

Mathieu DORAY Nantes/EMH
Vincent BADTS, Nantes/EMH
Martin HURET Brest/STH
Erwan DUHAMEL Lorient/LBH
Ghislain DOREMUS, La Rochelle/Pelagis
Jacques MASSE, Nantes/EMH
Pierre PETITGAS, Nantes/EMH

Janvier 2015

Guide du chef de mission de la campagne PELGAS



Le NO Thalassa

Nota. L'édition des *Guides du chef de mission* des campagnes halieutiques vise en particulier les campagnes inscrites dans des séries de relevés pluri-annuels (campagnes benthiques, démersales **et** pélagiques). Mais elle concerne également toutes les campagnes halieutiques dont les données sont déposées auprès du Système d'information halieutique - campagnes à la mer.

Cette documentation est publiée pour répondre aux objectifs suivants :

- Constituant le complément opérationnel aux manuels des protocoles des campagnes halieutiques, les *Guides du chef de mission* fournissent aux chefs de mission et aux équipes embarquées une documentation de base leur permettant de maîtriser l'ensemble des opérations à conduire pendant les campagnes. Ils contribuent ainsi à la cohérence de la conduite des observations et de l'acquisition des relevés au cours des séries, même dans le cas de changement de responsable des opérations.
- Les *Guides du chef de mission* viennent en complément au guide des opérations navales édité par la DMON (<http://www.ifremer.fr/guideopnav/>) et qui rassemble l'ensemble des règles, procédures et formulaires pour les demandes de campagnes, leur préparation, leur exécution et l'exploitation de leurs résultats.
- Les *Guides du chef de mission* fournissent aux responsables de la mise en œuvre des campagnes toutes les informations nécessaires à la préparation des campagnes, à leur réalisation à bord des navires d'observation et au transfert des produits des campagnes à leurs destinataires finaux.
- Comme les manuels des protocoles, les *Guides du chef de mission* sont révisés autant que de besoin, après approbation du responsable de la campagne concerné. Chaque édition est attachée à une campagne ou une série de campagnes. Les révisions sont référencées pour en permettre le suivi.
- L'édition des révisions permet d'adapter le guide aux évolutions prévues dans le manuel des protocoles correspondant, ainsi qu'à celles de l'environnement technique dans lequel les campagnes sont conduites. Elle permet en outre de documenter et de suivre toute modification éventuelle du système d'observation des séries concernées.
- La réalisation des *Guides du chef de mission* s'inscrit dans la démarche Qualité du projet SIH-Campagnes à la mer de l'Ifremer.



Nom	Date	Attribution
Préparé par : V. BADTS J. MASSE	25/05/2011	Ingénieur Qualité du SIH Chef de mission de la campagne PELGAS
Vérfié par : P. LESPAGNOL		Opérateur salle de tri PELGAS
Préparé par : M. DORAY M. HURET E. DUHAMEL G. DOREMUS	05/07/2014	Chef de mission de la campagne PELGAS Responsable labo hydro PELGAS Responsable salle de tri PELGAS Responsable observations PELGAS
Vérfié par : V. BADTS J. MASSE P. PETIGAS		Ingénieur Qualité du SIH Ex-chef de mission PELGAS Chef d'unité EMH
Finalisé par : M. DORAY	27/01/2015	Chef de mission de la campagne PELGAS

Historique du document

Version	Date	Sections modifiées	Commentaires
1.0	25/05/2011		Création et mise en ligne sur le site WEB SIH et sur Archimer
2.0	05/07/2014	Toutes	Mise à jour du document
2.1	27/01/2015	Toutes	Finalisation du document



Sommaire

HISTORIQUE DU DOCUMENT.....	3
SOMMAIRE.....	4
INTRODUCTION.....	5
[1] PRÉPARATION DE LA CAMPAGNE.....	6
[2] MISE EN OEUVRE DE LA CAMPAGNE.....	10
[3] TRAVAUX COMPLÉMENTAIRES.....	29
[4] ACTIONS À MENER EN FIN DE CAMPAGNE.....	29
[5] CONSIGNES PROPRES AUX NAVIRES DE GENAVIR.....	30
ANNEXES.....	31



Introduction

L'objectif des campagnes PELGAS est de surveiller l'écosystème pélagique du golfe de Gascogne, soumis à une pression anthropique directe : la pêche, et à un forçage anthropique indirect : le dérèglement climatique. Cette surveillance vise à fournir les éléments scientifiques nécessaires à la gestion écosystémique (FAO 2003) des ressources pélagiques du golfe.

Dans le contexte de changement global, l'approche écosystémique nécessite des données de terrain, afin de calculer des indicateurs et surveiller l'évolution du système, ainsi qu'une bonne compréhension des processus écologiques en œuvre, afin de développer des modèles visant à prédire les évolutions de l'écosystème. Les objectifs de la campagne PELGAS sont donc de fournir à la fois des indicateurs « sentinelles » de l'état de l'écosystème pélagique Gascogne, ainsi que des connaissances nouvelles sur son fonctionnement, afin de mieux prédire sa dynamique.

La campagne PELGAS étudie particulièrement les dynamiques spatio-temporelle des populations de petits poissons pélagiques du golfe de Gascogne, afin de fournir des indicateurs utiles à la gestion communautaire des stocks de petits pélagiques du Golfe de Gascogne (abondance des stocks, structures en taille et âge...).

De ce fait, le modèle biologique qui a été particulièrement étudié depuis 1997 est l'anchois, car c'est le principal petit poisson pélagique du golfe de Gascogne dont la pêche est soumise à un Total Autorisé de Captures (TAC) annuel. La fixation de ce TAC nécessite une évaluation annuelle du stock qui est basée sur 2 indices d'abondance, l'un étant établi par acoustique durant PELGAS, l'autre par l'AZTI (Institut basque espagnol) à partir de la ponte (DEPM). Cette évaluation est possible du fait de la concentration de l'anchois pour la ponte printanière, qui permet de l'échantillonner de façon quasi exhaustive lors d'une campagne PELGAS. L'anchois est de plus un modèle biologique intéressant car c'est une espèce à durée de vie courte (4 ans maximum) qui permet d'étudier l'influence de l'environnement sur la dynamique de la population, au travers du recrutement et de l'occupation des habitats. L'anchois est enfin à l'interface entre la production zoo-planctonique dont il se nourrit, et les prédateurs supérieurs, qui l'utilisent comme poisson « fourrage ». Il joue ainsi un rôle important dans les transferts d'énergie au sein de l'écosystème pélagique.

Malgré cet intérêt pour les petits pélagiques et l'anchois, la campagne a été menée dans une optique écosystémique dès son origine en 2000, ce qui fait l'originalité et le caractère unique de la série de données en cours. La campagne écosystémique PELGAS est en effet par essence pluridisciplinaire. Quatre équipes thématiques travaillent de jour et de nuit, afin de récolter un maximum de paramètres à chaque niveau du réseau trophique :

- 1) l'équipe acoustique opère de jour en continu des échosondeurs multifréquences et multifaisceaux le long de radiales parallèles couvrant l'ensemble du golfe de Gascogne. De nuit, les données acoustiques sont acquises de façon non supervisée. Les sondeurs renseignent en temps réel sur les patrons spatiaux et l'abondance des organismes pélagiques, du plancton jusqu'aux poissons. Lorsque des cibles de poissons intéressantes sont détectées, les acousticiens déclenchent une pêche au chalut pélagique pour les identifier ;
- 2) l'équipe de biologistes-halieutes traite les échantillons collectés au chalut pélagique (tri, biométries, lecture d'otolithes) et fournissent les paramètres biologiques des petits poissons pélagiques adultes ;
- 3) de jour, l'équipe des hydrobiologistes compte en continu les œufs d'anchois, de sardine et d'autres poissons récoltés par le système de pompage de surface CUFES le long des radiales pour caractériser la ponte ; de nuit, ils réalisent des



profils bathysonde pour caractériser l'environnement hydrologique, ainsi que des pêches planctoniques ;

- 4) l'équipe prédateurs supérieurs observe et compte de jour les oiseaux et mammifères marins autour du navire.

Les données récoltées sont représentées à bord au fil de l'eau dans un Système d'Information Géographique, afin de disposer d'une première image cartographique de l'état de l'écosystème

[1] Préparation de la campagne

1.1 Dossier de préparation

La préparation de la campagne est assumée en équipe par 2 cadres (dont le chef de mission) et 4 techniciens (groupe d'organisation), localisés essentiellement à EMH (4), et à STH/LBH (2).

1.1.1 Réservation navire :

Un dossier de proposition de campagne à la mer doit être fourni tous les ans en septembre (J- 8 mois) à la commission flotte. La réactualisation de ce dossier peut représenter jusqu'à une semaine de travail (mise à jour des principaux résultats, de la liste bibliographique...). Ce travail est assuré par le chef de mission, avec contribution des responsables thématiques (hydrologie, pêche, acoustique et prédateurs supérieurs).

1.1.2 Constitution de l'équipe

La constitution des équipes débute généralement en septembre (J- 7 mois), autour du groupe d'organisation.

Le groupe de base sollicite les agents ayant déjà participé et prévoit les stagiaires et invités complémentaires.

La liste définitive des participants est généralement quasi finalisée 1 mois avant la campagne (J-1 mois).

Le chef de mission définit les équipes en liaison avec le groupe d'organisation

1.1.3 Envoi liste du personnel scientifique à Génavir

La liste définitive des participants doit être envoyée 15 jours avant le début de la campagne à Génavir (J-0.5 mois).

1.1.4 Préparation du matériel

La préparation du matériel est réalisée pour la partie Ifremer par 3 techniciens.

Il convient de prévoir à l'avance de créer le protocole de la campagne à venir pour le logiciel de saisie des captures Tutti (un mois avant le début de la campagne)

1.1.5 Acheminement du matériel

Le matériel est acheminé sur palettes par un transporteur 2-3 jours avant le début de la campagne.

1.1.6 Accompagnement par navires professionnels

La recherche de subvention pour le défraiement des navires professionnels qui accompagnent la Thalassa débute en septembre, en lien avec le CNPMM. Les contacts avec les pêcheurs professionnels sont gérés par le CNPEM qui désigne les navires



accompagnateurs dès que la subvention est sécurisée. L'observateur qui embarque sur les navires professionnels est également désigné à la réception de la subvention, puis formé et équipé par Ifremer (supervision STH/LBH).

1.1.7 Centralisation des documents obligatoires : visite médicale etc. et logistique

Les documents obligatoires des embarquants sont centralisés par le chef de mission, avec le soutien du secrétariat EMH.

L'organisation du transport des scientifiques vers les escales est gérée par une technicienne EMH en lien avec le secrétariat.

1.2 Mise en œuvre du guide des opérations navales

Cf. le guide des opérations navales édité par la DMON : <http://www.ifremer.fr/guideopnav/>

1.2.1 Préparation du matériel

La liste du matériel à préparer est en annexe. Le matériel est envoyé majoritairement sur palette, par camion.

