



Retirer le filigrane maintenant

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة الفلاحة والتنمية الريفية والصيد البحري

Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural, et de la Pêche

المديرية العامة للصيد البحري وتربية المائيات



Direction Générale de la Pêche et de l'Aquaculture

Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture

Centre de Recherche Scientifique et Technique en Analyses Physico-Chimiques

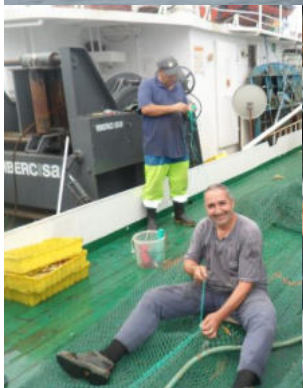
Laboratoire National de Contrôle et d'analyse des Produits de la Pêche, de l'Aquaculture et de la Salubrité des Milieux.



## Rapport de la campagne SPHyTAL\_2015

Salubrité et peuplements phytoplanctoniques dans les wilayas d'Alger et de Tipaza

- Dispositif national de suivi et d'évaluation de la salubrité des zones de pêche et d'aquaculture
- Projet RAF/7012 sur les algues toxiques et leur impact sur le milieu et la ressource halieutique



## Fiche d'identification de la campagne

**Projet :** « Salubrité et peuplements phytoplanctoniques au niveau de la baie de Bousmail. »

**Cadre :**

- Dispositif national de suivi et d'évaluation de la salubrité des zones de pêche et d'aquaculture.
- Projet RAF/7012 sur les algues toxiques et leur impact sur le milieu et la ressource halieutique.

**Nom :** SPHYTAL\_2015

**Objectif principal :** Détermination des caractéristiques physicochimiques, évaluation de la contamination chimique de l'eau, des sédiments et des biotes et étude des peuplements phytoplanctoniques au niveau de la baie de Bousmail.

**Zone :** Baie de Bousmail, entre les isobathes 5 et 100 m.

**Durée :** 10 jours

**Bateau :** Navire de recherche « GRINE BELKACEM ».

**Techniques de prélèvement :** Bouteille « NISKIN », Benne « VAN VEEN », Carottier « CORER-CORESCHNEIDER ».

**Techniques de mesures :** Sonde CTD SBE19plus, Thermosalinographe SBE21, Fluorimètre TURNER DESIGN 10-AU, Multiparamètre « HANNA »

**Engin de pêche :** Chalut démersal GOC73.

**Laboratoires :**

- Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et l'Aquaculture.
- Centre de Recherche Scientifique et Technique en Analyses Physico-Chimiques.
- Laboratoire National de Contrôle et d'analyse des Produits de la Pêche, de l'aquaculture et de la Salubrité des Milieux.



## LISTES DE PERSONNEL PARTICIPANT

Nom de l'Institution	Nom	Prénom	Profil
Cellule des Réseaux de Recherche	HAROUADI	Farid	Coordinateur des réseaux de recherche – Chercheur associé au CNRDPA.
	HEDJERES LAIB	Ahlem	Chargée d'études et de projet/Secrétaire permanente des réseaux de recherche
	CHAIBI	Sabrina	Membre du secrétariat des réseaux de recherche
<b>Personnel du LNCAPPASM</b>			
Nom et prénom		Fonction	Taches et contributions
GUENATRI Lydia		Ingénieur en Environnement	Analyses bactériologiques Rédaction du rapport final
BOUDJENOUN Meriem		Ingénieur en Environnement	Analyses bactériologiques Rédaction du rapport final
MELZI Amira		Technicien supérieur pêche et aquaculture	Analyses bactériologiques, étude du phytoplancton
MEZIANE Kahina		Technicien supérieur pêche et aquaculture	Analyses bactériologiques
DJEMAOUNE Lynda		Technicien supérieur pêche et aquaculture	Analyses bactériologiques, étude du phytoplancton
AZZOUC Hadjer		Médecin vétérinaire	Analyses bactériologiques
MEGARITSI Yacine		Ingénieur en pêche et aquaculture	Membre du comité de pilotage RESANAL
GENDOUCI Yassine		Ingénieur en Environnement	Campagne en mer
GHRIBI Fethi		Ingénieur principal en environnement	Campagne en mer
MISRAOUI Ali		Ingénieur en Environnement	Campagne en mer, Traitement des échantillons phytoplanctoniques Rédaction du rapport final
RABIA Sabah		Ingénieur en environnement	Traitement des échantillons phytoplanctoniques
ZERARI Meriem		Ingénieur en environnement	Traitement des échantillons phytoplanctoniques
AKLI Sihem		Ingénieur en pêche et aquaculture	Membre du comité de pilotage et de rédaction du ALPHyNET . Traitement des échantillons phytoplanctoniques Rédaction du rapport final
BAHI Yazide		Ingénieur en pêche et aquaculture	Contribution à l'Introduction les résultats sur les Cartes géographiques

<b>Personnel du CRAPC</b>		
<b>Nom et prénom</b>	<b>Fonction</b>	<b>Taches et contributions</b>
LADJI Riad	Chercheur Permanent/ Directeur de l'UR-ADTE	Membre du comité de pilotage du RESANAL
BAIT Nadia	Chercheur Permanent/ Directrice de la DAES UR-ADTE	Membre du comité de pilotage du RESANAL Membre du comité de rédaction
AGOULLAL Farid	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé de l'analyse des hydrocarbures et matière organique dans l'eau et les sédiments marins.
GHARBI Amin	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé de l'analyse des métaux lourds dans l'eau et les sédiments marins.
BIR Hassiba	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé la cartographie, participation à l'analyse des métaux lourds et des sels nutritifs dans le milieu marin.
BERABOU Welid	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé de l'analyse des sels nutritifs dans le milieu marin
AIT MERZEG Farid	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé de l'analyse des sels nutritifs milieu marin
MOKHTARI Moussa	Chercheur Permanent UR-ADTE	Chargé de l'analyse des pesticides dans l'environnement. Membre du comité de rédaction
ZEMMACHE Safia	Ingénieur d'Etat	Lyophilisation
ABOUMUSTAPHA Mohamed	Ingénieur d'Etat	Analyse chromatographique
BOUMECHHOUR Abdenour	Ingénieur d'Etat	Analyse chromatographique
Boudriche Lilya	Directeur de division agroalimentaire PNSA	Métaux lourds dans les biotes
Belfadel Ouahiba	Chercheur permanent PNSA	Métaux lourds dans les biotes
Ouabdessalam Lyes	Chercheur permanent PNSA	Métaux lourds dans les biotes
Djeziri Mourad	Chercheur permanent PNSA	Métaux lourds dans les biotes
Azzi Hanafi	Ingénieur d'Etat	Analyse par SAA

Personnel du CNRDPA		
Nom et prénom	Fonction	Taches et contributions
INAL Ahmed	Chercheur Permanent / DEAg.	Chef de projet RESANAL Chef de campagne SPHyTAL_2015 Traitement des données hydrobiologiques Responsable de comité de rédaction de rapport final
ZENATI Bilal	Chercheur Permanent / DEAg.	Campagne en mer
MEKNACHI Abdellah	Chercheur Permanent / DEAg.	Campagne en mer
BACHOUICHE Samir	Chercheur Permanent / DEAg.	Chargé de la cartographie, participation à la rédaction de rapport final.
MORSLI EI Hadi	Ingénieur / DAQ.-Centre conchylicole	Campagne en mer traitement des échantillons de phytoplancton rédaction de rapport final.
MOKRANE Zakia	Chercheur Permanent / DEAg.	Chef de projet ALPHYNET traitement des échantillons de phytoplancton rédaction de rapport final.
BELKACEM Yasmine	Chercheur Permanent / DEAg.	traitement des échantillons de phytoplancton rédaction de rapport final.
BOUDJENAH Mostefa	Chercheur Permanent / DAQ.- Centre conchylicole	traitement des échantillons de phytoplancton
ABBAS Abdelhak	Ingénieur / DAQ.- Ferme marine	Campagne en mer
GHRIBI Tarek	Technicien supérieur / DAQ.-Station de Beni Saf	Campagne en mer
BOUAREB Fahima	Ingénieur / DAQ.	traitement des échantillons de phytoplancton
CHOUGRANI Aicha	Ingénieur / LEAg.- SMIC.	Analyse microbiologique
RABEHI Yamina	Ingénieur / LEAg.- SMIC.	Analyse microbiologique
BOUNAKOUS Nabila	Ingénieur / LEAg.- SPHyC.	Analyse des sels nutritifs, MES et chlorophylle <i>a</i>
DJIDA Fatma Zohra	Ingénieur / LEAg.- SPHyC.	Analyse des sels nutritifs, MES et chlorophylle <i>a</i>
BENCHAMA Yasmina	Ingénieur / LEAg.- SPHyC.	Analyse des sels nutritifs, MES et chlorophylle <i>a</i>
Messaoudi Faiza	Technicien supérieur / DAQ.	traitement des échantillons de phytoplancton



## Liste des figures

- Figure 01** : Situation géographique et délimitation des sous-zones dans la baie de Bousmail.
- Figure 02** : Localisation des stations de prélèvement et des pêches dans la baie de Bousmail.
- Figure 3** : Fiche de terrain
- Figure 4** : Mesures in situ
- Figure 5** : Disque de Secchi
- Figure 6** : Multiparamètre Hanna
- Figure 7** : Sonde CTD SBE 19plus
- Figure 8** : Thermosalinographe SBE 21
- Figure 9** : Fluorimètre TURNER DESIGNER 10-AU
- Figure 10** : Prélèvement d'eau par bouteille Niskin
- Figure 11** : Dispositif de filtration
- Figure 12** : Prélèvement côtier par le Zodiac
- Figure 13** : Acheminement des échantillons par le Zodiac
- Figure 14** : Echantillons de phytoplancton
- Figure 15** : Echantillons pour sels nutritifs et chlorophylle
- Figure 16** : Benne Van ven
- Figure 17** : Echantillonnage de sédiment
- Figure 18** : Conservation des échantillons
- Figure 20** : Récupération de la pêche
- Figure 21** : Echantillons des espèces cibles.
- Figure 22** : localisation des stations de prélèvement d'eau de surface dans la baie d'Alger.
- Figure 22** : localisation des stations de prélèvement des carottes dans les baies d'Alger et de Bousmail.
- Figure 23** : Carottier "Corer-coreschneider"
- Figure 24** : Découpage des carottes sédimentaires à bord du navire.
- Figure 25** : filtration des échantillons pour le dosage de MES
- Figure 26** : Spectrophotomètre UV-Visible
- Figure 27** : Etapes de dosage de l'ammonium
- Figure 28** : Etapes de dosage des nitrites et nitrates
- Figure 29** : Etapes de dosage des orthophosphates.
- Figure 30** : Analyses bactériologiques des échantillons d'eau de mer
- Figure 31** : Représentation de la méthode de dénombrement des coliformes thermotolérants et *Escherichia coli*
- Figure 32** : Représentation de la méthode de dénombrement des streptocoques fécaux
- Figure 33** : Préparation de la dilution mère et décimale
- Figure 34** : Tests de présomption et de confirmation pour recherche et dénombrement des coliformes totaux.
- Figure 35** : recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.
- Figure 36** : Recherche des salmonelles.
- Figure 33** : opération de dissection.
- Figure 34** : Lyophilisateur CHRIST ALPHA.
- Figure 36** : Spectrométrie d'absorption atomique (SAA)
- Figure 37** : Représentation schématique de l'étape d'extraction.
- Figure 38** : Représentation schématique des étapes de purification et d'évaporation.
- Figure 39** : Four à moufle
- Figure 40** : Représentation schématique des étapes d'analyse des pesticides.
- Figure 41** : Chromatographie en phase gazeuse couplée à MS
- Figure 42** : Préparation de l'échantillon pour la sédimentation.

- Figure 43** : Observation, schématisation, prise de photos
- Figure 44** : Identification des espèces à l'aide des clés d'identification.
- Figure 45** : Carte de distribution horizontale de température en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 46** : Carte de distribution horizontale de salinité en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 47** : Diagramme température-salinité dans les eaux de la baie de Bousmail.
- Figure 48** : carte de distribution horizontale de potentiel d'hydrogène en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 49** : carte de distribution horizontale de l'oxygène dissous en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 50** : carte de distribution horizontale de la profondeur de Secchi dans la baie de Bousmail.
- Figure 51** : carte de distribution horizontale de l'ammonium en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 52** : Carte de distribution horizontale des nitrites en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 53** : Carte de distribution horizontale des nitrates en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 54** : Carte de distribution horizontale des orthophosphates en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 55** : Rapport N/P dans les eaux de la baie de Bousmail (SPHyTAL\_2015).
- Figure 56** : Carte de distribution horizontale de la chlorophylle *a* en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 57** : Carte de distribution horizontale de MES en surface de la baie de Bousmail.
- Figure 58** : Carte de distribution de la salinité de surface dans la baie de Bousmail
- Figure 59**: Carte de distribution de la salinité de surface dans la baie de Bousmail
- Figure 60** : Profils verticaux de température et de salinité dans la baie de Bousmail.
- Figure 61** : Carte représentative des résultats des analyses microbiologiques de l'eau de mer
- Figure 62** : Histogramme de variations des métaux (Cu, Cd et Pb) dans les échantillons d'eau de mer.
- Figure 63** : Histogramme de variations des métaux (Ni et Zn) dans les échantillons d'eau de mer.
- Figure 64** : Histogrammes des métaux lourds dans les échantillons de rouget de vase.
- Figure 65** : Histogrammes des métaux lourds dans les échantillons de poulpe.
- Figure 66** : Localisation des stations d'analyse des sédiments superficiels dans la baie de Bousmail.
- Figure 67** : carte de la répartition de plomb dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.
- Figure 68** : carte de la répartition de cadmium dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.
- Figure 69** : carte de la répartition de nickel dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.
- Figure 70** : carte de la répartition de cuivre dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.
- Figure 71** : carte de la répartition de zinc dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.
- Figure 72** : carte de la répartition de la matière organique dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail
- Figure 73** : carte de la répartition hydrocarbures dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail
- Figure 74**: Photos numériques représentatives (échelle variable) de quelques espèces phytoplanctoniques observées sous microscope inversé AE2000.
- Figure 75** : Pourcentage des groupes rencontrés au niveau de la baie d'Alger
- Figure 76** : Pourcentage des groupes rencontrés au niveau de la baie de Bousmail
- Figure 77** : Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger
- Figure 78** : Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région A.
- Figure 79** : Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Baie de Bousmail région B.
- Figure 80** : Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région C.
- Figure 81** : Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région D.
- Figure 82** : Evolution spatiale par station de la densité des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger.
- Figure 83** : Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone A
- Figure 84** : Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone B
- Figure 85** : Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone C
- Figure 86** : Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone D

