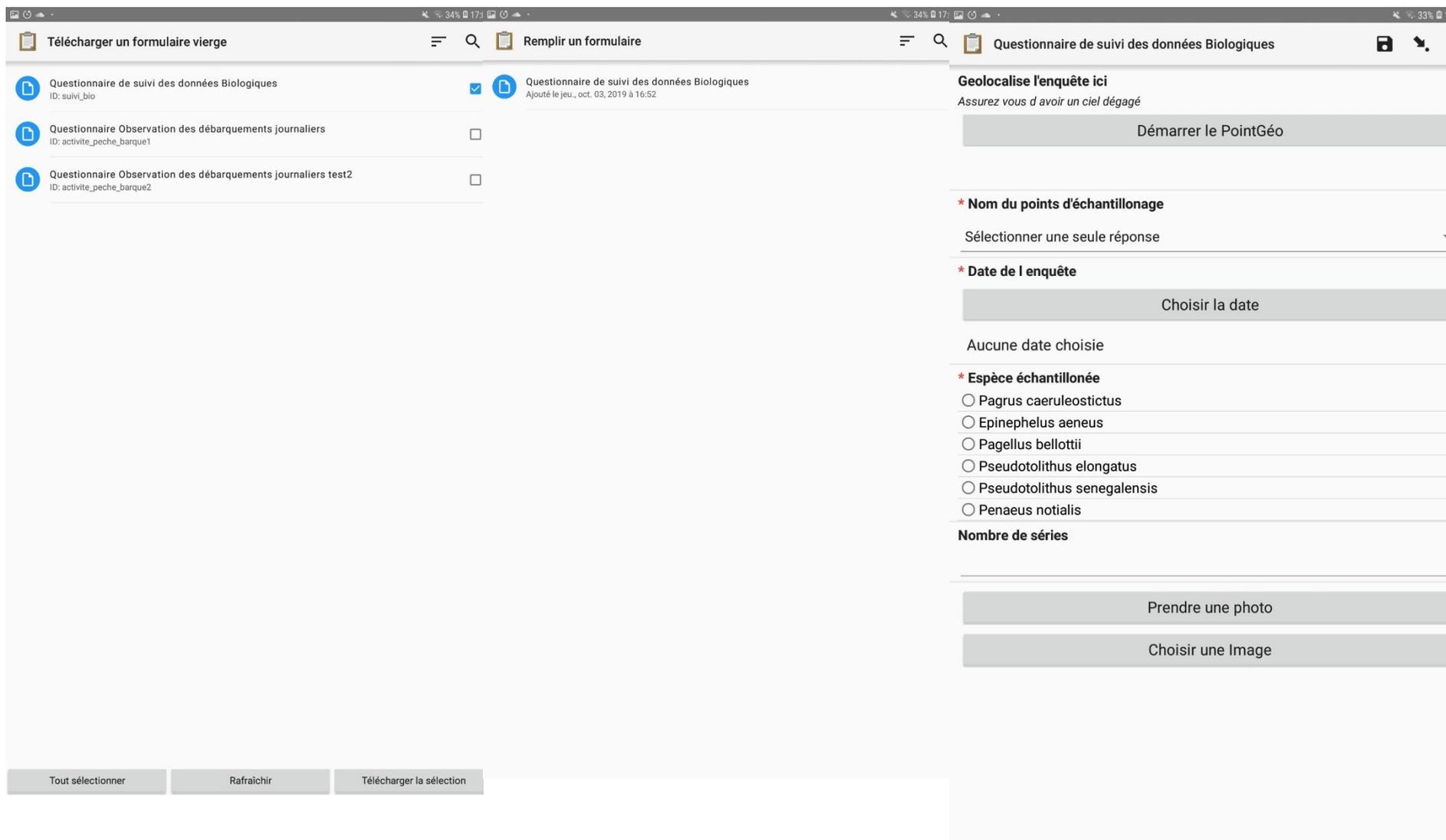
ANNEXE 10- APPLICATION DE SAISIE ANDROID ODK COLLECT

Jérôme Guitton
Agrocampus Ouest

- Le client est donc un client léger (téléphone tablette Android). L'application ODKcollect doit être installée depuis le Play Store.
- Une fois installée l'application doit être paramétrée. On doit notamment indiquer le serveur où aller chercher les modèles de formulaire et où les formulaires saisis seront déposés (<http://sirs.agrocampus-ouest.fr/ODKAggregate/>)



- Ensuite, une fois configuré, on va **télécharger le formulaire (Get Blank form)**



- Et enfin on peut le remplir et l'envoyer au serveur (**send Finalized form**). Des videos de demonstration ont été mis à la disposition des utilisateurs.