1.2.2 Stratégie d'échantillonnage

Le parcours d'échantillonnage est fixe et systématique. Il est composé de radiales de la côte vers le large parallèles acoustiques/CUFES/observations, stations hydrologiques.

Pour les détails méthodologiques sur les prospections acoustiques, voir Doray Mathieu, Masse Jacques, Petitgas Pierre (2010). **Pelagic fish stock assessment by acoustic methods at Ifremer**. <http://archimer.ifremer.fr/doc/00003/11446/>.

Le déroulement de la mission est suivi en temps quasi réel sur le SIG QuantumGIS.

1.2.2.1 Prospection en continu le long des radiales

Les zones à prospector sont couvertes à 10 nœuds par acoustique, CUFES et observation exclusivement de jour, suivant un réseau de radiales perpendiculaire aux isobathes et espacées d'environ 12 milles (figure 1). Les radiales devront être prospectées depuis la position la plus proche possible de la côte (20m) jusqu'au delà du plateau continental, en fonction de la présence éventuelle de détections. Au cours de cette prospection, le système CUFES sera mis en œuvre pour effectuer des prélèvements à espaces réguliers (intégrant chacun une distance de 3 milles) pour échantillonnage des œufs, et des observations cétacés et oiseaux sont réalisées.

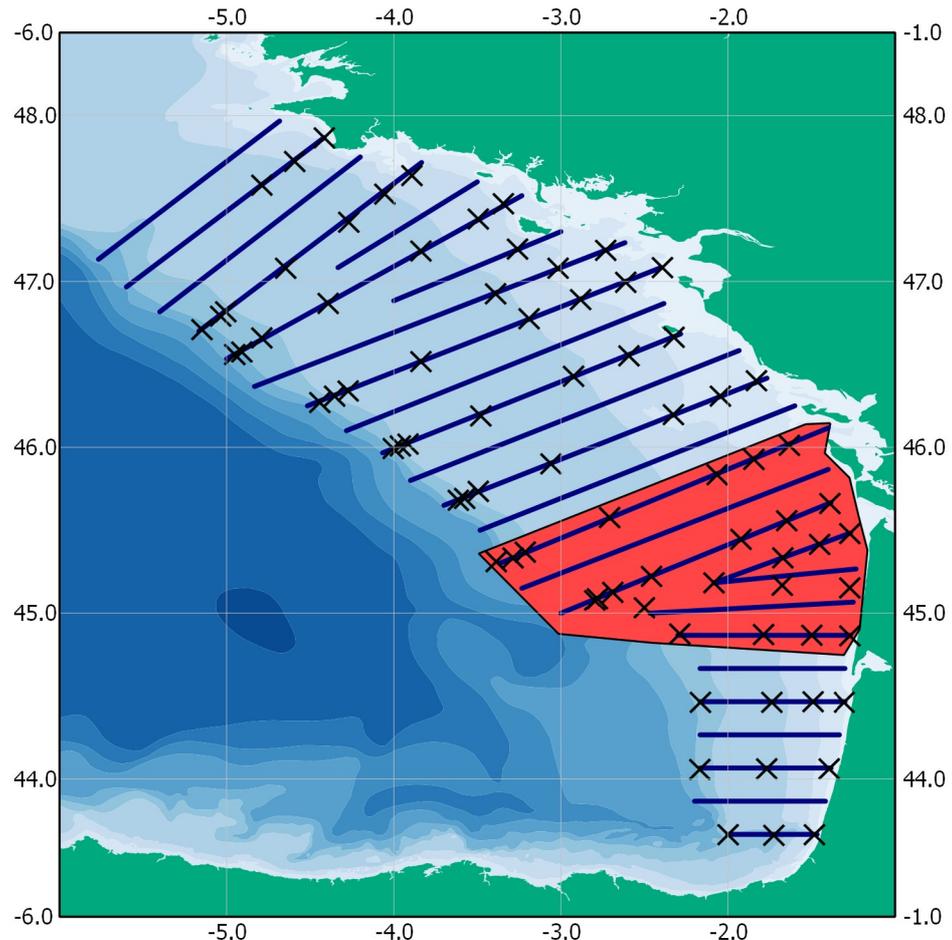


Figure 1 : plan d'échantillonnage de PELGAS : lignes : radiales, croix : stations hydrologiques

⇒ Répartition, abondance et structures d'agrégations des poissons adultes par acoustique:

La majorité du poisson et en particulier de l'anchois étant souvent hors de portée du sondeur (dans une couche d'eau étroite comprise entre la surface et 10 mètres d'immersion) pendant les périodes de nuit, la prospection acoustique se fera essentiellement de jour.

Les données acoustiques sont acquises en temps réel à partir des sondeurs SIMRAD ER60 (18, 38, 120, 70, 200 et 333 kHz en vertical et 120 kHz en horizontal), ME70 et du sondeur de corde de dos par le logiciel HERMES. Le transducteur 120 kHz elliptique horizontal est installé dans le tube travocéan. Les données brutes sont stockées en raw data et au format HAC pour toutes les fréquences pour traitement ultérieur. Le comportement des bancs peut éventuellement être observé au cours de la campagne chaque fois que nécessaire grâce au sonar omnidirectionnel SIMRAD SR240. Le sondeur multi-faisceaux ME70 est mis en œuvre dans les configurations propres aux campagnes halieutiques. L'objectif est essentiellement d'observer les détections en 3D en temps réel afin de guider la décision de pêche. Les données du ME70 ne seront pas utilisées quantitativement dans le cadre de l'évaluation des stocks.

Les 10 derniers jours de la campagne sont en général dévolus à des observations écologiques spécifiques (identification des couches diffusantes, utilisation de l'engin remorqué EROC...).

⇒ Identification des échos par chalutage :

Des chalutages pélagiques sont effectués dans les zones où des détections sont observées et/ou chaque fois que les structures de détections varient, afin d'en déterminer la composition spécifique (en moyenne 2 à 3 chalutages par jour). Après chaque trait, les poids et distribution en tailles par espèce sont établies pour la totalité des captures lors des pêches peu abondantes ou pour un échantillon dans le cas contraire.

Le gréement de pêche dépend chaque fois du type de détections observées. Compte-tenu des mises au point réalisées au cours des campagnes PELGAS précédentes, les chaluts 76/70 ou 57/52 sont utilisés, soit avec les panneaux thyboron, soit avec les panneaux polyvalents en ajustant les bras (en acier ou en Dynema) en eux-même ou leur longueur (50 ou 100m), les lests et la flottaison (boules, ballons) selon la position verticale des détections. Le MIK (chalut à larves Isaac Kid) et le chalut mesopelagos sont utilisés pour identifier les couches micronectoniques, principalement lors de la 3ème partie.

Ces travaux sont complétés par l'établissement de relations tailles/poids, de prélèvements de pièces dures (pour la détermination de l'âge) et d'observations biologiques (maturité sexuelle, état nutritionnel...) afin de connaître les caractéristiques des stocks d'anchois et de sardine.

⇒ Répartition, abondance des oeufs par CUFES :

Au cours de cette prospection, le système CUFES interne (315µm avec écope sur la prise de coque) est mis en œuvre pour effectuer des prélèvements à espaces réguliers pour échantillonnage des œufs.

Lors des derniers jours, de nombreuses pêches planctoniques (associées à des chalutages pour faire le lien avec les adultes) sont réalisées dans les différentes couches de surfaces soit au filet carré, soit au filet multi-net. L'objectif est triple : 1) collecter des œufs et des larves d'anchois, 2) valider le modèle de distribution vertical des œufs et 3) mesurer la densité des œufs et leur vitesse de migration verticale dans la colonne d'eau grâce à une colonne de densité. Cette phase de la campagne se déroule dans une zone favorable à la présence d'œufs d'anchois repérée lors du premier leg (a priori suivant un réseau de radiales situé entre la Gironde et les accores dits du "Fer à cheval").

⇒ Répartition, abondance des prédateurs supérieurs (cétacés, oiseaux) :

Au cours de la prospection (donc exclusivement de jour et hors opération de pêche), 2 observateurs de l'Université de La Rochelle sont postés au dessus de la passerelle de navigation pour observer, identifier et dénombrer les cétacés présents autour du navire. Une relation est ensuite faite entre ces prédateurs et leurs proies potentielles que sont les petits poissons pélagiques.