## Liste des tableaux

- Tableau 01** : Nombres des radiales et des stations par zone.
- Tableau 02** : Situation et coordonnées géographiques des radiales.
- Tableau 03** : Coordonnées et paramètres analysés dans les stations de prélèvement d'eau.
- Tableau 04** : Coordonnées et paramètres analysés des stations bennes.
- Tableau 05** : Coordonnées géographiques des traits de pêches de la campagne SPHYTAL\_2015
- Tableau 06** : Coordonnées et profondeurs des stations de prélèvement d'eau.
- Tableau 07** : Coordonnées et profondeurs des stations de prélèvement des carottes.
- Tableau 8** : les valeurs moyennes et extrêmes des paramètres *in situ* dans la baie de Bousmail.
- Tableau 9** : les valeurs moyennes et extrêmes de MES, de la chlorophylle *a* et des sels analysés dans la baie de Bousmail.
- Tableau 10** : Résultats des analyses microbiologiques dans les échantillons de l'eau de mer.
- Tableau 11** : Résultats des analyses microbiologiques dans la chair de rouget de vase.
- Tableau 12**: Résultats des analyses des métaux traces dans les échantillons d'eau de mer.
- Tableau 13** : Résultats des métaux traces dans les échantillons de biote (rouget de vase et poulpe).
- Tableau 14** : Teneurs moyennes des métaux traces dans le rouget de vase (entier) ( $\mu\text{g/g}$ )
- Tableau 15** : Teneur moyenne des métaux traces dans la chair de rouget de vase ( $\mu\text{g/g}$ )
- Tableau 16** : Teneurs moyennes des métaux traces dans le poulpe en entier ( $\mu\text{g/g}$ )
- Tableau 17** : Teneur moyenne des métaux traces dans la glande digestive de poulpe ( $\mu\text{g/g}$ )
- Tableau 18** : Teneurs des métaux traces par station de prélèvement ( $\text{mg/kg}$ )
- Tableau 19** : Teneurs des hydrocarbures ( $\text{mg/kg}$ ) et taux de la matière organique (%) par station de prélèvement ( $\text{mg/kg}$ )
- Tableau 20** : Présence des espèces nuisibles et/ou toxiques dans les stations de la baie d'Alger
- Tableau 21** : Présence des espèces nuisibles et/ou toxiques dans les stations de la baie de Bousmail



L'un des défis majeurs pour le secteur de la pêche et d'aquaculture en Algérie est la connaissance de la qualité de salubrité de l'écosystème marin côtier et de celle de santé de la ressource occupant cet écosystème qui constituent l'ensemble des produits de la pêche et une partie de celles de l'aquaculture.

A cet effet, deux réseaux de surveillance RESANAL (Réseau National d'Analyses) et ALPHyNET (Réseau National de Surveillance du Phytoplancton et des Algues toxiques) ont été mis en place par le Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche pour le suivi et l'évaluation de la salubrité des zones et des produits de la pêche et d'aquaculture et la surveillance du phytoplancton et des algues toxiques.

Dans le cadre de la mise en œuvre de ces deux réseaux, une première campagne pilote « SPHyTAL\_2015 » sur la salubrité des milieux et l'étude des peuplements phytoplanctoniques a été réalisée du 13 au 22 Septembre 2015 couvrant la baie de Bousmail jusqu'à la baie d'Alger à bord du navire de recherche Grine Belkacem du CNRDPA.

Cette campagne a été réalisée par trois institutions relevant de deux tutelles différentes, le CNRDPA et le LNCAPPASM de Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche et le CRAPC de Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique.

Pour cette campagne, les mesures et les analyses suivantes ont été effectuées :

- 2000 enregistrements de température et de salinité de surface et 15 stations CTD ont été effectués par le laboratoire d'Hydrologie marine à bord du navire.
- 100 échantillons d'eau de mer destinés à l'analyse des sels nutritifs ont été traités conjointement entre le service physicochimie du laboratoire des écosystèmes aquatiques du CNRDPA (nitrates et nitrites) et la Division « Analyse de l'Eau et du Sol » DAES de l'UR-ADTE-CRAPC (phosphates et ammonium).
- 98 échantillons d'eau de mer destinés à l'étude des peuplements phytoplanctoniques ont été prélevés, dont 36 échantillons ont été traités par le Service Phytoplancton Toxique du Laboratoire LNCAPPASM et 62 par l'équipe de recherche phytoplancton du CNRDPA.
- 17 échantillons d'eau de mer ont été acheminés au laboratoire LNCAPPASM pour l'analyse microbiologique.
- 08 échantillons de sédiment destinés au dosage des métaux lourds, des hydrocarbures, de la matière organique et des pesticides ont été analysés par la Division « Analyse de l'Eau et du Sol » DAES de l'UR-ADTE-CRAPC.
- 21 échantillons d'eau de mer destinés au dosage des métaux lourds ont été analysés aussi par la Division « Analyse de l'Eau et du Sol » DAES de l'UR-ADTE-CRAPC.

- 75 échantillons pour le dosage de la chlorophylle *a* et 25 pour le dosage des matières en suspension ont été analysés par le service physicochimie du laboratoire des écosystèmes aquatiques du CNRDPA.
- 18 individus de rouget de vase et 04 individus de poulpe répartis sur 04 lots ont été échantillonnés dans 04 pêches différentes ont fait l'objet de dosage des métaux lourds par la Division « Produits Naturels et Sciences des Aliments » PNSA du CRAPC.
- 03 lots constitués chacun d'une dizaine d'individus de rouget de vase ont été échantillonnés dans 03 pêches différentes ont fait l'objet des analyses microbiologiques par le service microbiologie du laboratoire des écosystèmes aquatiques du CNRDPA.

Les résultats des différentes mesures et analyses réalisées dans le cadre de cette campagne pilote, nous a permis d'établir le niveau de la salubrité du milieu (eau de mer et sédiments marins), biote (poisson) d'une part, et l'identification des peuplements phytoplanctoniques, d'autre part.

Cette expérience qui fait rassembler trois institutions autour d'un travail collectif nécessite d'être valorisé et bien structuré dans le futur.

## Sommaire

Fiche d'identification de la campagne	
Liste des participants	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Préambule	
Table des matières	
<b>I- Introduction générale</b>	<b>1</b>
<b>II- Méthodologie</b>	<b>3</b>
<b>II- 1 Prélèvements et échantillonnage</b>	<b>3</b>
II-1.1 Stratégie et localisation des stations de prélèvement	3
II-1.2 Mesures et prélèvement	4
II-1.2.1 Les mesures <i>in situ</i>	5
II-1.2.2 Le prélèvement d'eau	6
II-1.2.3 Le prélèvement de sédiment	10
II-1.2.4 Les pêches	10
II-1.3 Travaux supplémentaires	12
II-1.3.1 Prélèvement de l'eau de surface	12
II-1.3.2 Prélèvement des carottes sédimentaires	13
<b>II- 2 Analyses</b>	<b>15</b>
II- 2-1 Les matières en suspension (MES)	15
II- 2-2 Les sels nutritifs	16
II- 2-3 Dosage de la chlorophylle <i>a</i>	18
II- 2-4 Analyses microbiologiques	20
II- 2-4-1 Analyses microbiologiques dans l'eau de mer	20
A- Recherche et dénombrement des coliformes	20
B- Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	21
C- Recherche des Salmonelles	22
II- 2-4-2 Analyses microbiologiques dans les biotes	23
II- 2-4-2-1 Préparation de l'échantillon	23
II- 2-4-2-2 Préparation de la suspension mère et des dilutions décimales	23
A) Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux	24
B) Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	27
C) Recherche des salmonelles	29
II- 2-5- Analyses des métaux lourds	31
II- 2-5-1 Analyses des métaux lourds dans l'eau de mer	31
II- 2-5-2 Analyses des métaux lourds dans les sédiments	32
II- 2-5-3 Analyses des métaux lourds dans les biotes	33
II- 2-6- Analyses des hydrocarbures dans les sédiments	36
II- 2-6- 1 Préparation du matériel	37
II- 2-6- 2 Le dosage	37
II- 2-7- Détermination de la Matière Organique dans les sédiments	39
II- 2-7-1 Mode opératoire	39

II- 2-8- Analyse des Résidus de Pesticides dans les Sédiments	40
II- 2-8-1 Méthode d'analyse	40
II- 2-8-2 Principe	40
II-2-9- Etude des peuplements phytoplanctoniques	42
II-2-9-1- Etapes de traitement des échantillons	42
<b>III- Résultats et Discussions</b>	43
<b>III-1 les descripteurs hydrobiologiques</b>	43
III-1-1 Variations et distributions horizontales des paramètres <i>in situ</i>	43
III-1-1-1 La température	43
III-1-1-2 La salinité	44
III-1-1-3 Le pH	46
III-1-1-4 L'oxygène dissous	47
III-1-1-5 La transparence de l'eau	48
III-1-2 Variations et distributions des sels nutritifs, de la chlorophylle <i>a</i> et des MES	48
III-1-2-1 Les sels nutritifs	49
III-1-2-2 la chlorophylle <i>a</i>	53
III-1-2-3 Les matières en suspension	54
III-1-3 Distributions et profils verticaux (TSG_ SBE21 et CTD_ SBE19plus)	55
III-1-3-1 Distributions des températures et des salinités (TSG_ SBE21)	55
III-1-3-2 Profils verticaux des températures et des salinités (CTD_ SBE19plus)	56
<b>III-2 Les polluants</b>	57
III-2-1 La pollution bactérienne	57
III-2-1-1 Dans la matrice eau	57
III-2-1-1 Dans la matrice biote	58
III-2-2 Les métaux lourds	59
III-2-2-1 Dans la matrice eau	59
III-2-2-2 Dans la matrice biote	61
III-2-2-2-1 dans le rouget de vase	62
III-2-2-2-2 Dans le poulpe	63
III-2-2-3 Dans la matrice sédiment	66
III-2-3 La matière organique et les hydrocarbures dans les sédiments	71
III-2-3-1 Le taux de la matière organique	72
III-2-3-2 Les teneurs en hydrocarbures polyaromatiques	73
III-2-4 Les Résidus pesticides dans les sédiments	74
<b>III-3 Les peuplements phytoplanctoniques</b>	75
III-3-1 Etude qualitative	75
III-3-1-1 La baie d'Alger	77
III-3-1-2 La baie de Bousmail	77
III-3-2 Etude quantitative	78
III-3-2-1 Abondance relative des groupes phytoplanctoniques	78
III-3-2-2 Variation des densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques	81
III-3-3- Le peuplement phytoplanctonique potentiellement nuisible et/ou toxique	83
Conclusions et recommandations	86
Références bibliographiques	

La côte algérienne et à l'instar de la majorité des zones côtières méditerranéennes, connaissent de sérieux problèmes environnementaux. La région centre est certainement l'une des zones où l'altération de la qualité des eaux marines côtières est la plus perceptible.

La connaissance de la qualité de l'eau de mer, du sédiment marin et de la ressource biologique est une composante essentielle dans la gestion intégrée du littoral.

Ainsi, l'aspect biologique de cette composante est sans aucun doute le plus difficile à prendre en compte, du fait de la complexité des mécanismes gouvernant la production primaire en milieu côtier et de l'impact croissant de la présence humaine sur le littoral ce qui encourage le développement de blooms phytoplanctoniques toxiques.

Cependant, la préservation de la qualité de l'environnement et de la protection des écosystèmes marins est une priorité dans le programme national de développement des activités de la pêche et de l'aquaculture à l'horizon 2020 (AQUAPECHE 2020).

En effet, un dispositif national de suivi et d'évaluation de la qualité environnementale des zones de pêche et d'aquaculture a été créé en Janvier 2014 "RESANAL", avec la création d'un laboratoire national de contrôle et d'analyse des produits de la pêche et d'aquaculture et salubrité des milieux en Mars 2014 "LNCAPPASM".

En outre, l'Algérie est représentée dans le cadre du projet RAF/7012 sur les algues toxiques et leur impact sur le milieu et la ressource halieutique. Ce projet est mis en œuvre par le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques, et en collaboration avec plusieurs institutions de recherche en Algérie. Ce projet fait structurer autour d'un réseau national du phytoplancton et surveillance des algues toxiques (ALPHyNET).

Dans cette optique, des séances de travail et de concertation entre les membres du comité de pilotage (CNRDPA, CRAPC et LNCAPPASM) ont été organisées dans le but de mieux coordonner la mise en œuvre des réseaux nationaux de salubrité et de la surveillance des algues toxiques (RESANAL et ALPHyNET).

La mise en œuvre de ces deux réseaux doit passer par la réalisation d'une série de campagnes de mesures et de prélèvements.

Alors, une première campagne salubrité et peuplements phytoplanctoniques est programmée au niveau de la baie de Bou-Ismaïl considérée comme une zone pilote pour le lancement des deux réseaux de surveillance.



Dans ce contexte, une série de réunions de coordination ont été effectuée entre les trois principaux partenaires des deux réseaux (CNRDPA, CRAPC et LNCAPPASM) pour préparer cette première campagne pilote et partager les tâches entre les trois institutions selon les capacités analytiques et logistiques de chaque établissement.

Les objectifs globaux de la campagne salubrité et peuplements phytoplanctoniques, arrêtés selon les termes de référence du réseau national de salubrité et du projet RAF/7012 sur les algues toxiques, sont :

- 1) Monitoring de la qualité environnementale des zones de pêche et d'aquaculture pour permettre d'évaluer les impacts anthropiques.
- 2) Contrôle de la qualité des zones de pêche et d'aquaculture ce qui favorise le développement et la valorisation des ressources vivantes exploitables.
- 3) Contrôle de la qualité sanitaire des produits de la pêche et de l'aquaculture.
- 4) Suivi des tendances temporelles et spatiales à moyen et long terme des zones marines côtières en relation avec les pressions anthropiques et/ou les changements climatiques.
- 5) Etude des peuplements phytoplanctoniques et en particulier les microalgues toxiques et leur impact sur le milieu et la ressource halieutique.