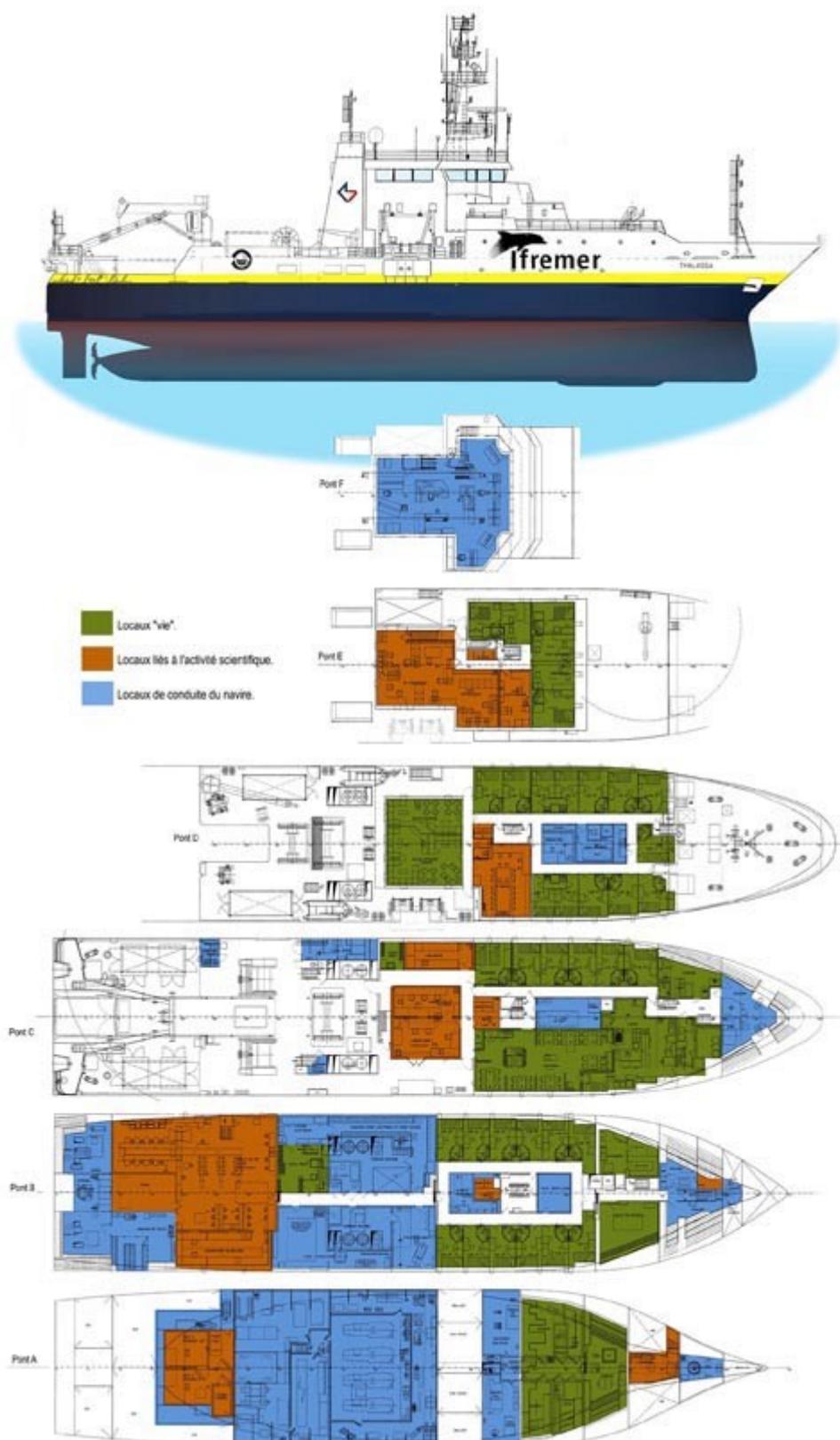
1.2.2.2 Opérations en station

Pendant la nuit, une radiale sur deux est à nouveau échantillonnée en stations par des profils verticaux à l'aide d'une CTD (température, salinité, + fluorimètre, turbidimètre et capteur d'oxygène) et d'une rosette de bouteilles Niskin, (le tout porté par le câble électro-porteur du treuil bathysonde) et d'un LOPC (compteur laser de particules) et de pêches planctoniques par le treuil hydro (WP2 pour poids secs par classes de tailles du zooplancton). Des pêches au filet "multi-net" seront effectuées au cours des derniers jours de campagne.

[2] Mise en oeuvre de la campagne

2.1 Localisation des différents postes de travail

En couleur orange sur le plan suivant



Pont B : salle de tri du poisson et laboratoire de biologie

Pont C : Laboratoire d'hydrologie / plancton + laboratoire de physique



Pont D : salle de réunion
 Pont E : pc scientifique / acoustique
 Pont F et F+ : observatoire

2.2 Acoustique

2.2.1 Description du poste de travail

Situé au pont E, le PC scientifique est le poste de travail du chef de mission et de l'équipe en charge de l'observation acoustique (mono faisceau et multi faisceaux)

Les tâches qui y sont effectuées incluent :

- opération des sondeurs (mise en route, arrêt, paramétrisation etc.) ;
- veille acoustique : vérification du bon fonctionnement des sondeurs et observation des écho traces de poisson ;
- stockage, correction et pré-traitement (échetypage) des données acoustiques ;
- coordination de la campagne : stratégie d'échantillonnage, radiales/stations à échantillonner, en lien avec le labo hydrologie ;
- décision de mise en pêche/fin de pêche, stations ;
- coordination des navires professionnels à la VHF à la passerelle.

2.2.2 Equipement du poste de travail

2.2.2.1 Equipements du bord

Ordinateur : 7 ordinateurs pour l'opération des sondeurs, 1 ordinateur pour la coordination de la campagne (Siki)
 logiciels : Movies3D, Movies+, Hermes, Simrad EK60, Simrad ME70, Casino, R, Matlab

2.2.2.2 Equipements amenés par la campagne

Ordinateurs : 7 ordinateurs
 Logiciels : R, Matlab, QuantumGIS
 Disques de sauvegarde : 2 disques dur externes 3 To pour sauvegarder les données de la mission
 Papeterie : post-it

2.2.3 Modalité des actions

Action	Documentation	Opérateurs	Matériel
Acquisition acoustique en continu avec HERMES (HERMES = ER60 + ME70)	ManuelAcoustiqueThalassa.pdf	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début	1 poste Simrad ME70 1 poste Simrad ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes

Action	Documentation	Opérateurs	Matériel
		de campagne [opération des sondeurs]	1 poste Movies3D 1 poste SIS (bathymétrie) 1 poste Movies+
Changement de configurations HERMES : 0-250m / large / nuit	ManuelAcoustiqueThalassa.pdf	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs]	ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes 1 poste Movies3D 1 poste SIS (bathymétrie) 1 poste Movies+
Le matin : mis en route des systèmes : Charger la bonne configuration le cas échéant Démarrer l'archivage (Movies+) en prospection 10nds	ManuelAcoustiqueThalassa.pdf	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs]	ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes 1 poste Movies3D 1 poste SIS (bathymétrie) 1 poste Movies+
Observations acoustiques			
<ul style="list-style-type: none"> • Scruter les échogrammes en temps réel, s'assurer du bon fonctionnement des sondeurs • Si détection de poisson dense et/ou sur plus de 2 milles et/ou nouvelle, prévenir le chef de mission • En fonction de 2) et de la profondeur, la décision est prise de mettre en pêche la Thalassa et/ou les professionnels • Une copie des écrans des écho avant pêche qui ont décidé de la mise en pêche doit être réalisé. Les images sont collées dans le dossier des images de trait de pêche 	<p>Manuel cahier de quart électronique Casino (en ligne dans logiciel)</p> <p>Dossier des photos d'écran des traits de pêche</p> <p>Dossier des photos d'écran</p>	<p>1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs]</p> <p>Chef de mission [évaluation d'échogrammes, stratégie d'échantillonnage]</p>	<p>ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes 1 poste Movies3D 1 poste SIS (bathymétrie) 1 poste Movies+ Casino+</p>

Action	Documentation	Opérateurs	Matériel
Mise en pêche de la Thalassa			
1. Le navire fait demi-tour et se met en pêche sur la zone détectée à une vitesse de 4nds. Noter une interruption de radiale dans Casino	Dossier catalogue des traits de pêche	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs] Chef de mission [évaluation d'échogrammes, stratégie d'échantillonnage]	ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes 1 poste Movies3D 1 poste SIS (bathymétrie) 1 poste Movies+ Casino+ SDIV Chalut pélagique
2. Une copie des échogrammes les plus représentatifs de la pêche (38, 120kHz et Marport) est réalisée avant et pendant la pêche et archivée dans la catalogue de trait de pêche	Evènements en chalutage		
3. Transmettre les métadonnées de pêche à la salle de tri via SDIV			
4. Entrer les opérations de chalut en cours de chalutage dans Casino+			
5. Donner le point de reprise de radiale à la passerelle			
Mise en pêche des pêcheurs professionnels			
Etape 2. de la mise en pêche Thalassa	Dossier catalogue des traits de pêche	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs] Chef de mission [évaluation	

Action	Documentation	Opérateurs	Matériel
		d'échogrammes, stratégie d'échantillonnage]	
Cahier de bord électronique Casino : gestion			
<p>Un événement doit être rentré dans Casino pour signaler toutes les début/fin/interruptions/reprises de radiales</p> <p>Des évènements doivent être saisis pour signaler des échos (bancs...), observations (oiseaux, sillage...) ou incidents (parasite, plantage sondeur...) particuliers</p>		1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [opération des sondeurs]	
Pré-traitement des données acoustiques			
<ul style="list-style-type: none"> correction des données acquise les jours précédents <p>Run = 1 journée d'enregistrement acoustique</p> <p>Les fréquences traitées en priorité : 38 et 120</p> <p>Corrections des données dans Movies+ : suppression des parasites/bulles, correction manuelle de la détection du fond</p> <p>Le run corrigé est sauvegardé dans un nouveau fichier .hac, le fichier original est conservé</p>	Protocole correction Run	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [utilisation de Movies+, connaissance de l'arborescence de stockage des données à bord]	1 ordinateur, Movies+, accès réseau bord
<ul style="list-style-type: none"> Sauvegarde des fichiers : <ul style="list-style-type: none"> transfert des fichiers des postes sondeurs EK60 et ME70 vers le disque réseau NAS sauvegarde des données sur 2 disques durs externes 	Sauvegarde des données PELGAS13.pdf	1 chef de quart expérimenté (1 leg d'expérience minimum) ou 1 personne de quart sans expérience mais briefing de début de campagne [connaissance de l'arborescence	1 poste Simrad ME70 1 poste Simrad ER60 vertical 1 poste Simrad ER60 horizontal 1 poste Hermes 2 disques durs externes 1 poste Movies+

Action	Documentation	Opérateurs	Matériel
		de stockage des données à bord]	
<ul style="list-style-type: none"> Validation du dossier des images de chalutage Valider que les photos d'écran des chalutages sont bien classées dans le dossier ad-hoc et importer les résultats de chalutage dans le même dossier 		Un opérateur familier de Movies+ et des images de référence de chalutage	
<ul style="list-style-type: none"> Echotypage Extraction des énergies acoustiques poisson par affectation manuelle dans Movies+ des densités acoustiques enregistrées à des échotypes, i.e. des types d'échos correspondant à des groupes d'espèces de poissons. 	Manuel_echotypage.pdf	Au moins 2 échotypeurs expérimentés par leg, en interaction [connaissance Movies+, expérience en analyse d'échogrammes Golfe de Gascogne]	1 poste Movies+
<ul style="list-style-type: none"> Echo-intégration temps réel 		Un opérateur pouvant lancer une écho-intégration supervisée dans Movies3D et exécuter un script R	1 poste Movies3D et 1 poste R
<ul style="list-style-type: none"> Echo-intégration haute résolution par tranche verticale de radiale 		Un opérateur pouvant exécuter des scripts Matlab/Movies3D	1 poste Movies3D et Matlab
Intégration des données de campagne dans un Système d'Information Géographique			
– Mise à jour des données navigation et pêche dans pelGIS		1 opérateur familier de QuantumGIS	1 poste avec QuantumGIS
– Incorporation des profils verticaux hydrologiques, acoustiques et d'échotypage des radiales dans le SIG		1 opérateur familier de QuantumGIS et de son extension eVis	1 poste QuantumGIS

2.2.3.1 Destination des produits de l'opération en fin de campagne

Les données acoustiques acquises au format standard international (HAC) sont transmises à la fin de la campagne au SISMER.

Les données acoustiques pré-traitées et traitées sont stockées à l'issue de la campagne dans la base terrain EchoBase gérée par EMH, dans l'attente de la mise au point d'un stockage approprié dans Harmonie.

Les résultats d'évaluation de biomasse sont mis à disposition 1) du groupe de travail du CIEM WGHANSA en juin, 2) du groupe de travail du CIEM WGWIDE chargé de suivre les stocks exploités de maquereau, merlan bleu, hareng norvégien et chinchard à Copenhague en septembre.

2.3 Salle de tri

2.3.1 Description du poste de travail

Situé sur le pont B, la salle de tri de 130 m² est équipée par défaut :

- D'un trunk pour le stockage de la capture
- D'une chaîne de tri automatisée permettant le convoyage, le tri, la pesée et l'enregistrement automatique des données mais aussi le nettoyage des caisses.
- D'une zone pour la pesée et la mensuration des espèces
- De deux balances marinisées (50 kg and 5 kg capacité max);
- D'un laboratoire de biologie avec paillasses et équipé d'un poste informatique avec le logiciel Raptri installé sur une machine virtuelle. Il est à noter que le logiciel de saisie des captures TUTTI a été testé en 2014, et si les améliorations demandées sont apportées, ce logiciel remplacera Raptri à plus ou moins court terme.

La personne responsable de la salle de tri doit être un scientifique expérimenté connaissant, en particulier, le fonctionnement de la salle, sachant utiliser les logiciels PUPITRI et RAPTRI (prochainement Tutti), habilité à la reconnaissance des espèces scientifiques.

L'équipe doit être complétée par 4 ou 5 personnes. Il est souhaitable qu'au moins 1 de ces personnes aient déjà une expérience de la salle de tri pour former et contrôler les autres personnes.

Un mélange d'espèces composé d'individus de petite taille peut induire un tri très longs. Dans ce cas il est conseillé de faire appel aux scientifiques qui ne sont pas de quart en hydrologie et en acoustique. La deuxième ligne de tri peut alors être activée. Il est également possible de saisir un mélange d'espèces (petits poissons très mélangés) dont il faut par la suite trier une fraction pour revenir aux proportions réelles. Cette fonctionnalité existe dans le logiciel Pupitri (code T pour les especes issues d'un mélange)

2.3.2 Modalités d'installation du matériel en début de campagne

- Installation de la loupe binoculaire, de la hotte, des fiches diverses à scotcher au mur, de la mise en place des éclairages supplémentaire et de la loupe, du réglage de la balance 5 kg,
- Installation de la papeterie, des fiches et chemises, du matériel de dissection, de prélèvement et d'otholimétrie.
- Vérification de RAPTRI, des espèces présentes, suppression de la fonction taille-poids



- Initialisation des fichiers de biométrie, de prélèvements
- Lors de la réunion de début de campagne, se renseigner sur les prélèvements à effectuer et connaître les protocoles.
 - Exemples de prélèvements supplémentaires :
 - Des anchois pour le calcul de valeur énergétique
 - Des anchois et sardine pour la génétique

2.3.3 Modalité des actions

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
<p>Début de virage du chalut, les personnes de l'équipe de tri doivent se rendre en salle de tri</p> <p>Habillage de l'équipe de tri</p>	<p>Manuel Pupitri,</p> <p>Guides de détermination des espèces</p>	<p>1 responsable de salle de tri [Pupitri, Raptri, reconnaissance des espèces, fonctionnement de la salle de tri]</p> <p>+ 4 ou 5 techniciens [reconnaissance des espèces, fonctionnement de la salle de tri, mensurations, pesées]</p>	
<p>Habillage de l'équipe de tri : botte de sécurité, ciré ou tablier, gants</p>		idem	Ciré ou cape, bottes de sécurité, gants
<p>Chalut remonté sur le pont : en fonction de la taille et de la composition de la pochée, le responsable de la salle de tri peut demander un renfort de l'équipe de tri auprès du chef de mission.</p> <p>Au niveau de la salle de tri, mettre en route le circuit d'eau, démarrer les tapis, vérifier l'ouverture de la trappe d'évacuation, vérifier les portes du trunk, vérifier la propreté de la trémie de pesée. Supprimer les individus provenant du trait précédent et qui auraient été oubliés ou coincés par la trappe supérieure du trunk.</p> <p>En cas de présence d'espèces sensibles dans la capture (sélaciens, mammifère, poisson lune, etc.), et si l'individu est vivant procéder sans attendre à la détermination de l'espèce + mensuration + pesée individuelle + photo et remettre l'individu à la mer le plus prêt possible de la poupe, au-delà de l'hélice.</p>		idem	Mètre ruban, appareil photo numérique
<p>Pêche dans le trunk : en fonction de la quantité et de la composition de la capture, décider du taux d'échantillonnage, et du</p>		Responsable	



ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
poids d'une palanquée (40 Kg si gros poisson, 20 ou 30 si petits individus) et initialiser Pupitri. Ne pas oublier de vérifier les tares des balances.			
Début du tri : la capture est pesée automatiquement par fraction. Chaque fraction est alors soit rejetée à la mer soit envoyée sur le tapis pour être triée		Responsable au poste Pupitri, 3 ou 4 personnes sur la chaîne de tri + une au bout du tapis pour stocker en caisse l'espèce dominante qui est déterminée dès le départ. Si le tri est très long, il est possible d'ouvrir la seconde ligne de tri (rare).	
Tri de la capture : le tri se fait selon l'espèce scientifique. Si pour une même espèce on peut distinguer deux (ou plusieurs) modes de taille alors l'équipe sépare les individus selon ces modes dans des caisses séparées. Les "déchets" (déchets, individus trop abîmés pour être identifiés ou mesurés) seront réunis dans une même caisse.			
Fin du tri : l'opérateur pupitri doit nettoyer le trunk et les abords de la porte lors de la dernière palanquée. l'équipe de tri envoie les caisses vers la pesée. Pour chaque caisse, le responsable identifie l'espèce scientifique, rentre l'information dans Pupitri, indique la taille de la caisse (différence de tare) et enregistre le poids de la caisse Toutes les caisses sont acheminées vers la zone de pesées/mensurations	Guide pupitri		
Les observations suivantes se font par espèce scientifique. Répéter la même opération pour chaque espèce scientifique. Pour des raisons de confort (bruit !), il est préférable d'arrêter la chaîne de tri puis d'éteindre le réseau d'eau pendant la suite du travail (ne jamais laisser la chaîne de tri en marche sans le réseau d'eau)		S'organiser pour être 2 ou 3 par espèce observée. 1 personne qui note les informations et 1 (ou 2) qui réalise les pesées et mensurations	
Prendre un fiche pesée/mensuration (au ½ cm pour les clupéidés, ou au cm pour toutes les autres espèces) et noter le nom scientifique de l'espèce observée. Noter le		[Savoir faire un échantillonnage représentatif]	Fiche pesée/mensurations

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
<p>n° de la station, le n° de chalut, la date et les initiales de la personne qui écrit sur la fiche.</p> <p>Réunir la(les) caisse(s) de l'espèce. Si la quantité est trop importante, réaliser un échantillonnage. Le reste des individus peut être acheminé vers la trappe d'évacuation lorsque le travail est terminé.</p>			Crayon à papier, gomme, porte document,
<p>Peser l'échantillon (attention à bien tarer la balance avec une caisse vide) avec la balance marinisée (60 kg ou 5 kg). Noter le poids sur la fiche</p>	Guide des balances	[Connaître le fonctionnement des deux balances]	Balances du bord + caisses du bord
<p>Mesurer chaque individu (au cm ou ½ cm inférieur) et reporter la mesure sur la fiche</p>	Guide la mensuration des poissons mollusques et crustacés	[Savoir mesurer l'espèce]	règles avec butées
<p>Relations taille/Poids : en fonction des espèces et selon les consignes du responsable, regrouper les individus mesurés par classe de taille (cm ou ½ cm) dans des petites boîtes. A la fin, peser chaque boîte (attention à la tare) dans l'ordre des classes de taille et dénombrer les individus dans la boîte. Reporter les informations sur la fiche. Attention, 2 personnes seulement à ce stade, ou 3 si une dénombre, la seconde pèse et la troisième note.</p>			Boîtes plastique, étiquettes, porte-document, crayon
<p>Observations biologiques et prise d'otolithes : pour les anchois et les sardines et selon les consignes du responsable, prélever quelques individus par classe de taille et les ordonner dans une boîte en plastique (astuce : pour bien différencier les différentes classes de taille, changer l'orientation des individus dans la boîte : museau vers la droite puis museau à gauche pour l'autre classe de taille etc.). Noter sur une fiche "biométrie", le nom de l'espèce, le n° de la station, le n° de chalut, la date et le nombre d'individus par classe de taille.</p> <p>Le nombre visé pour la sardine est 40 individus par chalutage, pour l'anchois c'est 50 individus.</p> <p>Acheminer les boîtes vers le laboratoire de biologie attenant à la salle de tri</p>			Fiche "biométrie" Grandes boîtes en plastique, étiquettes
<p>A ce stade, le travail en salle de tri est</p>			

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
terminé. Vider les caisses dans la trémie, nettoyer/ranger les caisses, nettoyer la zone de pesée/mensuration, ranger le matériel, bloquer les balances, éteindre le réseau d'eau et la chaîne de tri.			
<p>Traiter les anchois et les sardines séparément.</p> <p>Tarer la balance avec le poids de 5 kg</p> <p>Pour chaque individu en respectant l'ordre de rangement dans la boîte :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Pesée (au gramme) • Ouvrir la cavité abdominale pour identifier le sexe (male, femelle, indéterminé) et le stade de maturité sexuelle <p>Un fois l'observation réalisée, replacer l'individu à sa place dans la boîte</p>	<p>Fiche de détermination des stades de maturité sexuelle de l'anchois et de la sardine scotchées au mur devant la zone d'observation</p> <p>Guide balance 5kg</p>	<p>2 personnes par espèce, 1 qui note et 1 qui observe</p> <p>[expérience dans la détermination du sexe et de la maturité sexuelle de l'anchois et de la sardine)</p>	<p>Fiche "biométrie" + crayon + gomme + balance + ciseaux + pince à épiler</p>
<p>Sardines : observations supplémentaires : pour les sardines, compléter les observations par individu avec :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Taux de graisse • Taux de parasite (<i>Anisakis spp</i>) 	<p>Deux fiches sont scotchées au mur devant la zone d'observation :</p> <p>détermination du taux de graisse</p> <p>détermination du taux d'<i>Anisakis spp</i></p>	<p>2 personnes par espèce, 1 qui note et 1 qui observe</p> <p>[expérience dans la détermination du taux de graisse et de parasite sur la sardine)</p>	
<p>Prélèvement des otolithes :</p> <p>Préparer les plaquettes à otolithe en fonction du nombre d'individus observés et de l'espèces (plaquettes différentes). Coller une étiquette sur chaque plaquette et noter le nom de la campagne, l'espèce, le n° de la station, le n° de chalut et le n° de la plaquette (A, B, C etc.)</p> <p>Chaque plaquette contient 10 cellules destinées à recueillir 10 paires d'otolithes.</p> <p>Les individus observés précédemment sont repris et on procède au prélèvement de la paire d'otolithes qui est disposée sur la plaquette appropriée dans la bonne cellule (respecter scrupuleusement le code de la</p>	<p>Photos des plaquettes pour chaque type</p>	<p>1 personne par espèce</p> <p>[savoir prélever les otolithes sur l'espèce]</p>	<p>Plaquette à otolithes + étiquette autocollante + crayon à papier + gomme + couteau + pince à épiler + tissu éponge</p> <p>Loupe sur pied munie d'une source de lumière</p>