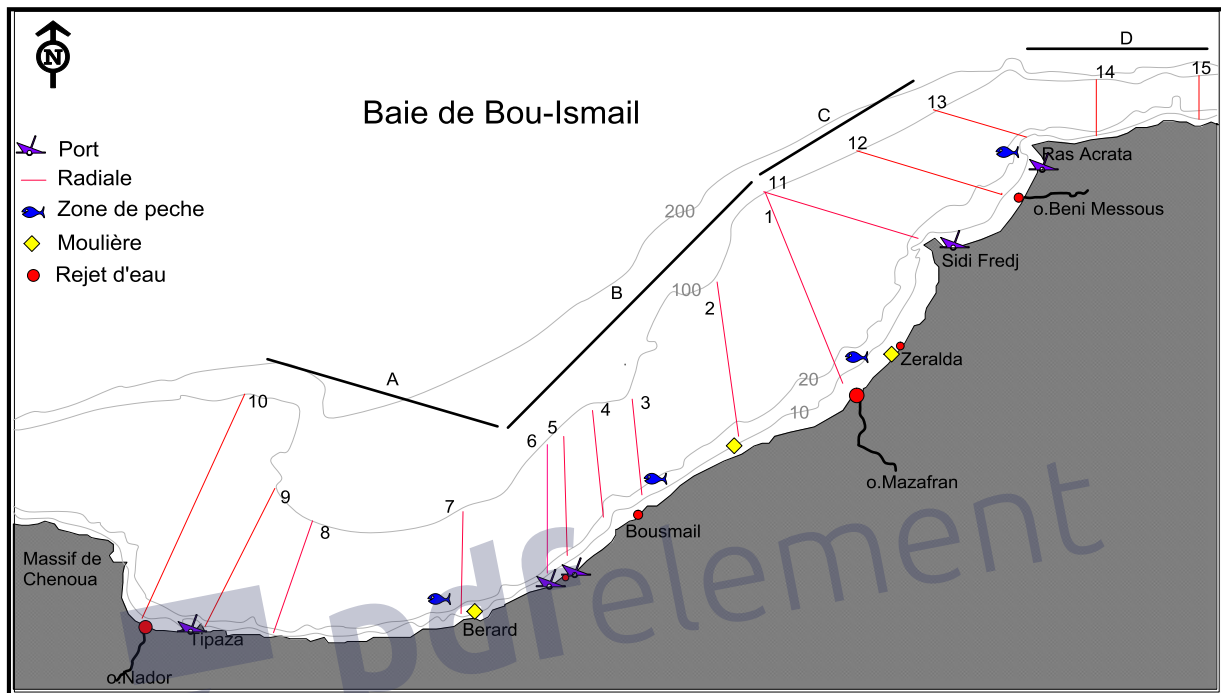
Ce document est une présentation des principaux résultats de la campagne Salubrité et Phytoplancton à Tipaza et Alger (SPHYTAL\_2015) qui a été réalisée à bord du navire de recherche BELKACEM GRINE durant la période allant du 13 au 24 Septembre 2015.

## II- Méthodologie :

### II- 1 Prélèvements et échantillonnage :

#### II-1.1 Stratégie et localisation des stations de prélèvement :

Pour des raisons pratiques, la zone a été divisée en quatre sous zones suivant les sources potentielles de pollution (Oueds et émissaires d'eau), les infrastructures portuaires et la localisation des activités aquacoles et les zones de pêche. (Figure 01).



**Figure 01** : Situation géographique et délimitation des sous-zones dans la baie de Bousmail.

**Région A** : de la baie du Chenoua ou se jette l'oued Nador jusqu'au Berard, dans cette région se trouve la ville de Tipaza (chef-lieu), la fameuse Anse de Couali et les installations aquacoles de Berard (filères de moules et cages flottantes).

**Région B** : secteur caractérisé par une occupation intensive de la cote, ou se trouvent les deux ports de pêche (Bouharoun et Khemisti) et la zone d'activité de la ville de Bousmail, dans ce secteur aussi se déversent les eaux de l'Oued Mazafran, les rejets des complexes touristiques de Zeralda et la dessalure de la station de dessalement de Fouka marine.

**Région C** : La baie d'El Djamila, elle est limitée à l'Est par Ras Acrata et à l'Ouest par la presqu'île de Sidi Fredj. Elle est caractérisée par une côte basse sableuse et de nombreuses formations dunaires. Deux ports occupent les deux extrémités de cette petite baie, un port de plaisance à Sidi Fredj et un port de pêche à Ain Benian.

**Région D** : le mont de cap Caxine, il est limité à l'Est par Ras Acrata. Cette région est caractérisée par sa géomorphologie côtière très accidentée.

Le nombre des radiales et des stations de prélèvement par région est indiqué dans le tableau suivant :

**Tableau 01** : Nombres des radiales et des stations par zone.

Région	Radiales (total)	Stations (total)
A	10, 9,8 et 7 (4)	9
B	6, 5, 4, 3,2 et 1 (6)	14
C	11,12 et 13 (3)	6
D	14 et 15 (2)	4
<b>Total</b>	15	33

Les coordonnées géographiques (latitude et longitude) des radiales avec identification sont indiqués dans le tableau ci –dessus :

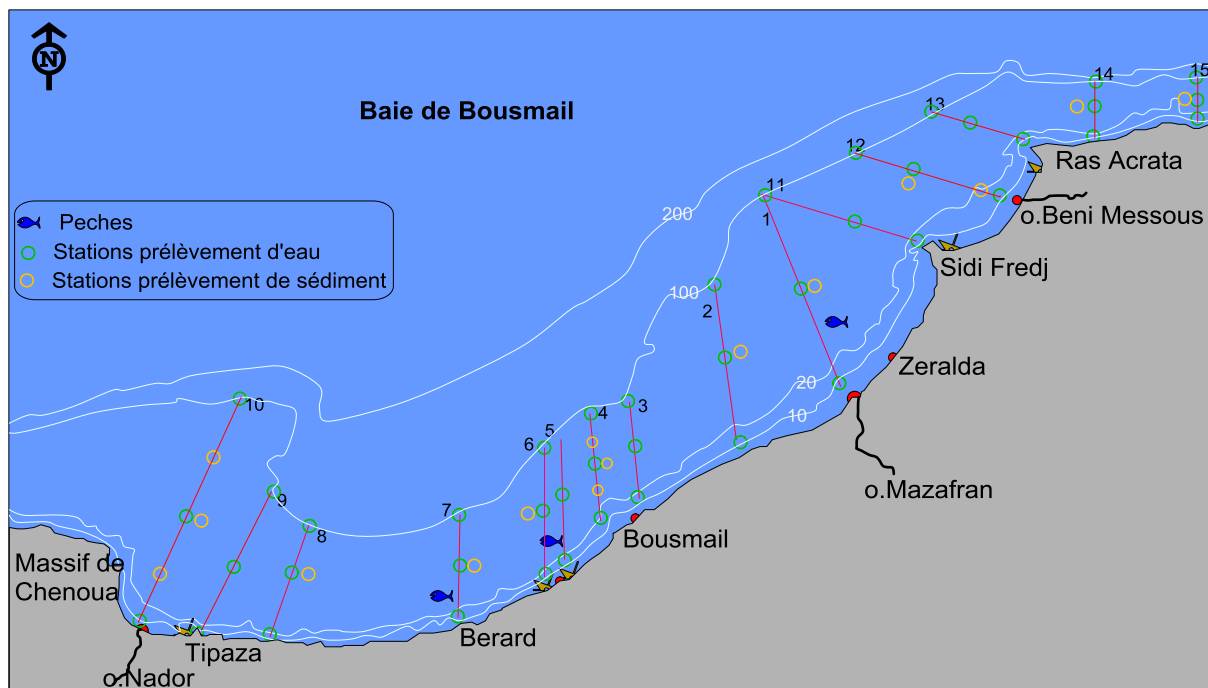
**Tableau 02** : Situation et coordonnées géographiques des radiales.

N RAD	IDENTIFICATION	LAT_DEBUT	LONG_DEBUT	LAT_FIN	LONG_FIN
10	Oued Nador	36,5953	36,6899	2,4249	2,4907
9	Port de Tipaza	36,5913	36,653	2,4488	2,4927
8	Anse de Couali	36,5865	36,6357	2,4899	2,515
7	Berrard (Ferme Sarl EAM)	36,6009	36,6483	2,625	2,6135
6	Port de Bouharoun	36,622	36,6767	2,6565	2,6438
5	Port de Khemisti	36,6343	36,6864	2,675	2,659
4	Rejet de Tonic (Bousmail)	36,6424	36,6892	2,6793	2,6705
3	Centre conchylicole (Bousmail)	36,653	36,6892	2,7051	2,6873
2	Station de dessalement (Fouka)	36,6804	36,7065	2,7613	2,7324
1	Oued Mazafran	36,7033	36,7898	2,8003	2,7766
11	Port de Sidi Fredj	36,7645	36,7898	2,8451	2,7766
12	Oued Beni Messous	36,7797	36,8097	2,8826	2,8241
13	Port de la Madrague	36,8057	36,8233	2,8935	2,8602
14	Cap Caxine	36,8079	36,8318	2,9352	2,9352
15	Cap Caxine	36,814	36,8334	2,9878	2,9878

## II-1.2 Mesures et prélèvement :

Les mesures *in situ* et les prélèvements ont été effectués le long des radiales perpendiculaires à la côte en raison de trois stations par radiale.

Les stations sont réparties le long des radiales en fonction de la profondeur, les isobathes concernés sont 5m, 50m et 100m. (Figure 02).



**Figure 02** : Localisation des stations de prélèvement et des pêches dans la baie de Bousmail.

### II-1.2.1 Les mesures *in situ* :

#### A. En station :

Les mesures *in situ* (température, salinité, conductivité, pH, oxygène dissous et turbidité) ont été effectuées dans chaque station par un multiparamètre de type *Hanna*. (Figure 06).

Le disque de Secchi a été utilisé pour la mesure de la transparence de l'eau par la mesure de la profondeur de Secchi « D ». (Figure 05).

Les profils verticaux des températures et des salinités ont été obtenus au moyen d'une sonde CTD de type SBE 19 plus. (Figure 07).



**Figure 3** : Fiche de terrain



**Figure 4** : Mesures *in situ*



Figure 5 : Disque de Secchi



Figure 6 : Multiparamètre Hanna

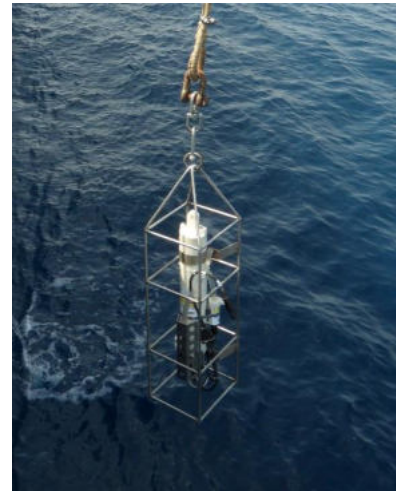


Figure 7 : Sonde CTD SBE 19plus

### B. En continu :

Les mesures continues de température et de salinité en surface ont été effectuées par un thermosalinographe modèle SBE21 et celles de chlorophylle par un fluorimètre à flux continu modèle TURNER DESIGNR 10-AU installés à bord du navire. (Figures 8 et 9)



Figure 8 : Thermosalinographe SBE 21



Figure 9 : Fluorimètre TURNER DESIGNR 10-AU

#### II-1.2.2 Le prélèvement d'eau :

Les échantillons récupérés sont destinés à l'analyse des sels nutritifs, de la matière en suspension, de la chlorophylle *a*, des métaux lourds, aux analyses bactériologiques et à l'étude des peuplements phytoplanctoniques. (Tableau 03).

Les prélèvements ont été effectués à bord du navire de recherche dans les stations médianes et celles du large et par le zodiac du navire dans les stations côtières (<5m). (Figure 12).



**Tableau 03** : Coordonnées et paramètres analysés dans les stations de prélèvement d'eau.

Code Station	Date	Heure	Latitude	Longitude	Prof station	Prof prélév	Paramètres					
							SN	Phyto	MES	Chla	ML	B <sup>+</sup>
R1C	18/09/2015		36° 42' 10	2° 47' 55	5	0,5	x	x	x	x	x	x
R1M NV1	18/09/2015	9H30	36° 45 50	2° 48 06	59	5	x	x	x	x		
R1M NV2	18/09/2015		36° 45 50	2° 48 06		25	x			x		
R2C	18/09/2015		36° 40' 51	2° 45' 37	5,5	0,5	x	x	x	x		x
R2M NV1	18/09/2015	10H50	36° 42' 73	2° 44 75	51	5	x	x				
R2M NV2	18/09/2015		36° 42' 73	2° 44 75		25	x			x		
R2L NV1	18/09/2015	10H25	36° 47 39	2° 45 69	110	5	x	x		x	x	
R2L NV2	18/09/2015		36° 47 39	2° 45 69		25	x			x	x	
R2L NV3	18/09/2015		36° 47 39	2° 45 69		70	x					
R3C	18/09/2015		36° 39' 45	2° 42' 54	5	0,5	x	x	x	x	x	x
R3M NV1	18/09/2015	13H25	36° 41 18	2° 41' 40	48	5	x	x		x		
R3M NV2	18/09/2015		36° 41 18	2° 41' 40		25	x			x		
R3L NV1	18/09/2015	13H00	36° 41 85	2° 40' 69	94	5	x	x				
R3L NV2	18/09/2015		36° 41 85	2° 40 69		25	x			x		
R3L NV3	18/09/2015		36° 41 85	2° 40 69		70	x			x		
R4C	18/09/2015		36° 39' 45	2° 42'54	5	0,5	x	x				x
R4M0	18/09/2015	14H00	36° 39 57	2° 40 93			x	x				
R4M NV1	18/09/2015	14H15	36° 40 26	2° 40 42	50	5	x	x		x		
R4M NV2	18/09/2015		36° 40 26	2° 40 42		25	x	x	x	x		
R4L0	18/09/2015	15H15	36° 41 04	2° 40 01			x					
R4L NV1	18/09/2015	14H40	36° 41 40	2° 39 55	97	5	x	x		x		
R4L NV2	18/09/2015		36° 41 40	2° 39 55		25	x					
R4L NV3	18/09/2015		36° 41 40	2° 39 55		70	x	x		x		
R5C	18/09/2015		36° 38' 22	2° 40' 18	7,5	0,5	x	x	x	x	x	x
R5M NV1	18/09/2015	16H10	36° 41' 07	2° 39' 22	51	5	x	x		x		
R5M NV2	18/09/2015		36° 41' 07	2° 39' 22		25	x			x	x	
R5L NV1	18/09/2015	15H43	36° 41' 21	2° 38' 88	102	5	x	x		x	x	
R5L NV2	18/09/2015		36° 41' 21	2° 38' 88		25	x				x	
R5L NV3	18/09/2015		36° 41' 21	2° 38' 88		70	x			x		
R6C	18/09/2015		36° 37' 42	2° 39' 28	5		x	x	x	x		x
R6M NV1	18/09/2015	16H45	36° 38' 69	2° 38' 83	53	5	x	x		x		
R6M NV2	18/09/2015		36° 38' 69	2° 38' 83		25	x	x		x		
R6L NV1	18/09/2015	17H15	36° 39' 93	2° 37' 88	95	5	x			x		
R6L NV2	18/09/2015		36° 39' 93	2° 37' 88		25	x	x		x		
R6L NV3	18/09/2015		36° 39' 93	2° 37' 88		70	x	x		x		
R7C	21/09/2015		36° 36' 43	2° 37' 26	7	0,5	x	x	x	x	x	x
R7M NV1	18/09/2015	18H15	36° 37' 19	2° 36' 55	49	5	x	x		x	x	
R7M NV2	18/09/2015		36° 37' 19	2° 36' 55		25	x	x		x	x	
R7L NV1	18/09/2015	17H41	36° 38' 76	2° 35' 68	100	5	x			x		
R7L NV2	18/09/2015		36° 38' 76	2° 35' 68		25	x			x		
R7L NV3	18/09/2015		36° 38' 76	2° 35' 68		70	x	x				
R8C	21/09/2015		36° 35' 31	2° 29' 40	8	0,5	x	x	x	x	x	x
R8M NV1	22/09/2015	09H00	36° 36' 47	2° 29' 46	51	5	x	x	x			
R8M NV2	22/09/2015		36° 36' 47	2° 29' 46		25	x	x		x		
R8L NV1	22/09/2015	09H40	36° 40' 11	2° 29' 86	110	5	x	x		x		
R8L NV2	22/09/2015		36° 40' 11	2° 29' 86		25	x					
R8L NV3	22/09/2015		36° 40' 11	2° 29' 86		70	x	x				
R9C	21/09/2015		36° 35' 44	2° 26' 56	7	0,5	x	x	x	x		x
R9M NV1	21/09/2015	18H00	36° 36' 77	2° 27' 31	48	5	x			x		
R9M NV2	21/09/2015		36° 36' 77	2° 27' 31		25	x	x				
R9L NV1	21/09/2015	18H17	36° 40' 63	2° 29' 23	95	5	x				x	
R9L NV2	21/09/2015		36° 40' 63	2° 29' 23		25	x			x		
R9L NV3	21/09/2015		36° 40' 63	2° 29' 23		70	x			x		
R10C	21/09/2015		36° 35' 58	2° 25' 21	6	0,5	x	x	x	x	x	x

R10M0	21/09/2015	15H17	36° 36' 81	2° 25' 62	29	5	x	x				
R10M0	21/09/2015		36° 36' 81	2° 25' 62		25	x					
R10M NV1	21/09/2015	16H00	36° 37' 77	2° 25' 98	53	5	x	x	x	x		
R10M NV2	21/09/2015		36° 37' 77	2° 25' 98		25	x		x	x		
R10L0	21/09/2015	16H55	36° 39' 30	2° 26' 59	73	70	x	x				
R10L NV1	21/09/2015	17H40	36° 41' 86	2° 28' 04	106	5	x		x	x		
R10L NV2	21/09/2015		36° 41' 86	2° 28' 04		25	x	x				
R10L NV3	21/09/2015		36° 41' 86	2° 28' 04		70	x		x	x		
R11C	16/09/2015		36° 45' 47	2° 50' 17	8	0,5	x	x	x			x
R11L NV1	16/09/2015	13H50	36° 47' 95	2° 46' 48	123	5	x	x		x		
R11L NV2	16/09/2015		36° 47' 95	2° 46' 48		25	x	x		x	x	
R11L NV3	16/09/2015		36° 47' 95	2° 46' 48		70	x	x		x		
R11M NV1	16/09/2015	15H30	36° 46' 38	2° 49' 61	54	5	x	x			x	
R11M NV2	16/09/2015		36° 46' 38	2° 49' 61		25	x	x		x		
R12C	16/09/2015		36°47' 50	2° 53' 26	6	0,5	x	x	x			x
R12M NV1	16/09/2015	12H00	36° 48' 35	2° 51' 24	50	5	x			x		
R12M NV2	16/09/2015	12H00	36° 48' 35	2° 51' 24	50	25	x	x	x			
R12L NV1	16/09/2015	12H50	36° 48' 74	2° 49' 93	92	5	x	x		x		
R12L NV2	16/09/2015		36° 48' 74	2° 49' 93		25	x	x				
R12L NV3	16/09/2015		36° 48' 74	2° 49' 93		70	x	x		x		
R13C	16/09/2015		36° 48' 21	2° 53' 43	6	0,5	x	x	x			x
R13M NV1	16/09/2015	11H25	36° 48' 63	2° 52' 25	58	5	x					
R13M NV2	16/09/2015		36° 48' 63	2° 52' 25		25	x					
R13L NV1	16/09/2015	11H00	36° 49' 30	2° 50' 81	100	5	x	x		x		
R13L NV2	16/09/2015		36° 49' 30	2° 50' 81		25	x	x		x		
R13L NV3	16/09/2015		36° 49' 30	2° 50' 81		70	x					
R14C	16/09/2015		36° 48' 11	3° 02' 56	7	0,5	x	x	x			x
R14M NV1	16/09/2015	10H15	36° 49' 61	2° 56' 15	46	5	x	x		x		
R14M NV2	16/09/2015		36° 49' 61	2° 56' 15		25	x	x			x	
R14L NV1	16/09/2015	9H47	36° 50' 06	2° 56' 15	107	5	x	x		x		
R14L NV2	16/09/2015		36° 50' 06	2° 56' 15		25	x	x		x		
R14L NV3	16/09/2015		36° 50' 06	2° 56' 15		70	x	x		x		
R15C	16/09/2015	9h30	36°47' 59	3° 03' 04	7	0,5	x	x	x	x		x
R15L NV1	16/09/2015	8H30	36° 50' 19	2° 59' 34	110	5	x			x		
R15L NV2	16/09/2015		36° 50' 19	2° 59' 34		25	x	x		x		
R15L NV3	16/09/2015		36° 50' 19	2° 59' 34		70	x			x		
R15M NV1	16/09/2015	8H05	36° 49' 78	2° 59' 28	56	5	x	x		x		
R15M NV2	16/09/2015		36° 49' 78	2° 59' 28		25	x	x		x	x	

Les prélèvements d'eau ont été effectués à bord du navire de recherche au moyen d'une bouteille de prélèvement de type Niskin d'une capacité de 5 litres dans trois stations (côtières (5m), médianes (50m) et larges (70m)) pour l'ensemble des radiales. Avec un seul niveau pour les stations côtières (surface, deux niveaux pour les stations médianes (surface et fond) et trois niveaux pour les stations du large (surface, intermédiaire et fond). (Figure 10).

La filtration pour la mesure des matières en suspension et la chlorophylle *a* été réalisée à bord en utilisant un dispositif de filtration (Figure 11).



Figure 10 : Prélèvement d'eau par bouteille Niskin



Figure 11 : Dispositif de filtration

Les échantillons destinés aux analyses bactériologiques ont été acheminés au laboratoire par le zodiac du navire directement après le prélèvement. (Figure 13).



Figure 12 : Prélèvement côtier par le Zodiac



Figure 13 : Acheminement des échantillons par le Zodiac

Les échantillons du phytoplancton ont été récupérés dans des flacons en plastiques de 1l et fixés à bord par le lugol. (Figure 14).

Les échantillons destinés à l'analyse des sels nutritifs et des métaux traces ont été mis dans des flacons en polyéthylène de 1l, étiquetés et conservés à  $-18^{\circ}\text{C}$  à bord du navire. (Figure 15).



Figure 14 : Echantillons de phytoplancton



Figure 15 : Echantillons pour sels nutritifs et chlorophylle

### II-1.2.3 Le prélèvement de sédiment :

Le prélèvement de sédiment superficiel a été effectué à l'aide d'une benne de type Van veen, les échantillons sont récupérés à l'aide d'une spatule. Ils sont ensuite mis dans des sacs en plastique, étiquetés et conservés à -18 °C. (Figures 16, 17 et 18).



Figure 16 : Benne Van ven



Figure 17 : Echantillonnage de sédiment Figure 18 : Conservation des échantillons

Les données sur les stations bennes (code, date de prélèvement et coordonnées géographiques) avec les paramètres analysés dans chaque station sont résumées dans le tableau ci-dessus :

Tableau 04 : Coordonnées et paramètres analysés des stations bennes.

Station	Date	Latitude	Longitude	Prof	ETM	MO	HPA	PCD
R14S2	16/09/2015	36°49'61	2°56'15	46	X	X	X	X
R12C	16/09/2015	36°47'51	2°52'97	19	-	-	-	-
R1M	18/09/2015	36°45'50	2°48'06	59	X	X	X	X
R2M	18/09/2015	36°42'73	2°44'75	51	-	-	-	-
R4M1	18/09/2015	36°40'26	2°40'42	50	-	-	-	-
R4L1	18/09/2015	36°41'40	2°39'55	97	-	-	-	-
R4M0	18/09/2015	36°39'57	2°40'93	26	-	-	-	-
R4L0	18/09/2015	36°41'04	2°40'01	68	-	-	-	-
R6M	18/09/2015	36°38'69	2°38'83	53	X	X	X	X
R7M	18/09/2015	36°37'17	2°36'55	49	X	X	X	X
R10S1	21/09/2015	36°36'81	2°25'62	29	X	X	X	X
R10S2	21/09/2015	36°37'77	2°25'98	53	X	X	X	X
R10S3	21/09/2015	36°39'30	2°26'59	73	X	X	X	X
R8M	22/09/2015	36°36'47	2°29'46	51	X	X	X	X

### II-1.2.4 Les pêches :

Les pêches ont été effectuées au moyen d'un chalut démersal GOC73 entre les profondeurs de 35m et 45m dans les zones A, B, et C (Figure 20).

Les coordonnées géographiques et les données (date, zone et profondeur) des quatre traits de pêches réalisés durant la campagne SPHYTAL\_2015 sont résumées dans le tableau 05



**Tableau 05** : Coordonnées géographiques des traits de pêches de la campagne SPHYTAL\_2015

Pêche N° 03			Pêche N° 02		
Date	22/09/2015		Date	18/09/2015	
Zone	Berard (R7)		Zone	Mazafran (R1)	
Profondeur (m)	42		Profondeur (m)	38	
	<b>Début</b>	<b>Fin</b>		<b>Début</b>	<b>Fin</b>
Heure	07H40	08H20	Heure	08H09	08H48
Latitude	36° 34 894	36° 36 270	Latitude	36° 43 293	36° 44 337
Longitude	02° 30 966	02° 32 970	Longitude	02° 46 209	02° 48 318
Pêche N° 04			Pêche N° 01		
Date	22/09/2015		Date	17/09/2015	
Zone	Bousmail (R5)		Zone	Zemmouri	
Profondeur (m)	45		Profondeur (m)	43	
	<b>Début</b>	<b>Fin</b>		<b>Début</b>	<b>Fin</b>
Heure	10H42	11H38	Heure	17H22	18H42
Latitude	36° 36 201	36° 36 390	Latitude	36° 47 56	36° 47 196
Longitude	02° 30 540	02° 33 840	Longitude	03° 23 58	03° 29 189

Les espèces cibles (le rouget de vase (*Mullus barbatus*) et le poulpe (*Octopus vulgaris*) ont été destinés à l'analyse microbiologique et au dosage des métaux traces.

Chaque pêche a été répartie comme suit (Figure 21) :

Un échantillon (de 5 à 8 individus de rouget de vase = 125grs) et (de 2 à 4 individus de poulpe) pour l'analyse microbiologique, et qui a été acheminé immédiatement au laboratoire par le Zodiac du navire.

Un échantillon (5 à 8 individus de rouget de vase) (de 2 à 4 individus de poulpe) pour l'analyse des métaux lourds. et qui a été conservé à -18°C à bord du navire.



Figure 20 : Récupération de la pêche



Figure 21 : Echantillons des espèces cibles

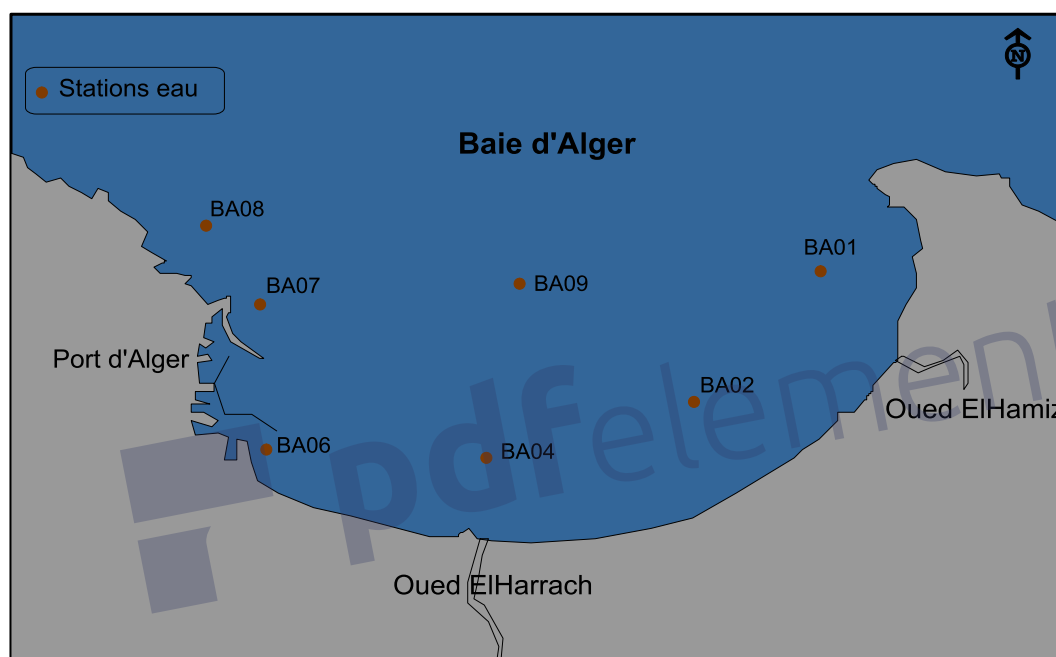


### II-1.3 Travaux supplémentaires :

Durant la campagne SPHYTAL\_2015, des travaux supplémentaires ont été réalisés, il consiste au prélèvement d'eau de surface dans sept stations au niveau de la baie d'Alger et au prélèvement de onze carottes sédimentaires au niveau de deux sites, oued El-Harrach dans la baie d'Alger et oued Nador dans la baie de Bousmail.