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
<p>fiche "biométrie" et le code sur la plaquette). Bien nettoyer les otolithes avant de les placer sur la plaquette</p> <p>Ranger les plaquettes ainsi complétées dans la partie sèche du labo pour laisser sécher les otolithes (24h minimum)</p>			
<p>Evacuer les poissons, nettoyer et ranger le matériel et la paillasse.</p>			<p>Eponges + produits de nettoyage + sopalain</p>
<p>Réunir toutes les fiches "tri/poids/mensuration" et "biométries" afin de saisir les données dans RAPTRI</p> <p>Imprimer les données saisies, transmettre une copie immédiatement au pc scientifique (à la personne de quart).</p> <p>Archiver les fiches et les impressions dans une pochette portant le n° du trait, la station, la date et le nom de la campagne.</p>		<p>Responsable + 1 personne [usage du logiciel RAPTRI]</p>	<p>Chemise, feutre, papier A4 pour l'imprimante</p>
<p>Inclusion des otolithes :</p> <p>Après séchage (environ 24 heures), reprendre les plaquettes d'otolithes. Dans chaque case, disposer de manière ordonnée les deux otolithes (face concave vers l'arrière, partie allongée vers les extérieurs). Placer les plaquettes ainsi préparées dans la mini hotte aspirante et couler avec précaution la résine dans les cases (résine EUKITT). Ne pas réaliser cette opération si le navire bouge trop (déplacement des otolithes dans la résine).</p> <p>Laisser sécher autant que nécessaire en fermant la climatisation mais en laissant l'extraction activée.</p>			<p>Résine EUKITT, mini hotte aspirante, pipettes en plastique</p> <p>L'extraction doit être en marche, la ventilation doit obligatoirement être coupée</p>
<p>En fin de journée,</p> <p>Nettoyer les balances et les verrouiller</p> <p>Nettoyer le poisson tombé sous la chaîne de tri et près de la pompe d'évacuation tribord (derrière dalot chambre froide 4°)</p> <p>fermer la trappe d'évacuation puis appeler la passerelle par téléphone pour demander la fermeture hydraulique de la trappe d'évacuation</p>		<p>Responsable</p>	
<p>Lecture des otolithes :</p> <p>Les otolithes sont lus à la loupe binoculaire afin de déterminer l'âge (en années) des</p>		<p>[habilitation à la lecture des otolithe pour l'espèce concernée]</p>	<p>Loupe binoculaire + système</p>

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
individus. L'aspect du bord est aussi noté (opaque ou Hyalin). L'age et l'aspect du bord sont saisis sur la fiche "biométrie" correspondant à l'individu.			d'éclairage
Les données d'age sont saisis sous Excel dans deux fichiers anchois et sardine			
<p>Jusqu'en 2014, les données de capture pour les pêches pros sont récupérées par une clé USB tous les deux jours et saisis dans raptri avec un code station spécifique (lettre de l'année, numéro d'OP+5000).</p> <p>A l'avenir, Tutti devrait permettre d'éviter cette double saisie en joignant les deux bases, ou en important les données pros dans le tutti Thalassa</p>		Responsable + 1 personne [usage du logiciel RAPTRI]	
Une à deux fois par jour minimum, exporter les données de capture sur le réseau (disque M) pour que l'équipe acoustique puisse mettre à jour les cartes de capture		1 personne [usage du logiciel RAPTRI]	
<p>Vérification des données saisies :</p> <p>Un contrôle de correspondance entre les données saisies sur papier et les données saisies est effectué sur RAPTRI, RAPTRI-PRO, dans les fichiers de biométrie de sardine et d'anchois. La valeur de référence étant celle saisie sur le papier. Si des erreurs sont corrigées, procéder à une nouvelle impression des données et remplacer les copies erronées.</p>		2 personnes [usage du logiciel RAPTRI]	

2.3.3.1 Archivage des données

Les plaquettes d'otolithes sont archivées en laboratoire
à Lorient pour la sardine
à Nantes pour l'anchois

Une deuxième lecture des otolithes d'anchois est réalisé à terre afin d'enregistrer les rayons d'accroissement (la procédure n'est pas décrite dans ce guide)

Les fiches et impressions sont archivées à EMH.



2.4 Hydrologie

2.4.1 Description du poste de travail

Situé sur le pont C, le poste de travail hydrologie se compose de 3 espaces :

- Laboratoire hydrologie : gestion des prélèvements, filtrations, observations à la loupe binoculaire...
- Laboratoire informatique : 1 ordinateur connecté à Rosette pour suivi temps réels des profils CTD ainsi qu'au GPS de bord (NMEA via réseau internet depuis 2012), 1 ordinateur pour uploader données LOPC, 1 ordinateur pour communiquer avec Multinet (programmation des profondeurs de d'ouverture/fermeture des filets et uploading)
- Laboratoire "chimie" pour la colonne de densité pour mesure de densité des oeufs

Equipe de 6-7 personnes travaillant 24h sur 24 (3 quarts de 8 heures à 2 personnes)

Compétences requises pour le responsable hydrologie :

- Ichtyologie et océanographie physique-biologie pour choix des positions des stations nocturnes (la plupart sont prédéfinies mais certaines peuvent se faire en fonction des conditions hydrologiques.

Compétences requise pour les autres scientifiques :

- Identifications ichtyologique (oeufs et larves anchois/sardine)
- Filtrations phytoplancton, zooplancton, MES
- Flaconnage/conservation (sels nutritifs, phytoplancton, zooplancton, ichtyoplancton)

2.4.2 Equipement du poste de travail

Les éléments utilisés en routine sur l'ensemble des campagnes PELGAS sont en 2012 :

- 1 ordinateur bathysonde
- 1 ordinateur Multinet
- 1 ordinateur LOPC
- 2 loupes binoculaires
- Rampes de filtration
- Matériel de tri et flaconnage
- Produits : Formol pour conservation des échantillons CUFES et Multinet, Alcool à 90° pour conservation larves pour prélèvements des otolithes
- CUFES (Continuous Underway Fish Egg Sampler) fixe à la Thalassa.
- 1 cage-rosette composée de :
 - 1 CTD (Conductivity-Température-Depth) avec fluorimètre et turbidimètre
 - 1 carrousel pour contrôle à distance de la fermeture des bouteilles

- 1 LOPC (Laser Optical Plankton Counter), compteur de particules et son DataLogger
- 9 bouteilles Niskin de prélèvement
- 1 filet WP2 triple (maillage 200 microns et 50 microns)
- 1 filet Carré (Bourriau, 1992) pour le prélèvement des oeufs et larves
- 1 filet Multinet (Hydrobios) avec 5 filets pour distribution verticale du plancton

2.4.3 Modalité des actions

Le travail réalisé en hydrologie est différent entre le jour et la nuit.

Le jour le travail consiste en la gestion du CUFES (prélèvements d'échantillons tous les 3 milles, fixation, tri des oeufs) en parallèle à la prospection acoustique sur l'ensemble des radiales de la campagne. La nuit, le travail consiste en la réalisation des stations hydro, une radiale sur deux. L'idéal pour le plan de réalisation dans la mesure du possible est la réalisation des stations sur des radiales déjà prospectées en CUFES/acoustique la journée pour l'adaptation des pêches planctoniques aux mesure hydrologiques de surface (Thermosalinomètre du bord) et aux quantités d'oeufs. Egalement les radiales stations devront être faite le plus proche possible dans le temps de la prospection, pour une bonne cohérence entre les différents types de variables observées (physique, plancton-poisson).

De plus, de jour, le processus de prélèvement d'eau sera arrêté en fonction des activités du navire : mise en pêche, changement de radiale, arrêt de la radiale.

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
De JOUR , réalisation du CUFES (Continuous Underway, fish Egs System)			
<p>Le long des radiales acoustiques, pompage d'eau de surface en continue grâce au système CUFES. Prélèvement tous les 3 milles (environ 18 min à 10 nds) du filtrat obtenu dans le collecteur (maillage de 315 micromètres). Le système permet de transférer le flux d'eau vers un deuxième collecteur (propre) avant prélèvement du premier collecteur.</p> <p>Cliquer toutes les opérations dans CASINO (STR, NXT, STP).</p>	<p>CUFES : Checkley, D., Peter, J., Ortner, B., Settle, L., and Cummings, S. 1997. A continuous underway fish egg sampler. Fisheries Oceanography, 6: 58-73.</p> <p>Petitgas et al. Combining acoustic and CUFES data for the quality control of fish-stock survey estimates, 2009.</p>		<p>CUFES (propriété de GENAVIR sauf le filet)</p>
<p>Traitement du collecteur : mise en bocal</p> <p>Rinçage à la pipette (eau distillée) pour concentrer le filtrat, transfert du filtrat dans un bocal avec l'aide d'un pulvérisateur (eau distillée), rinçage du collecteur au</p>			<p>Pipette d'eau distillée + entonnoir + porte entonnoir + pulvérisateur d'eau distillée +</p>

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
pulvérisateur (eau distillée) vers le bocal. Pratiquer un examen visuel du contenant avant ajout de formol (4%). Fermer le bocal et noter la référence du prélèvement sur le bocal			formol
Analyse du bocal : examen, extraction et comptage des oeufs ... détermination séparation comptage enregistrement des résultats dans cahier de quart CUFES archivage des bocaux nettoyage	Russel, 76	[reconnaissance des oeufs d'anchois et de sardine + détermination des espèces observés]	Loupe binoculaire + éclairage + compteur + pilulier + bocaux + pince
De NUIT, réalisation des stations			
Bathyson rosette : réalisée à chaque station – Après avoir lancé Sesave sur ordinateur, lancer dans menu : Real-Time data -> start. – Rentrer le nom de fichier associé à station en cours – Vérification des connexions -> attente branchement CTD -> Mettre interrupteur CTD sur ON – Vérifier bonne acquisition des informations à l'écran – Mettre le connecteur vert à la place du rouge sur le Datalogger sur LOPC – Demander mise à l'eau de la bathysonde au matelot de quart au pupitre. – Quand bathysonde en surface, attendre l'équilibre pour l'ensemble des capteurs, en vérifiant cohérence avec les infos du thermosalinomètre. – Demander début de Filage à : (prof. de la sonde – prof. affichée à l'écran quand le 0 est fait par le matelot – pied de pilote	Notices : – Seabird (SEASOFT V2 SBE Data Processing, SEASOFT-Win32 : Seasave V7, SBE19+V2 Seacat Profiler) – LOPC-DataLogger	Prise en main logiciel et interprétation profils CTD	