#### II-1.3.1 Prélèvement de l'eau de surface :

Sept stations réparties le long de la baie d'Alger ont fait l'objet de prélèvement des échantillons d'eau de surface (Figure 22). Les échantillons sont destinés à l'étude du phytoplancton.



**Figure 22** : localisation des stations de prélèvement d'eau de surface dans la baie d'Alger.

Les données sur les stations de prélèvement de l'eau de surface au niveau de la baie d'Alger (code, date de prélèvement et coordonnées géographiques et profondeur de chaque station) sont résumées dans le tableau ci-dessus :

**Tableau 06** : Coordonnées et profondeurs des stations de prélèvement d'eau.

Station	Code Station	Date	Heure	Latitude	Longitude	Prof station	Prof prélèv
El Hamiz	BA01	15-sept	9H30	36° 47,046	3° 13,074	12	SUP
Bordj El Kifan	BA02	15-sept	11H3	36° 45,239	3° 10,576	26	SUP
O El Hattach	BA04	15-sept	11H54	36° 45,132	3° 08,026	23	SUP
O El Hattach-large	BA09	15-sept	13H25	36° 46,756	3° 08,446	45	SUP
Sablette	BA06	15-sept	14H55	36° 45,626	3° 05,184	14	SUP
Kitani	BA07	15-sept	15H22	36° 47,333	3° 04,457	37	SUP
Bab El Oued	BA08	15-sept	15H35	36° 48,291	3° 03,812	40	SUP

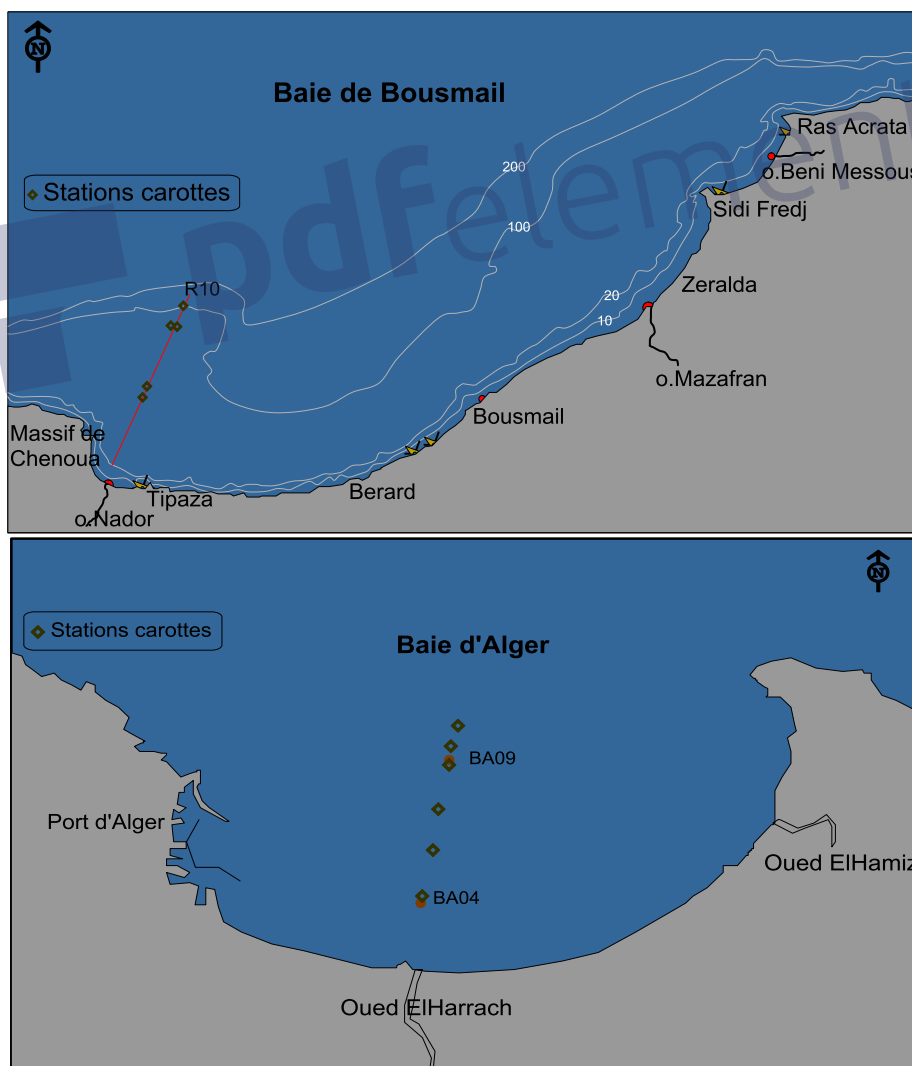
### II-1.3.2 Prélèvement des carottes sédimentaires :

Les prélèvements des carottes sédimentaires ont été effectués dans deux radiales situées respectivement en face Oued El-Harrach dans la baie d'Alger et en face Oued Nador dans la baie de Bousmail entre les profondeurs allant de 45 m à 106 m. (Figure 22).

Un carottier tube de type "Corer-coreschneider" a été utilisé dans les prélèvements. Ce carottier qui présente, par rapport à la benne preneuse, l'avantage de ne pas perturber la structure de l'échantillon a été mis à la disposition de la campagne par le laboratoire de sédimentologie du centre de recherche nucléaire d'Alger (CRNA) pour le compte de l'ENSSMAL. (Figure 23).

Après le prélèvement, les carottes sont ensuite découpées à l'aide d'un dispositif spécifique au sectionnement selon les épaisseurs de tranches de sédiments choisies pour mieux cerner la variation de la concentration des métaux en fonction de la profondeur (Figure 24).

A bord du navire, les échantillons de sédiments marins, dans l'attente d'être traités au laboratoire, sont maintenus congelés à  $-18^{\circ}\text{C}$ .



**Figure 22** : localisation des stations de prélèvement des carottes dans les baies d'Alger et de Bousmail.



Figure 24 : Découpage des carottes sédimentaires à bord du navire.

Figure 23 : Carottier "Corer-coreschneider"

Les données sur les stations de prélèvement des carottes sédimentaires (code, date de prélèvement et coordonnées géographiques et profondeur de chaque station) sont résumées dans le tableau ci-dessus :

**Tableau 07** : Coordonnées et profondeurs des stations de prélèvement des carottes.

Carotte	Radiale	Station	Date	Heure	Latitude	Longitude	Prof	Observation	Remarque
1	BA04	HRCH04*	15/09/2015	12:40	36° 47, 190	03° 07, 995	54	vase	Carottes Découpées à bord
2	BA04*	HRCH04*	15/09/2015	12:55	36° 47, 190	03° 07, 995	54	vase	
3	BA09	HRCH09	15/09/2015	13:30	36° 47, 78	03° 08, 50	45	vase compacte	
4	BA09*	HRCH09*	15/09/2015	14:05	36° 48, 46	03° 08, 53	89	vase compacte	
5	BA09*	HRCH09*	16/09/2015	16:40	36° 48, 870	03° 07, 648	94	vase	Carottes non découpées
6	BA09*	HRCH09*	16/09/2015	17:20	36° 47, 997	03° 07, 793	73	vase	
7	R10	NDRM1	21/09/2015	16:00	36° 37, 775	02° 25, 984	53	vase	
8	R10	NDRL0	21/09/2015	16:55	36° 39, 300	02° 26, 592	73	vase	
9	R10	NDRL0	21/09/2015	17:10	36° 39, 300	02° 26, 592	73	vase	
10	R10	NDRL1	21/09/2015	17:40	36° 41, 860	02° 28, 042	106	vase	
11	R10	NDRM1*	21/09/2015	19:30	36° 37, 421	02° 25, 864	45	vase	

## II- 2 Analyses :

### II- 2-1 Les matières en suspension (MES)

Il consiste en trois étapes :

#### a) Préparation des filtres au laboratoire

- Les filtres GF/F sont mis dans l'eau acidulée (HCl à 1%) pendant une demi-heure, rincés abondamment à l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 24 heures à 70 °C ;
- Placer chaque filtre dans une boîte à filtre préalablement étiquetée, et placer dans un dessiccateur pour refroidir ;
- Peser le filtre pour avoir P1 mg ;
- Replacer aussitôt chaque filtre dans sa boîte, à l'abri de la poussière.

#### b) Filtration de l'eau de mer

Cette étape a été réalisée à bord du navire. Elle consiste à :

- Agiter l'échantillon prélevé avant sa filtration ;
- Mesurer aussitôt le volume à filtrer (VF= 1000 ml) ;
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration ;
- Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide et filtrer progressivement tout le volume
- Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec et verser alors 5 à 10 ml d'eau distillée ;
- Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- Mettre les boîtes à sécher immédiatement.



Figure 25 : filtration des échantillons pour le dosage de MES

#### c) Séchage et pesée des filtres

- Mettre les boîtes contenant les filtres, sans le couvercle, dans une étuve exempte de poussières à 70 °C pendant 2 h (**STRICKLAND & PARSONS, 1972, AFNOR, 1972 ; APHA, 1980, in Aminot et Chausse-Pied, 1983**) ;
- Laisser refroidir dans un dessiccateur et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée ;
- Peser chaque filtre P2 mg.

#### d) Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MES s'est fait avec la formule suivante :

$$MES (mg/l) = ((P2-P1) / VF)$$

Où :

P1 : est le poids du filtre avant filtration ;

P2 : est le poids du filtre séché après 24 heures ;

VF : est le volume filtré de l'échantillon.

#### II- 2-2 Les sels nutritifs

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{PO}_4^{3-}$  et  $\text{NH}_4^+$ ) est le dosage par colorimétrie basée sur l'absorption de la lumière par la solution analysée.

Le principe de dosage est basé sur une réaction de coloration. En effet ces sels réagissent dans certaines conditions ( $T^\circ\text{C}$ , pH, Catalyseur ...) avec des réactifs spécifiques pour donner naissance à une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde ( $\lambda$ ). L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration, qui est de temps plus importante que la solution est concentrée en sel dosé.



Figure 26 : Spectrophotomètre UV-Visible



### A) Dosage de l'ammonium par la méthode au bleu d'indophénol

Dans chaque prise d'essai de 100 ml, on introduit 03ml du réactif (A), solution de phénol-nitroprussiate. Directement après homogénéisation, 03ml du réactif (B) solution alcaline d'hypochlorite sont ajoutés au mélange. L'échantillon final homogénéisé est placé à l'obscurité pendant une nuit à température ambiante. Les mesures sont alors effectuées au spectrophotomètre. Des mesures sur eau filtrée ou décantée (essais témoins) sont effectuées parallèlement.

Dans le blanc l'eau distillée remplace les 100ml de la prise d'essai.

La lecture s'effectue au spectrophotomètre (630 nm).



Figure 27 : Etapes de dosage de l'ammonium

### B) Dosage de l'azote nitreux

Dans chaque prise d'essai de 50 ml, on introduit 01ml du réactif (C), solution de sulfanilamide. Après homogénéisation, on laisse reposer 02 à 08 minutes et on ajoute 01ml de réactif (D) solution de n-naphtyl-éthylènediamine au mélange.

Les mesures sont alors effectuées au spectrophotomètre (543nm) après au moins 10 minutes (sans dépasser les 02h) de repos. Des mesures sur eau filtrée ou décantée (essais témoins) sont effectuées parallèlement.

Dans le blanc l'eau distillée remplace les 50 ml de la prise d'essai.



Figure 28 : Etapes de dosage des nitrites et nitrates

### C) Dosage des phosphates

Dans chaque prise d'essai de 100 ml, on introduit 10 ml du mélange-réactif phosphore (voir Appendice D), préparé à chaque série d'analyses, et on homogénéise aussitôt. Les mesures sont alors effectuées au spectrophotomètre après 05 minutes de repos. Des mesures sur eau filtrée ou décantée (essais témoins) sont effectuées parallèlement.

Dans le blanc l'eau distillée remplace les 50 ml de la prise d'essai.

La lecture s'effectue au spectrophotomètre (885 nm).



Figure 29 : Etapes de dosage des orthophosphates.

### II- 2-3 Dosage de la chlorophylle *a*

Il consiste en trois étapes :

#### a) Filtration

La filtration a été réalisée à bord du navire en utilisant de membranes de filtration en fibre de verre de type Wattman GF/C qui retiennent les particules de tailles supérieures à 0.5µm.

- Filtration de 1000 ml d'échantillon en prenant soin de l'agiter pour bien récupérer toutes les particules.
- Ensuite, les filtres ont été enveloppés dans des feuilles en aluminium pour les garder à l'abri de la lumière et mis dans un congélateur à -18°C.

#### b) Extraction

Dès le retour au laboratoire, l'extraction a été entamée selon les étapes suivantes :

- Introduire le filtre dans un tube à centrifuger et ajouter 10ml du solvant d'extraction (Acétone a 90%)
- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube de verre a embout coupant, boucher et agiter pour disperser les filtres
- Laisser revenir à température ambiante ; Si nécessaire ajouter exactement le volume ; boucher et agiter

- Centrifuger une minute ; Retirer les tubes de la centrifugeuse et faire tomber les filtres de verre, qui adhèrent à la paroi au-dessus de la surface du solvant pour un léger mouvement d'agitation
- Centrifuger à nouveau 5 à 10 minutes à 3000-4000 tours/minute les tubes doivent restes bouchés pour éviter l'évaporation

### c) Lecture

La lecture a été effectuée comme suit :

- Transférer le surnageant de centrifugation dans la cuve du spectrophotomètre
- Mettre la cuve en place et s'assurer de son positionnement correct
- Mesurer les absorbances brutes des extraits non acidifiés aux longueurs d'onde de 665 et 750nm, soit  $Ab^{na}_{665}$  et  $Ab^{na}_{750}$ . La mesure à 750nm doit rester inférieure à 0.005 par centimètre de trajet optique
- Acidifier par addition de 10 $\mu$ l d'acide chlorhydrique 0.3mol.l<sup>-1</sup> par millilitre d'extrait (soit une goutte pour environ 5ml) directement dans la cuve et attendre 2 à 3min.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits acidifiés à 665 et 750nm, soit  $Ab^a_{665}$  et  $Ab^a_{750}$ .  
(Aminot A, Chaussepied M ,1983).
- Obtenir les absorbances nettes en soustrayant les absorbances corrigées mesurées à 750nm des absorbances corrigées mesurées à 665nm, c'est-à-dire :

- ✓ avant acidification

$$A^{na}_{665} = (Ab^{na}_{665} - bc_{665}) - (Ab^{na}_{750} - bc_{750})$$

- ✓ -après acidification

$$A^a_{665} = (Ab^a_{665} - bc_{665}) - (Ab^a_{750} - bc_{750})$$

Les autres données sont :

V : Volume d'eau filtrée (litres)

v : Volume de solvant d'extraction (millilitres)

l : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (centimètres)

La concentration de chlorophylle *a* se calcule d'après la relation :

$$[\text{Chlorophylle } a](\text{mg. m}^{-3}) = \frac{26.7 (A^{na}_{665} - A^a_{665}) \times v}{V \times l}$$

## II- 2-4 Analyses microbiologiques :

### II- 2-4-1 Analyses microbiologiques dans l'eau de mer

Chaque échantillon d'eau a fait l'objet des analyses suivantes :

- Recherche et dénombrement des coliformes fécaux par méthode NPP ;
- Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux par méthode NPP ;
- Recherche des Salmonelles.



Figure 30 : Analyses bactériologiques des échantillons d'eau de mer

#### A. Recherche et dénombrement des coliformes :

##### A-a) Exécution des dilutions décimales :

- Dilution du 1/10 : dans un tube à essai contenant 9ml d'eau physiologique, ajouter 1 ml d'eau à analyser et agiter ;
- Dilution du 1/100 du tube contenant de l'eau physiologique à la dilution 10<sup>-1</sup>, prélever 1 ml et le verser dans un tube à essai contenant 9ml d'eau physiologique.
- Opérer de la même façon jusqu'à la dilution voulue

La recherche des coliformes nécessite deux tests consécutifs (Rodier et al., 2001) :

##### A-b-1) Le test présomptif :

Il a été effectué en utilisant le milieu ou bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol (BCPL) double et simple concentration (DC/SC). Après ensemencement des milieux avec la quantité nécessaire (1ml), nous avons agité et homogénéisé sans faire pénétrer de l'air dans la cloche, puis nous avons placé les tubes dans une étuve à 37°C pendant 48 heures. Dans cette phase nous avons utilisé :

- 3 tubes de BCPL/DC avec 10ml d'eau de mer ;
- 3 tubes de BCPL/SC avec 1ml d'eau de mer ;
- 3 tubes de BCPL/SC pour chaque dilution.

### A-b-2) La lecture :

Après 48 heures, sont considérés comme positifs, les tubes qui ont viré au jaune et qui présentent du gaz dans la cloche.

### A-c-1) Le test confirmatif :

Un repiquage des tubes BCPL positifs est effectué sur milieu SHUBERT et incubés à 44°C pendant 48 heures

### A-c-2) La lecture :

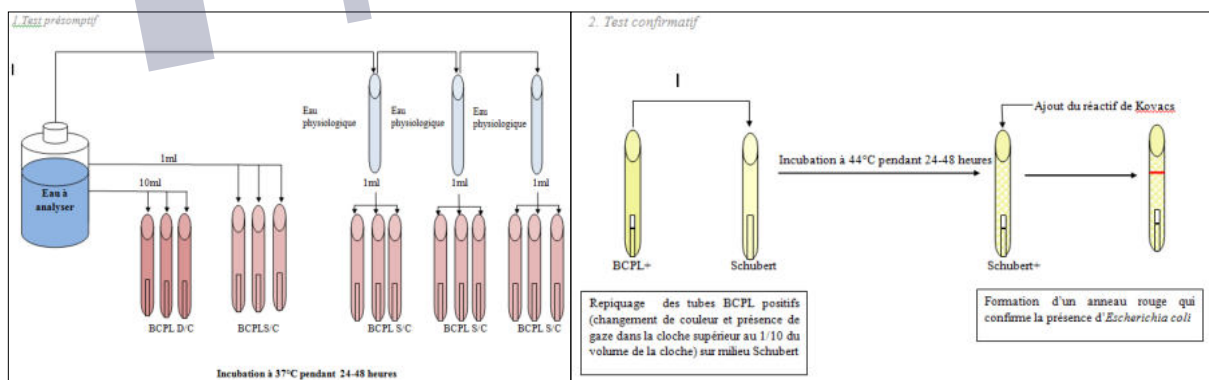
Après 48 heures sont considérés comme positifs les tubes qui présentent un trouble

**A-d-1) Recherche d'E-coli (test de Mac Kenzi) :** quelques gouttes du Réactif de Kovacs sont ajoutées au tube positif.

### A-d-2) La lecture :

Sont considérés positifs les tubes ayant un anneau rouge à la surface indiquant la production d'Indole et confirmant la présence d'E-coli.

Nous avons noté le nombre de tubes positifs dans chaque série de dilution et nous nous sommes rapportés à la table de Mc Grady pour obtenir le nombre de coliformes totaux, thermotolérants et d'E-coli présents dans 100ml d'eau.



**Figure 31 :** Représentation de la méthode de dénombrement des coliformes thermotolérants et *Escherichia coli*

## B. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

Les principes généraux de cette méthode sont ceux décrits dans l'exposé de la colimétrie en milieux liquides. Cependant, alors que le tube primaire contient déjà une certaine quantité d'azide de sodium, le repiquage des tubes positifs sur un milieu nettement plus inhibiteur (plus forte concentration en azide de sodium et présence d'éthyl violet) ne laisse se développer que les streptocoques fécaux.



**B-a-1) Le test présomptif :**

Après avoir ensemencé l'eau d'échantillons dans des tubes multiples de milieu de ROTHE en utilisant 3 tubes de doubles concentrations avec 10 ml d'eau de mer, 3 tubes de simples concentrations avec 1 ml d'eau de mer et 3 tubes de simples concentrations avec 1 ml de chaque dilution, nous les avons incubés à 37°C pendant 48 heures.

**B-a-2) La lecture :**

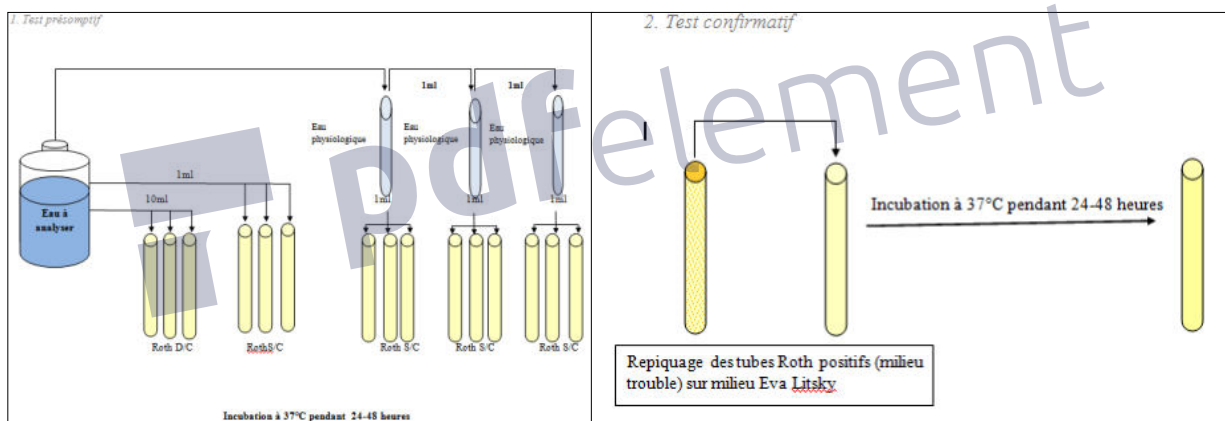
Tous les tubes présentant un trouble sont considérés comme positifs.

**B-b-1) Le test confirmatif :**

Après agitation des tubes positifs, nous avons prélevé de chaque tube quelques gouttes (4 à 6 gouttes) et nous les avons reportées dans des tubes de milieu de Litsky à l'éthyl violet et azide de sodium (EVA). On incube à 37° pendant 24 heures.

**B-b-2) La lecture :**

Les tubes dont le trouble est important (jaune) et/ou présentant une pastille violette au fond sont considérés comme positifs.



**Figure 32 :** Représentation de la méthode de dénombrement des streptocoques fécaux.

**C. Recherche des Salmonelles**

La recherche des salmonelles se fait par la méthode quantitative réalisée en trois étapes successives ;

- le pré enrichissement eau peptone tamponnée,
- enrichissement sur milieu FSB,
- l'isolement sur milieu Hektoen et l'identification biochimique (Rodier et al. 1996).



## II- 2-4-2 Analyses microbiologiques dans les biotes :

Ces analyses sont faites conformément à des méthodes normalisées (norme ISO) décrites par la réglementation algérienne.

### II- 2-4-2-1 Préparation de l'échantillon :

Toutes les étapes sont effectuées dans des conditions aseptiques, sur une paillasse, préalablement nettoyée à l'eau de javel et auprès du bec Bunsen allumé.

- Désinfecter superficiellement par un jet d'alcool et flambage rapide ;
- A l'aide d'un couteau spécial stérile ou d'un scalpel stérile, recueillir la chair dans une nacelle stérile.
- Enlever la peau à l'aide d'instruments stériles et prélever le premier centimètre de surface à 4 ou 5 endroits.
- **La pesée :** Elle consiste à réaliser les étapes suivantes :
  - Mettre une quantité de chair à analyser, jusqu'à atteindre les 25 grammes
  - On prélève deux fois 25g :
    - Les premières serviront à l'analyse bactériologique courante.
    - Les secondes serviront à la recherche des *salmonella*.

#### ▪ **Le broyage :**

Le broyage est suffisamment efficace pour permettre l'homogénéisation, et ne doit pas avoir un effet destructif sur la flore présente mais dispersif.

Il consiste à mélanger la quantité de chair avec le diluant dans un sachet stérile à utilisation unique introduit dans le stomacher qui assure le broyage pendant 2 min.

### II- 2-4-2-2 Préparation de la suspension mère et des dilutions décimales :

#### ▪ **La suspension mère :**

Nous portant aseptiquement les 25g de chair à analyser déjà pesés dans 225ml de diluant soit : EPT (*salmonella*), TSE ou eau physiologique stérile (autres germes), et nous procédant à l'homogénéisation. La solution mère ainsi préparée correspond à la dilution  $10^{-1}$  (1/10) et sera incubé à 37°C pendant 20mn pour avoir une meilleure diffusion de la flore microbienne, et une revivification des cellules microbiennes stressées par le froid (GLEDEL, 1990).

#### ▪ **Les dilutions décimales :**

A partir de la suspension mère au  $10^{-1}$ , préparer deux dilutions :  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$  dans l'eau physiologique stérile ou dans le TSE en changeant de pipette entre chaque dilution (LARPENT, 1997).

On réalise la dilution  $10^{-2}$  en prélevant de façon aseptique 1ml de la solution mère qui est mis dans 9 ml d'eau physiologique ou de TSE.

Pour réaliser la dilution  $10^{-3}$ ; 1ml de la dilution  $10^{-2}$  est ajouté dans 9 ml d'eau physiologique) comme indique la figure ci-dessus (figure 33).

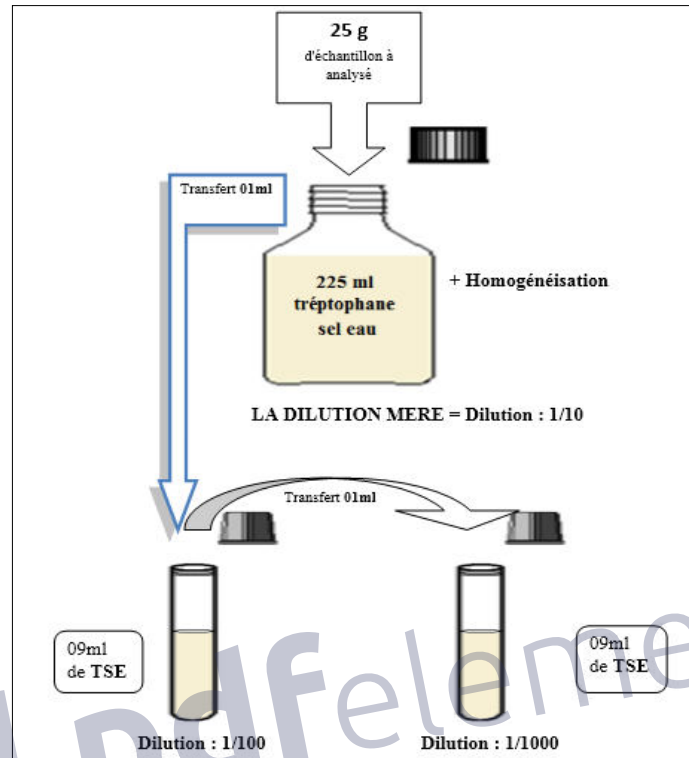


Figure 33 : Préparation de la dilution mère et décimale

L'analyse microbiologique porte sur la recherche et le dénombrement des microorganismes indicateurs de la contamination bactérienne qui sont les coliformes totaux et fécaux, les Streptocoques fécaux et les germes pathogènes (les Salmonelles).