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
<p>de 1-2m). Si sonde fortement variable (gradient bathymétrique élevé), alors prendre une sécurité supplémentaire importante.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Cliquer dans casino - Quand filage terminé, analyser le profil pour savoir quand arrêter le virage pour les prélèvements bouteilles (2 ou 3 arrêts avec 3 bouteilles à chaque niveau): le fond quand bathysonde effectivement au fond, sinon bien au dessous la pycnocline, le max de chlorophylle, généralement à proximité de la pycnocline, et la surface. - Demande la mise à bord de la bathysonde. - Mettre interrupteur de la CTD sur OFF, et changer le connecteur du LOPC (vert -> rouge) - Dans seasave : real-time data -> stop 			
<p>Prélèvements Bouteilles</p> <ul style="list-style-type: none"> - Sels nutritifs : s'équiper de gants et suivre le protocole joint. - Filtrations chlorophylle : suivre protocole de l'université de La Rochelle. 	<p>Protocoles associés (LER-MPL pour sels nutritifs à (Univ. la Rochelle pour filtrations diverses)</p>	<p>Formation rapide aux filtrations</p>	
<p>WP2 triple : filet à plancton (200 et 50 micromètres)</p> <p>Successivement : mise à l'eau, filage à 100 mètres ou au max de profondeur -5m si inf. à 100 m, virage (cliquer dans casino), rinçage, mise à bord. Noter longueur filée et angle du câble au virage si absence de débimètre sur filets.</p> <p>1^{er} échantillon au 200 microns: le filtrat et traité de la même manière que le CUFES. La détermination faunistique est faite à l'Université de La Rochelle ou au Zooscan.</p> <p>2^{ème} échantillon au 200 microns: biomasse, poids sec. Fractionnement en 4 classes de</p>	<p>Voir Protocole joint de La Rochelle.</p>		

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
taille : 2000, 1000, 500 et 200 micromètres 3 ^{ème} échantillon : Variable selon les années			
En fonction des conditions hydrologiques, la présence d'oeufs et larves dans le CUFES, météorologiques, mise en oeuvre : Filet carré (maille de 315 micromètres) pour prélèvement d'oeufs et larves : <ul style="list-style-type: none"> – Cliquer Début de Filage et Fin de Virage dans Casino – Demander de pêcher à 1,5-2 noeuds – Durée 10 ou 15 minutes en fonction de pêche pour oeufs-colonne de densité, larves, réciproquement. – Bien rincer le filet ensuite, récupérer l'échantillon au préalable si oeufs destinés à la colonne de densité. Multinet MINOF (maille de 315 micromètres). Traitement du filtrat par comptage des oeufs et des larves : <ul style="list-style-type: none"> – Préprogrammer les profondeurs de pêche désirées à l'aide du logiciel OceanLab et du profil hydro CTD réalisé au préalable – Cliquer Début de virage et fin de virage dans Casino – Vitesse de pêche : 1,5-2 noeuds – Durée de pêche : demander à virer très lentement pour arriver à une durée de virage de l'ordre de 15mn. 			
Gestion du cahier de QUART			
Pour chacune des opérations, remplir fiche associée avec Numéro de station, Date, Sonde, Longueur filée, etc...			
Saisie et traitement des données d'hydrologie			
Saisie du cahier de quart dans Excel Exportation des données de Casino vers	Notice ArcView		

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
ArcView Sortie des cartes Contrôle visuel des données, validation des données			
Module de traitement SEABIRD Les données brutes de CTD sont "bruitées". Elles doivent donc être lissées et les valeurs aberrantes corrigées. Les données sont alors traitées pour mise au format ODV (1 fichier par année)	Documentation commerciale en ligne		

L'objectif est la mesure de densité des oeufs pour intégration par la suite dans les modèles de distribution verticale. Voir protocole joint.		
-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	--	--

2.4.3.1 Destination des produits de l'opération en fin de campagne

Les données des profils CTD sont transmis au SISMER en fin de campagne pour stockage dans base de données (SISMER, Seadatanet, ...)

Traitement des oeufs pour détermination distribution de la ponte, du stade de développement et fourniture au groupe de travail WACEGG

Autres prélèvements : -

- prélèvements d'eau analysé par l'université de La Rochelle dans l'année (Chlorophylles fractionnées, récupération et transmission au SISMER ensuite)
- Echantillons biomasse zooplancton fractionnée : Traitement à La Rochelle et récupération ensuite.
- Prélèvements d'eau analysés par le LER-MPL, Nantes dans l'année (Sels Nutritifs, récupération et transmission au SISMER ensuite)



2.5 Observation des mammifères marins + oiseaux + macro déchets + activités humaines autour du navire

2.5.1 Description du poste de travail

Au dessus de la passerelle, 2 fauteuils de jardin.

2.5.2 Equipement du poste de travail

ACTIONS	Documents associés	Personnel [compétences requises]	Matériel nécessaire
Cf document associé	PELGAS_Protocol_observation.pdf	3 personnes dont 1 responsable désigné ayant une expérience d'embarquement [reconnaissance des espèces, usage du logiciel de saisie de la donnée]	3-4 Sticks, 2 angle board, 2 paires de jumelles, 1 longue vue + trépied, 1 appareil photo avec un objectif adapté à la prise de vue à distance, 2 montres ou chronomètres, bordereaux d'enregistrement, crayon, gomme, porte document Guide détermination des espèces Tenue chaude, lunettes de soleil

2.5.2.1 Destination des produits de l'opération en fin de campagne

Données stockées dans la base Pelagis à l'université La Rochelle
Photographies sauvegardées sur les disques de la mission Ifremer.

2.6 Coordination du(es) navire(s) professionnels accompagnateurs

La Thalassa est un navire parfaitement équipé pour réaliser des mesures acoustiques, mais il est dans certaines conditions moins efficace pour réaliser des pêches au chalut pélagique indispensables pour l'identification (espèce et taille) des cibles qui seront traduites in fine en quantité de poisson observé.

Pour identifier les échos, il est nécessaire de faire un maximum de pêches qui devront être représentatives de toutes les espèces présentes. Les poissons peuvent se trouver dans les 50m au dessus du fond comme dans les 20m sous la surface. Dans le premier cas, les pêches de la Thalassa sont généralement bien représentatives. Dans le deuxième cas, le poisson de surface est très réactif, un chalutier "pêche arrière" comme la Thalassa ne peut pas écarter le chalut de son sillage et les captures y sont donc plus rares et moins représentatives. A l'inverse, les chalutiers qui pratiquent la pêche "en bœufs" (c'est à dire qui trainent le chalut à 2 navires), ont tendance à "rabattre" le poisson

vers le chalut qui est situé entre les deux sillages. Les chalutiers professionnels sont ainsi plus efficaces pour pêcher sur ces détections. Leur participation permet d'améliorer la précision des indices de biomasse fournis par la campagne, en augmentant le nombre de pêches d'identification.

Le chef de mission ou l'agent en charge de la relation avec les professionnels indique par VHF les positions des chalutages qui doivent être réalisés par les navires professionnels lors des prospections acoustiques de jour.

Les chalutiers pélagiques en bœufs qui accompagnent Thalassa sont équipés d'une balance marinisée, d'un ichthyomètre et d'un PC portable équipé du logiciel Tutti pour la saisie des données de capture. Ces équipements sont opérés par un observateur/trice possédant des bonnes connaissances en identification de poissons pélagiques et d'échantillonnage à bord de navire de pêche.

Cet(te) observateur(trice) évalue la composition des captures des navires professionnels, ainsi que les distributions en taille des espèces. Il entre ces données dans Tutti et transmet les fichiers dans une clef USB via la touline en fin de journée.

Des échantillons d'une trentaine d'anchois et/ou de sardines sont transmis par touline en fin de journée à la Thalassa par l'observateur, afin de réaliser les mesures biologiques complémentaires sur ces poissons.

[3] Travaux complémentaires

Des travaux complémentaires (lavage de bouées, récupération d'eau de mer...) peuvent être réalisés ponctuellement ou chaque année au cours de la mission PELGAS. Ces demandes sont adressées à et traitées par le chef de mission, en lien avec le groupe d'organisation

[4] Actions à mener en fin de campagne

4.1 A bord

- Vérification des sauvegardes des données acoustiques, pêche, hydrobiologiques et les données bord sur des disques dur externes (anticiper le temps très long de copie de ces données sur les disques).
- Vérification que les données acoustiques et CTD à transmettre au Simer sont bien identifiées par les électroniciens Génavir en charge du transfert.
- Remballage du matériel des laboratoires et mise sur palettes du gros matériel.
- Débarquement des échantillons biologiques congelés et préservés dans l'alcool.
- Rédaction de la fiche d'évaluation de campagne, de la fiche ROSCOP et de la fiche d'information de campagne, à transmettre le jour de la démobilisation.

4.2 Au laboratoire

- Evaluation de la biomasse par taille et âge des anchois et des sardines du golfe de Gascogne pour le groupe de travail CIEM WGHANSA qui se réunit entre 2 et 3 semaines après la fin de la campagne
- Vérification du bon stockage et étiquetage des échantillons biologiques
- Transfert des données acoustiques sur le réseau Ifremer
- Stockage du matériel au laboratoire

[5] Consignes propres aux navires de Genavir

5.1 Sécurité à bord

Des exercices de sécurité sont organisés à bord du navire en début de campagne. Ces exercices sont obligatoires.

Chaque scientifique devra respecter en fonction des espaces du navire, le niveau de sécurité requis (voir affichage) : port du casque et gilet gonflable (fournis par le bord), bottes ou chaussures de sécurité (à embarquer)

5.2 Vie à bord

Le personnel scientifique veillera à respecter les usages du bord, exemple :

- Espaces de travail et espaces de repos
- Ne pas réaliser de photographie et de vidéo de membres d'équipage sans leur accord
- Respecter les consignes de tri des déchets
- Respecter les horaires des repas
- Respecter les zones de sécurité et le port des équipements de sécurité.

Annexes

I. Liste du matériel à embarquer

Liste des équipements apportés par la mission

Nom de l'équipement - Marque, Type - Constituants	Origine du matériel (Labo., parc national, etc.)	Nb	Encombrement unitaire (M ³) Poids unitaire (Kg)	Valeur (€)
Micro-ordinateurs portables	EMH	8		18 000 €
Micro ordinateur fixe	EMH	1		3 000 €
Balance Marel	EMH	1	0.05 10	7 000 €
WP2	EMH	1	0.1 20	800 €
Filet carré	EMH	1	0.65 100	2 500 €
Filet multi-net	EMH	1	140kg	39 000 €
Filet MIK	Parc national	1	200 kg	40 000 €
Filet mésoplémagique	LTH	1	100 kg	40 000 €
CTD Sbe 19 + rosette + fluo + bouteilles	EMH	1	500 Kg	120 000 €
LOPC	EMH	1	100Kg	80 000 €
ZOOCAM	RDT	1	50kg	60 000€
VECOC	LTH	1	0.6x0.4x0.1m 10kg	10 000 €
EROC	LTH	1	150Kg	80 000 €

Produits chimiques :

Nom usuel du produit	Formule chimique	Quantité embarquée et concentration	Nature S : solide, L : liquide G : gaz
formol	HCHO	30 l	liquide
alcool	CH ₂ CHOH	10 l	liquide

Les logiciels et moyens de traitements :

HERMES (dernière version disponible sur le disque meskl2/hac2)
 MOVIES+ (dernière version disponible sur le disque meskl2/hac2)
 MOVIES 3D (dernière version disponible sur le disque meskl2/hac2)
 MATLAB (au PC acoustique)
 ODV



Documents de référence :

- Manuel des protocoles acoustiques Thalassa
- Manuel des sauvegardes acoustiques
- Manuel d'échotypage
- Simmonds, J. & MacLennan D. 2005. Fisheries acoustics. Blackwell.
- Diner, N. & Marchand, 1995. Introduction à l'acoustique sous-marine.
- Guides taxinomiques poissons, larves, plancton, invertébrés

II. Modèles de fiches de relevés manuels

Cf liens vers les fiches en vis-à-vis des actions pour lesquelles elles sont utilisées.