#### A) Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

Elles sont réalisées selon la **norme AFNOR V 45-110 JUIN 1981** (figure 34).

##### ▪ Principe :

La numération des coliformes est réalisée par ensemencement dans un bouillon lactosé bilié au vert brillant.

Le vert brillant inhibe les germes Gram+ et la bile, par son fort pouvoir tensioactif lié à la présence de sels biliaires, inhibe la plupart des germes qui ne sont pas d'origine intestinale

La méthode appliquée est la méthode du nombre le plus probable par lecture sur la table de Mac Grady, en réalisant deux tests consécutifs :

**a) Test de présomption :**

- Prendre 3 séries de 3 tubes contenant 09 ml de bouillon lactosé bilié au vert brillant (VBL) S/C avec cloche ;
- Porter successivement dans chacun des trois tubes de la première série 1ml de la suspension mère au  $10^{-1}$  ;
- Puis dans chacun des trois tubes de la deuxième série 1ml de la dilution  $10^{-2}$ ;
- Et dans chacun des trois tubes de la troisième série 1ml de la dilution  $10^{-3}$ .
- Incubation : Incuber à 37 °C pendant 24 à 48 h. comme l'indique la figure 34.
- Lecture : Sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois : Un dégagement gazeux au moins égale au 1/10ème du volume de la cloche de Durham, et un virage de la couleur. Ces tubes feront l'objet d'un repiquage sur milieu Schubert.

**b) Test de confirmation :**

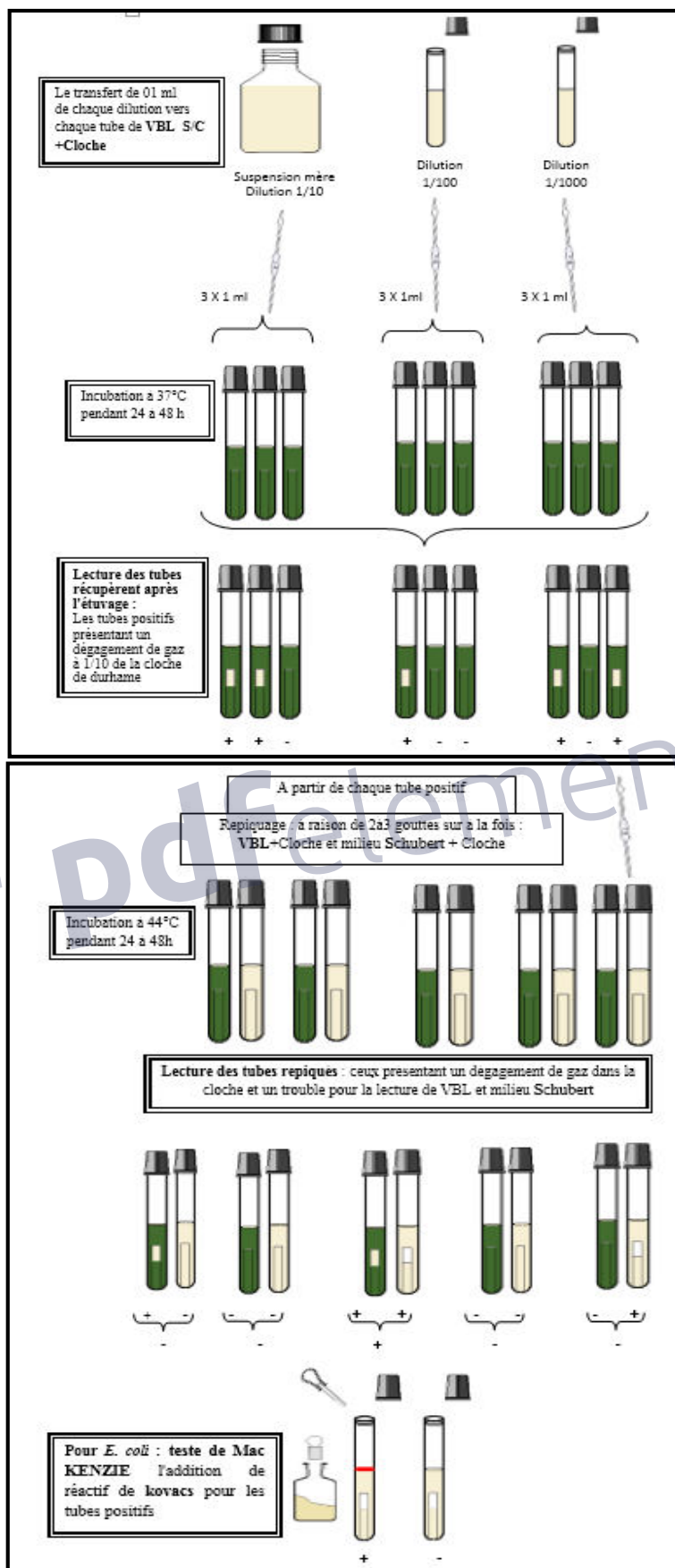
A l'aide d'une pipette pasteur prendre 2 à 3 gouttes des tubes considérés comme positifs au dénombrement des coliformes totaux et repiquer dans des tubes contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham.

- Incubation : l'incubation des tubes se fait à 44°C pendant 24 h.
- Lecture : les tubes présentant à la fois un dégagement de gaz et un trouble microbien sont considérés comme positifs.
- **Test de Mac KENZIE** : Ces tubes contenant *E. coli* lorsqu'il y a formation d'un anneau rouge à la surface après adjonction de quelques gouttes du réactif de Kovacs, indiquant la formation de l'indole à partir du tryptophane à 44 °C. Comme dans la figure 34.

**c) Expression des résultats :**

Pour chaque série de 03 tubes on a un nombre de tubes positifs, ce qui forme un nombre caractéristique qui correspond dans la table de Mac Grady (**Annexe 03**) au nombre le plus probable (NPP) de coliformes fécaux et d'*E. coli* dans 25g de chair.

Le nombre de coliformes par gramme est obtenu en multipliant le NPP par l'inverse du taux de la dilution la plus faible retenue (en tenant compte de la dilution de la suspension mère) (**GUILLET et al , 2002**).



**Figure 34 :** Tests de présomption et de confirmation pour recherche et dénombrement des coliformes totaux.

**B) Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :**

La technique de recherche des Streptocoques fécaux nécessite deux tests consécutifs (**RODIER et al, 2001**)

- Test de présomption (figure 35).
- Test de confirmation (figure 35).

**▪ Principe :**

Ce test effectué par ensemencement d'un milieu Rothe.

Ce milieu contient de l'azide de sodium ( $\text{NaN}_3$ ) qui inhibe la plupart des microorganismes (inhibiteur des phénomènes respiratoires).

Ce milieu est peu favorable à la croissance des Streptocoques fécaux et la plupart des autres bactéries n'y cultivent pas.

Le milieu de ROTHE est cependant moins sélectif que le milieu de Evalitsky, ce qui le fait utiliser d'abord, les germes "adaptés" à l'effet inhibiteur de l'azide étant ensuite à même de s'adapter à la présence d'éthyl violet.

Le milieu d'Evalitsky utilisé est en fait de milieu de Rothe additionné de 0,5 mg d'éthyl violet par litre.

**a) Test de présomption :**

On applique la méthode classique (à 3 fois 3 tubes). Porter aseptiquement :

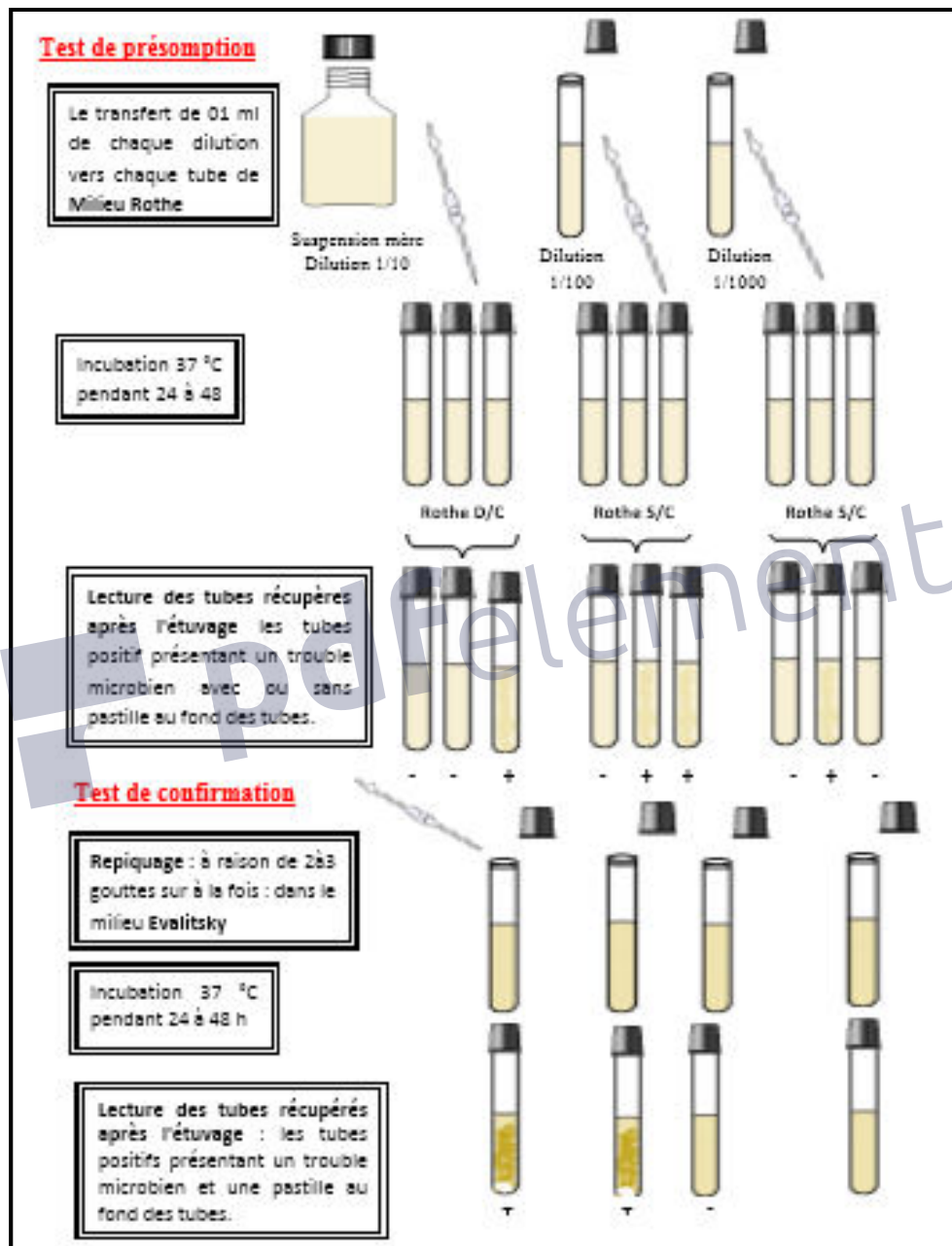
- Trois (03) fois 1 ml de la suspension mère ( $10^{-1}$ ) dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu Rothe D/C.
- 3 fois 1 ml de la dilution  $10^{-2}$  dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu Rothe S/C
- 3 fois 1 ml de la dilution  $10^{-3}$  dans 3 tubes contenant 10 ml de milieu Rothe S/C.
- Bien mélanger le milieu et l'inoculum.
- L'incubation se fait à  $37^\circ\text{C}$  pendant 48 h.
- Lecture : Sont considérés comme positifs les tubes présentant un trouble microbien avec ou sans pastille (blanchâtre) au fond des tubes.

**b) Test de confirmation :**

Les tubes de milieu Rothe trouvés positifs feront l'objet d'un repiquage (2 à 3 gouttes) dans des tubes contenant le milieu Evalitsky.

- Bien mélanger le milieu et l'inoculum.
- Incubation : L'incubation se fait à  $37^\circ\text{C}$  pendant 24 h.

- Lecture : Sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois un trouble microbien et une pastille blanchâtre au fond des tubes.
- Expression des résultats : calculer le nombre des streptocoques fécaux pour 25g de chair à l'aide de la table de NPP (**Annexe 03**) à 3 tubes par série.



**Figure 35** : recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.



**C) Recherche des salmonelles :**

Comme le nombre des salmonelles étant en général faible dans le produit à analyser, il est nécessaire de réaliser un pré-enrichissement dans un milieu non sélectif, avant de procéder à l'enrichissement et à l'isolement (figure 36).

**a) Pré-enrichissement :**

Effectue en incubant la suspension mère pendant 18 à 24 heures à 37°C.

**b) Enrichissement primaire :**

Prélever 10 ml de la culture du pré-enrichissement et l'ensemencer dans un tube contenant 10 ml du milieu SFB D/C et 1 ml dans un tube contenant 10 ml du SFB S/C. On incube à 37°C pendant 24 heures.

**c) Enrichissement Secondaire et Isolement :**

Le bouillon sélénite cystéine (SFB) fera l'objet :

D'une part d'un enrichissement secondaire de 1ml de la culture du premier enrichissement dans SFB D/C sur un bouillon SFB S/C en tube de 10ml.

D'autre part, un premier isolement sur gélose Hektoen (H1) de la culture du premier enrichissement dans SFB S/C à l'aide d'une pipette pasteur.

- Incubation : on incube à 37°C pendant 24 heures.
- Lecture et identification :

Le bouillon sélénite cystéine fera l'objet d'un isolement sur gélose Hektoen (H2).

A partir de la boîte (H1), on prélève les colonies caractéristiques de salmonella qui sont de couleur bleue ou verte avec ou sans centre noir, une identification morphologique (coloration de Gram) et biochimique par ensemencement sur galerie classique constituée des milieux suivants : Kligler (TSI), Manitol Mobilité, Gélose nutritive (GN), Citrate de Simmons, Urée indole, plus les acides aminés : ODC, LDC, ADH, ou sur une galerie Api 20E avec incubation à 37°C pendant 24 h.