III. Liste des codes taxinomiques utilisés pendant la campagne

authorReference	baracoudaCode	codeMemo	genusSpecies	taxonCode
Linnaeus, 1758	AUTR-ESP	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS1	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-DIV	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS2	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS3	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS4	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS5	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS6	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	DIVE-RS7	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	ESPE-CE0	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	OBM-OBM	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	ESPE-CE1	RGANIMX	Animalia	6
Linnaeus, 1758	PHOL-DIX	RGANIMX	Animalia	6
Hatschek, 1888	OREL-ORN	MBCNIDA	Cnidaria	11
	SCYP-SPP	CLSCYPH	Scyphozoa	121
Linnaeus, 1758	SEPI-OFF	SEPIOFF	Sepia officinalis	467
Blainville, 1827	SEPI-ELE	SEPIELE	Sepia elegans	468
de Férussac, 1826	SEPI-ORB	SEPIORB	Sepia orbignyana	469
Leach, 1817	SEPI-OLX	FMSEPIO	Sepiolidae	470
Leach, 1817	SEPI-OLZ	FMSEPIO	Sepiolidae	470
Lamarck, 1798	LOLI-SPP	LOLI	Loligo	488
Lamarck, 1798	LOLI-XXX	LOLI	Loligo	488
Lamarck, 1798	LOLI-VUL	LOLIVUL	Loligo vulgaris	489
Steenstrup, 1856	LOLI-FOR	LOLIFOR	Loligo forbesi	490
Walker, 1920	ALLO-SPP	ALLO	Alloteuthis	491
Walker, 1920	ALLO-TEZ	ALLO	Alloteuthis	491
(Linnaeus, 1758)	ALLO-MED	ALLOMED	Alloteuthis media	493
Steenstrup, 1857	TODA-SPP	FMOMMAS	Ommastrephidae	506
(Verany, 1839)	ILLE-COI	ILLECOI	Illex coindetii	507
(Ball, 1841)	TODA-BEL	TODIEBL	Todaropsis eblanae	508
(Ball, 1841)	TODA-EBL	TODIEBL	Todaropsis eblanae	508
Cuvier, 1797	OCTO-VUL	OCTPVUL	Octopus vulgaris	514
(Lamarck, 1798)	TODA-SAG	TODASAG	Todarodes sagittatus	509
(Lamarck, 1798)	ELED-CIR	ELEDCIR	Eledone cirrhosa	522

Latreille, 1816	AMPH-IPO	ORAMPHD	Amphipoda	803
Dana, 1852	EUPH-AUX	OREUPHA	Euphausiacea	836
Savigny, 1816	PASI-PHZ	PASI	Pasiphaea	866
Haworth, 1825	PAND-ALX	FMPANDA	Pandalidae	873
Leach, 1815	PROC-ESX	PROC	Processa	911
Haworth, 1825	CRAN-GOX	FMCRANG	Crangonidae	926
J.C. Fabricius, 1798	CRAN-CRA	CRAG	Crangon	930
(Linnaeus, 1758)	NEPH-NOR	NEPHNOR	Nephrops norvegicus	949
(J.C. Fabricius, 1787)	PALI-ELE	PALIELE	Palinurus elephas	957
Linnaeus, 1758	CANC-PAG	CANCPAG	Cancer pagurus	1054
Johnson, 1861	CANC-BEL	CANCBEL	Cancer bellianus	1055
Leach, 1820	POLY-HEN	POLBHEN	Polybius henslowii	1077
(Herbst, 1788)	MAJA-SQU	MAJASQU	Maja squinado	1111
Linnaeus, 1758	ASTE-RUB	ASTIRUB	Asterias rubens	1148
Linnaeus, 1758	ASTI-RUB	ASTIRUB	Asterias rubens	1148
Linnaeus, 1758	PETR-MAR	PETRMAR	Petromyzon marinus	1212
Rafinesque, 1809	ALOP-IAZ	ALOP	Alopias	1238
(Bonnaterre, 1788)	ALOP-VUL	ALOPVUL	Alopias vulpinus	1239
(Linnaeus, 1758)	SCYL-CAN	SCYOCAN	Scyliorhinus canicula	1242
(Linnaeus, 1758)	PRIO-GLA	PRIOGLA	Prionace glauca	1251
(Linnaeus, 1758)	GALE-GAL	GALOGAL	Galeorhinus galeus	1254
Link, 1790	MUST-ELZ	MUST	Mustelus	1255
(Linnaeus, 1758)	MUST-MUS	MUSTMUS	Mustelus mustelus	1256
Risso, 1810	TORP-MAR	TORPMAR	Torpedo marmorata	1297
Cloquet, 1821	MUST-AST	MUSTAST	Mustelus asterias	1257
Nelson, J.S..1994	RAJA- Z	FMRAJID	Rajidae	1299
Nelson, J.S..1994	RAJA- Z	FMRAJID	Rajidae	1299
Nelson, J.S..1994	RAJA-Z	FMRAJID	Rajidae	1299
(Müller & Henle, 1841)	RAJA-NAE	LEUCNAE	Leucoraja naevus	1311
(Linnaeus, 1758)	DASY-PAS	DASYPAS	Dasyatis pastinaca	1322
(Linnaeus, 1758)	MYLI-AQU	MYLIAQU	Myliobatis aquila	1329
Linnaeus, 1758	CLUP-HAR	CLUPHAR	Clupea harengus	1349
(Walbaum, 1792)	SARD-PIG	SARDPIL	Sardina pilchardus	1351
(Walbaum, 1792)	SARD-PIL	SARDPIL	Sardina pilchardus	1351
(Walbaum, 1792)	SARD-PIP	SARDPIL	Sardina pilchardus	1351
Valenciennes, 1847	SARI-AUR	SARIAUR	Sardinella aurita	1353
(Linnaeus, 1758)	SPRA-SPR	SPRASPR	Sprattus sprattus	1356
(Lacepède, 1803)	ALOS-FAL	ALOSFAL	Alosa fallax	1359
(Linnaeus, 1758)	ALOS-ALO	ALOSALO	Alosa alosa	1358
(Linnaeus, 1758)	ENGR-ENC	ENGRENC	Engraulis encrasicolus	1362
(Linnaeus, 1758)	ENGR-ENG	ENGRENC	Engraulis encrasicolus	1362
(Linnaeus, 1758)	ENGR-ENP	ENGRENC	Engraulis encrasicolus	1362
	SALM-SAR	FMSALMO	Salmonidae	1386
(Gmelin, 1789)	MAUR-MUE	MAURMUE	Maurolicus muelleri	1379
Linnaeus, 1758	SALM-SAL	SALOSAL	Salmo salar	1388
Linnaeus, 1758	ARGE-SPH	ARGESPH	Argentina sphyraena	1394
Linnaeus, 1758	SALM-TRU	SALOTRU	Salmo trutta trutta	1389
	MYCT-OPP	FMMYCTO	Myctophidae	1414
(Ascanius, 1775)	ARGE-SIL	ARGESIL	Argentina silus	1395
	MYCT-OPZ	FMMYCTO	Myctophidae	1414
	MYCT-OPX	FMMYCTO	Myctophidae	1414
	MYCT-SP1	FMMYCTO	Myctophidae	1414

(Risso, 1820)	LEST-SPH	LESTSPH	Lestidiops sphyrenoides	1447
(Malm, 1861)	NOTO-KRO	NOTSKRO	Notoscopelus kroyeri	1439
(Linnaeus, 1758)	LEPT-OCE	ANGUANG	Anguilla anguilla	1452
(Linnaeus, 1758)	CONG-CON	CONGCON	Conger conger	1467
Richardson, 1848	NEMI-SCO	NEMISCO	Nemichthys scolopaceus	1458
(Linnaeus, 1761)	BELO-BEL	BELOBEL	Belone belone	1488
(Linnaeus, 1761)	BELO-BEO	BELOBEL	Belone belone	1488
(Walbaum, 1792)	SCOM-SAU	SCOBSAS	Scomberesox saurus saurus	1491
(Linnaeus, 1758)	MACR-SCO	MACOSCO	Macroramphosus scolopax	1497
	SYNG-NAX	FMSYNGN	Syngnathidae	1498
Linnaeus, 1758	SYNG-ACU	SYNGACU	Syngnathus acus	1500
(Linnaeus, 1758)	NERO-OPH	NEROOPH	Nerophis ophidion	1508
Rafinesque, 1810	HIPP-OCZ	HIPP	Hippocampus	1511
(Linnaeus, 1758)	MERL-MCC	MERLMER	Merluccius merluccius	1540
(Linnaeus, 1758)	HIPP-HIC	HIPPHIP	Hippocampus hippocampus	1512
(Linnaeus, 1758)	MERL-MER	MERLMER	Merluccius merluccius	1540
Linnaeus, 1758	GADU-MOR	GADUMOR	Gadus morhua	1543
(Linnaeus, 1758)	MERL-MNG	MERNMER	Merlangius merlangus	1551
(Linnaeus, 1758)	MERN-MER	MERNMER	Merlangius merlangus	1551
(Risso, 1827)	MICR-POU	MICMPOU	Micromesistius poutassou	1553
(Linnaeus, 1758)	POLL-POL	POLLPOL	Pollachius pollachius	1555
(Linnaeus, 1758)	POLL-VIR	POLLVIR	Pollachius virens	1556
(Linnaeus, 1758)	TRIS-MIN	TRISMIN	Trisopterus minutus	1558
Artedi, 1792	PHYC-ISZ	PHYI	Phycis	1571
(Linnaeus, 1758)	TRIS-LUS	TRISLUS	Trisopterus luscus	1560
(Linnaeus, 1766)	PHYC-PHY	PHYIPHY	Phycis phycis	1572
(Linnaeus, 1766)	ENCH-CIM	ENCHCIM	Enchelyopus cimbrius	1577
(Brännich, 1768)	PHYC-BLE	PHYIBLE	Phycis blennoides	1573
Linnaeus, 1758	ZEUS-FAB	ZEUSFAB	Zeus faber	1619
(Linnaeus, 1758)	CAPR-APE	CAPOAPE	Capros aper	1624
(Bloch, 1792)	DICE-PUN	DICEPUN	Dicentrarchus punctatus	1645
(Linnaeus, 1758)	DICE-LAB	DICELAB	Dicentrarchus labrax	1644
(Linnaeus, 1758)	CEPO-RUB	CEPOMAC	Cepola macrophthalma	1654
Rafinesque, 1810	TRAC-URZ	TRAC	Trachurus	1661
(Linnaeus, 1758)	TRAC-TRG	TRACTRA	Trachurus trachurus	1662
(Linnaeus, 1758)	TRAC-TRP	TRACTRA	Trachurus trachurus	1662
(Linnaeus, 1758)	TRAC-TRU	TRACTRA	Trachurus trachurus	1662
(Steindachner, 1868)	TRAC-MED	TRACMED	Trachurus mediterraneus	1663
(Steindachner, 1868)	TRAC-MEG	TRACMED	Trachurus mediterraneus	1663
(Steindachner, 1868)	TRAC-MEP	TRACMED	Trachurus mediterraneus	1663
Linnaeus, 1758	MULL-SUR	MULLSUR	Mullus surmuletus	1690
(Bowdich, 1825)	TRAC-PIC	TRACPIC	Trachurus picturatus	1664
(Linnaeus, 1758)	SPAR-PAG	PAGRPAG	Pagrus pagrus	1695
(Linnaeus, 1758)	DIPL-SAR	DIPDSAR	Diplodus sargus	1703
(Linnaeus, 1758)	BOOP-BOO	BOOPBOO	Boops boops	1698
(Linnaeus, 1758)	OBLA-MEL	OBLAMEL	Oblada melanura	1711
(Linnaeus, 1758)	PAGE-ERY	PAGEERY	Pagellus erythrinus	1713
(Risso, 1827)	PAGE-ACA	PAGEACA	Pagellus acarne	1714
(Brännich, 1768)	PAGE-BOG	PAGEBOG	Pagellus bogaraveo	1715
Cantor, 1849	SPON-DYZ	SPON	SpondylIOSoma	1717

(Linnaeus, 1758)	SARP-SAL	SARPSAL	Sarpa salpa	1716
(Linnaeus, 1758)	SPON-CAN	SPONCAN	Spondyliosoma cantharus	1718
Rafinesque, 1810	SYMP-HOZ	SYMP	Symphodus	1737
	AMMO-DYX	FMAMMOD	Ammodytidae	1747
Linnaeus, 1758	AMMO-DYZ	AMMO	Ammodytes	1748
Linnaeus, 1758	AMMO-TOB	AMMOTOB	Ammodytes tobianus	1749
Raitt, 1934	AMMO-MAR	AMMOMAR	Ammodytes marinus	1750
Duncker & Mohr, 1935	GYMN-AMZ	GYMA	Gymnammodytes	1751
(Le Sauvage, 1824)	HYPE-LAN	HYPELAN	Hyperoplus lanceolatus	1755
Linnaeus, 1758	TRAC-DRA	TRAHDRA	Trachinus draco	1759
Linnaeus, 1758	TRAC-INZ	TRAH	Trachinus	1758
(Cuvier, 1829)	ECHI-VIP	ECITVIP	Echiichthys vipera	1762
(Cuvier, 1829)	TRAC-VIP	ECITVIP	Echiichthys vipera	1762
Linnaeus, 1758	SCOM-ERZ	SCOM	Scomber	1771
Linnaeus, 1758	SCOM-SCO	SCOMSCO	Scomber scombrus	1772
Houttuyn, 1782	SCOM-JAP	SCOMJAP	Scomber japonicus	1773
(Bloch, 1793)	SARD-SAR	SADASAR	Sarda sarda	1775
(Bloch, 1793)	BONI-BON	SADASAR	Sarda sarda	1775
(Bonnaterre, 1788)	THYN-ALA	THUNALA	Thunnus alalunga	1778
	GOBI-IDX	FMGOBII	Gobiidae	1782
Linnaeus, 1758	GOBI-NIG	GOBINIG	Gobius niger	1785
Linnaeus, 1758	GOBI-PAG	GOBIPAG	Gobius paganellus	1786
(Malm, 1874)	LESU-FRI	LESUFRI	Lesueurigobius friesii	1791
Gill, 1864	CRYS-AGZ	CRYG	Crystallogobius	1796
(Däniken, 1845)	CRYS-LIN	CRYGLIN	Crystallogobius linearis	1797
Gill, 1864	CRYS-TAZ	CRYG	Crystallogobius	1796
(Pallas, 1770)	POMA-MIN	POMOMIN	Pomatoschistus minutus	1804
	CALL-IOX	FMCALLO	Callionymidae	1809
Linnaeus, 1758	CALL-LYR	CALMLYR	Callionymus lyra	1811
Rafinesque, 1810	CALL-MAC	CALMMAC	Callionymus maculatus	1812
Linnaeus, 1758	MUGL-MUG	MUGI	Mugil	1876
	MUGI-IDX	FMMUGIL	Mugilidae	1875
Linnaeus, 1758	MUGI-CEP	MUGICEP	Mugil cephalus	1877
(Risso, 1810)	LIZA-RAM	LIZARAM	Liza ramada	1881
(Risso, 1827)	CHEL-LAB	CHEOLAB	Chelon labrosus	1879
Linnaeus, 1758	SCOR-PAZ	SCOR	Scorpaena	1894
Linnaeus, 1758	TRIG-LYR	TRIGLYR	Trigla lyra	1910
(Bloch & Schneider, 1801)	ASPI-OBS	CHELOBS	Chelidonichthys obscurus	1913
(Linnaeus, 1758)	ASPI-CUC	ASPTCUC	Aspitrigla cuculus	1912
Fraser-Brunner, 1938	EUTR-IGZ	CHEL	Chelidonichthys	1919
(Linnaeus, 1758)	TRIG-LUC	CHELLUC	Chelidonichthys lucerna	1921
(Linnaeus, 1758)	EUTR-GUR	EUTRGUR	Eutrigla gurnardus	1920
(Walbaum, 1792)	LEPI-WHI	LEPIWHI	Lepidorhombus whiffiagonis	1960
Linnaeus, 1758	CYCL-LUM	CYCPLUM	Cyclopterus lumpus	1941
(Walbaum, 1792)	ARNO-LAT	ARNOLAT	Arnoglossus laterna	1971
(Rafinesque, 1810)	ARNO-IMP	ARNOIMP	Arnoglossus imperialis	1972
(Walbaum, 1792)	MICR-KIT	MICTKIT	Microstomus kitt	1988
Linnaeus, 1758	PLEU-PLA	PLEUPLA	Pleuronectes platessa	1978
(Linnaeus, 1758)	PLAT-FLE	PLATFLE	Platichthys flesus	1990
(Linnaeus, 1758)	SOLE-VUL	SOLESOL	Solea solea	1996
(Risso, 1810)	BUGL-LUT	BUGLLUT	Buglossidium luteum	2004

(Donovan, 1808)	MICR-VAR	MICUVAR	Microchirus variegatus	2011
(Moreau, 1881)	DICO-CUN	DICOCUN	Dicologlossa cuneata	2006
Gmelin, 1789	BALI-CAP	BALICAP	Balistes capriscus	2025
Gmelin, 1789	BALI-CAR	BALICAP	Balistes capriscus	2025
(Linnaeus, 1758)	MOLA-MOL	MOLAMOL	Mola mola	2036
Linnaeus, 1758	LOPH-PIS	LOPHPIS	Lophius piscatorius	2049
Spinola, 1807	LOPH-BUD	LOPHBUD	Lophius budegassa	2050
(Linnaeus, 1758)	KATS-PEL	KATSPER	Katsuwonus pelamis	2120
Gray, 1851	LAMT-SPP	LAMT	Lampetra	2122
	MYCT-FMS	ORMYCTO	Myctophiformes	2682
Latreille, 1802	PAGU-RIX	UFPAGUR	Paguroidea	2167
Boas, 1880	NATA-FMS	NATANTI	Natantia	2961
	SALP-SP3	FMSALPD	Salpidae	3687
	SALP-SP1	FMSALPD	Salpidae	3687
	SALP-SPP	FMSALPD	Salpidae	3687
Regan & Trewavas, 1930	PHOT-DIN	PHOTDIN	Photonectes dinema	5850
Bertelsen, Krefft & Marshall, 1976	AHLI-BER	AHLIBER	Ahliesaurus berryi	5884
Rafinesque, 1815	DORI-DIX	FMDORID	Dorididae	6792
Manning & Holthuis, 1981	CRAB-NAG	SFPOLYB	Polybiinae	7678
Rafinesque, 1815	PORT-UNX	UFPORTU	Portunoidea	7278
Guichenot, 1850	GADI-ARG	GADIARG	Gadiculus argenteus	7693
(Lowe, 1838)	DIPL-CER	DIPDCEC	Diplodus cervinus cervinus	10581
	COMP-LEM	COMPLEM	COMPLEM	99998
	CHAL-NUL	NONVIVA	Non vivant	99999
	DECH-DEC	NONVIVA	Non vivant	99999
	DECH-ET1	NONVIVA	Non vivant	99999
	DECH-ET2	NONVIVA	Non vivant	99999
	XXXX-XX1	NONVIVA	Non vivant	99999
	XXXX-XX2	NONVIVA	Non vivant	99999
Dana, 1852	CARI-DAC	CARIDAX	Caridea	864
Dana, 1852	CARI-DAX	CARIDAX	Caridea	864
	XXXX-XXX	NONVIVA	Non vivant	99999
(Gmelin, 1789)	CENT-NIR	CENTNIR	Centrolophus niger	1866

IV. Protocoles d'observation des mammifères marins et oiseaux

TOP PREDATOR sighting protocol (UMS PELAGIS)

General method : Data on top predator (seabirds and cetaceans) are collected along transects, achieved over the continental shelf of bay of Biscay by ship-based surveys conducted between 2003 and 2012. These ship-based surveys involved the use of the research vessel THALASSA during PELGAS, PELACUS and EVHOE surveys. The general method used is a single platform lines transect survey.

Method of data acquisition :

Top predator sightings were recorded all the day during observation leg. An observation leg is a segment with same sighting conditions, observers, bearing and speed. If one of these parameters changes, the observation leg changes. All sightings collected are linked to the observation leg concerned. During the observation leg data on weather and sighting conditions are recorded included sea state, wind speed and direction, swell, glare severity, cloud cover and an indice of subjective condition (good, moderate, poor estimated to detect a small cetacean).

Two observers were placed at 16 m above sea level (upper bridge of the ship). Ship speed was maintained at 10-12 knots during the observation leg. Two observers searched for cetaceans and seabirds within an angle of 180° ahead of the bow and were renewed every two hours.

They searched with naked eyes close to the ship (out of 1000m and less if sighting conditions are moderate or poor). For each sighting, number, species, time UTC were recorded, and the distance and angle was estimated by eye and with a stick and an angleboard. Additional data collected from each detected group of cetaceans or birds : included age for birds (adult, juvenile, immature), behaviour (attracting, flying, sitting, feeding for bird and swimming, logging, attracting, feeding,... for cetacean). Data on litters (macro size more than 30 cm), large pelagic fishes (shark, sunfish, swordfish, tuna,...), turtle, and boats (fishing, sailing, and commercial) are collected during the observation leg.

The GPS positions are provided by CASINO, and each day the link with the data location are performed with the UTC time.

Every change of observation leg or activity of the research vessel (trawling), the following birds (scavenger) are recorded (number and species composition)