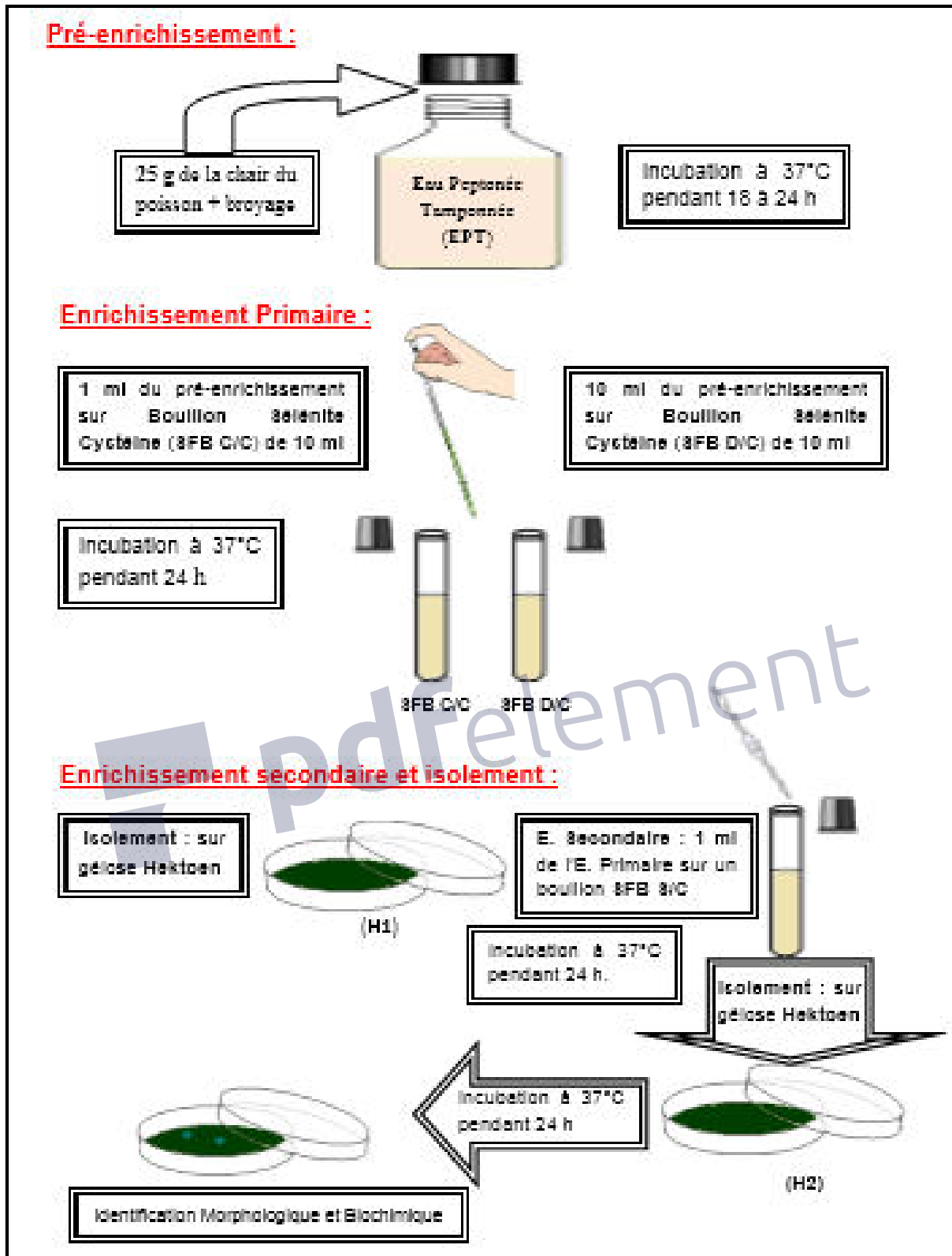


Figure 36 : Recherche des salmonelles.

## II- 2-5- Analyses des métaux lourds :

### II- 2-5-1 Analyses des métaux lourds dans l'eau de mer :

Les éléments à l'état de traces présents dans l'eau de mer peuvent exister à l'état particulaire ou à l'état soluble. Dans le premier cas ces éléments sont associés à des composés minéraux ou organiques dont la séparation est généralement effectuée par filtration sur membrane de 0,45 µm. Le dosage de ces éléments doit être précédé d'une minéralisation. Cependant dans la majorité des cas, il est nécessaire, avant de procéder à la détermination de ces éléments par les méthodes habituelles, d'effectuer une concentration.

#### A- Mode opératoire

##### A-1) La minéralisation

- Acidifier 100 ml de l'échantillon représentatif avec 10 ml de l'eau régale (un mélange d'acide nitrique concentré (1 volume) et d'acide chlorhydrique concentré (3 volumes)) ;
- Ajouter 2 ml d'eau oxygénée à 30 %;
- Évaporer ensuite sur une plaque chauffante et réduire le volume à 10 ml environ.

##### A-2) La concentration

- Ajouter à nouveau 10 ml d'acide nitrique concentré ;
- Un témoin doit être réalisé avec les mêmes quantités d'acides ;
- Évaporer jusqu'à l'apparition de fumées blanches.

##### A-3) La filtration

Séparer l'insoluble par filtration.

#### B) Le dosage

Le dosage des éléments est effectué directement par spectrophotométrie d'absorption atomique avec flamme (SAAF) sur le filtrat obtenu. L'appareil utilisé est de marque SAA240FS/240ZAA-Agilent.

#### C) L'expression des résultats

La quantification des résultats du dosage des métaux lourds dans les échantillons d'eau de mer s'est faite sur la base de l'équation suivante :

$$w(M) = \frac{(P1 - P2)}{v} \cdot f \cdot V$$

w (M) : la concentration de l'élément M en milligramme par litre.

P1 : la concentration de l'élément en milligramme par litre correspondant au résultat de l'absorption de l'échantillon analysé.

P2 : la concentration de l'élément en milligramme par litre correspondant au résultat de l'absorption du blanc.

F : facteur de dilution.

V : le volume en litre de la partie test prise pour l'analyse.

v : prise d'essai en litre.

Les résultats sont exprimés en milligrammes par litre.

## **II- 2-5-2 Analyses des métaux lourds dans les sédiments :**

### **A) Préparation des échantillons :**

L'analyse des éléments métalliques dans les sédiments nécessite une phase de préparation de l'échantillon (séchage, tamisage, etc.).

L'objectif de cette préparation avant l'analyse est d'obtenir un échantillon représentatif dans lequel la concentration en polluant est aussi proche que possible de celle présente dans le sédiment. C'est souvent l'étape la plus longue et celle qui génère le plus de sources d'erreur dans la chaîne analytique.

Ci-après les étapes de cette analyse :

#### **A-1) Lyophilisation :**

La lyophilisation des échantillons de sédiments a été réalisée comme suit :

- Lyophilisation des échantillons dans un lyophilisateur à une température de  $-50^{\circ}\text{C}$  et sous une pression de 0.01 mbar pendant 48 h ;
- Agitation des bouteilles contenant les échantillons pendant environ 2 min. pour l'homogénéisation. Cette étape est suivie d'une attente de quelques minutes avant l'ouverture des bouteilles.

#### **A-2) Le broyage :**

Les échantillons ont été broyés finement avec un mortier en porcelaine. Le mortier a été nettoyé avec soin entre chaque opération de broyage.

#### **A-3) Le tamisage :**

Après un fractionnement de l'échantillon lyophilisé avec un tamiseur, la fraction conservée pour analyse est la partie fine ( $<65\ \mu\text{m}$ ). 0,2 g de chaque échantillon ont été pesés avec précision dans des capsules de téflon.

### **B) L'extraction :**

Elle comprend deux étapes :

**B-1) La digestion**

- A l'échantillon pesé, ajouter avec précaution 10 ml d'eau régale. Laisser pendant 1 h à température ambiante puis ajouter 2 ml d'eau oxygénée ( $H_2O_2$  à 30%), fermer la capsule et la mettre dans l'étuve à une température de  $T=105^{\circ}C$  pendant 24 h.
- Transférer le résidu dans un bécher de 150 ml en le reprenant avec des ml d'eau distillé ;
- Rincer la capsule deux fois avec 5 ml d'acide chlorhydrique concentré, puis deux fois avec environ 5 ml d'eau distillée.
- Ajouter 5 ml d'acide nitrique au mélange, couvrir le bécher avec un verre de montre et porter à douce ébullition pendant une dizaine de minutes, évaporer à sec ensuite. Reprendre le résidu par 20 ml d'acide chlorhydrique 2 N, chauffer jusqu'à ébullition.

**B-2) La filtration**

- Filtrer sur papier filtre ;
- Recueillir le filtrat dans une fiole jaugée de 100 ml ;
- Rincer le bécher et le filtre avec successivement 10 ml de solution d'acide chlorhydrique 2N et deux ou trois fois avec de l'eau distillée ;
- Laisser refroidir la solution, ajuster le volume de la fiole.

**C) Le dosage**

Le dosage des éléments est effectué directement par spectrophotométrie d'absorption atomique avec flamme (SAAF) sur le filtrat obtenu.

L'appareil utilisé est de marque SAA240FS/240ZAA-Agilent.

**II- 2-5-3 Analyses des métaux lourds dans les biotes :****A) Préparation des échantillons :****A-1) Dissection :**

La dissection a été réalisée au moyen d'une trousse de dissection, pour le rouget de vase, le foie, la chair et les branchies ont été récupérés, pour le poulpe, en plus de la chair la glande digestive a été séparée (figure 33).



**Figure 33** : opération de dissection.

### A-2) Lyophilisation :

La lyophilisation a été réalisée au moyen d'un lyophilisateur de type CHRIST ALPHA (figure 34).



Figure 34 : Lyophilisateur CHRIST ALPHA.



Figure 35 : Micro-onde Milestone ETHOS ONE SK 10.

### A-3) Broyage et homogénéisation :

Les échantillons lyophilisés ont été broyés à l'aide d'un broyeur automatique en acier inoxydable jusqu'à l'obtention d'une poudre fine.

L'homogénéisation se fait avant minéralisation par agitation manuelle ou par un agitateur électrique pendant quelques minutes.

### B) Digestion assistée par micro-onde :

La minéralisation se fait moyennant un système de four à micro-onde fermé (type Milestone ETHOS PLUS) (Figure 35).

Le rotor de ce four à micro-ondes contient dix réacteurs dans lesquels des creusets en téflon résistant sont insérés. Grâce à sa puissance non-pulsée, délivrée par deux magnétrons et modulable jusqu'à 1200 W, ce four à micro-onde pourrait atteindre une température de 200 °C et une pression de 80 bars. Une option d'agitation magnétique permet en outre d'homogénéiser le milieu et souvent d'accélérer les réactions.

En triplicata, on pèse environ 0,5 g de chaque espèce, on y ajoute 7 ml d' $\text{HNO}_3$  et 1 ml d' $\text{H}_2\text{O}_2$  dans des flacons en téflon, qui sont placés par la suite dans des réacteurs Milestone (Savio *et al.*, 2014). L'ensemble est placé dans le four à microonde (Figure 35).

Après un cycle de chauffe complet 55 min. Les réacteurs sont alors retirés de la micro-onde avec précaution. Une fois refroidi, le volume de chaque flacon est récupéré dans une fiole jaugée et ajusté à 20 ml avec de l'eau ultra pure, ainsi les échantillons sont prêts pour être analysés.



**C) Analyse par Spectrométrie d'absorption atomique (SAA) :**

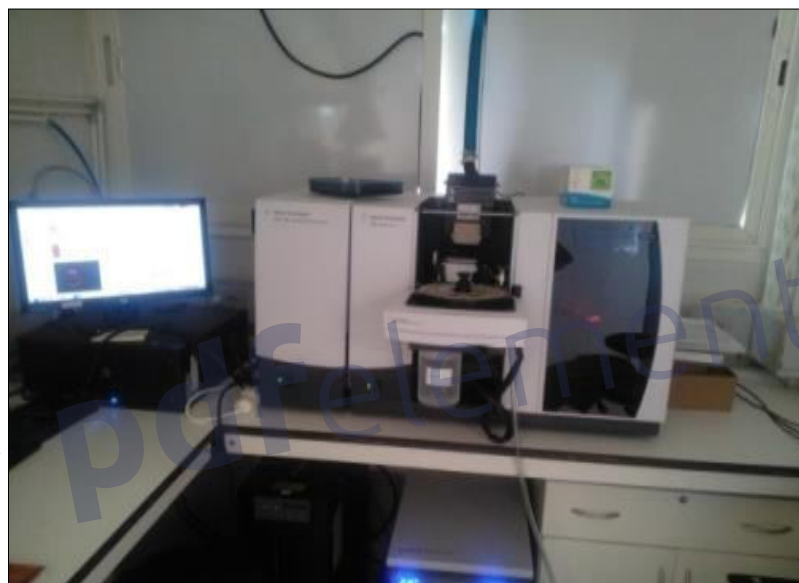
Le dosage des métaux lourds s'est fait par spectrométrie d'absorption atomique à flamme et à four (ci-dessous les références).

**C-1) Méthode :** Absorption Atomique a Flamme.

**C-1-1) Equipement :** Agilent AA 240 Fs spectromètre d'absorption atomique dédié Flamme a correction Deutérium.

**C-2) Méthode :** Absorption Atomique a Four Graphite.

**C-2-1) Equipement :** Agilent AA 240 Z spectromètre d'absorption atomique dédié four graphite, à correction Zeeman transversale pulsée, incluant le four graphite GTA 120.



**Figure 36 :** Spectrométrie d'absorption atomique (SAA)

**D) Expression des résultats :**

La concentration en métal (C) est calculée comme suit :

$$C (\mu\text{g} /\text{g}) = (c-c_0)*V*F_d/m$$

Où :

C : Concentration du métal dans l'échantillon exprimé en mg/kg

c : Concentration du métal dans les solutions d'échantillons.

c<sub>0</sub> : Concentration du métal dans le blanc.

V : Volume de la solution d'échantillon utilisé en mL

m : Masse de l'échantillon minéralisé en g.

F<sub>d</sub> : Facteur de dilution est égale à 1.

## II- 2-6- Analyses des hydrocarbures dans les sédiments :

La Méthode Gravimétrique a été utilisée. Cette analyse résulte de l'adaptation des trois méthodes suivantes :

- La méthode MA. 400 – HGT 1.1 du Centre D'expertise En Analyse Environnementale Du Québec, intitulée « Détermination des huiles et des graisses totales : méthode gravimétrique » ;
- La méthode MA. 400 – HAP 1.1 du Centre D'expertise En Analyse Environnementale Du Québec, intitulée « Détermination des hydrocarbures aromatiques polycycliques : dosage par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse » ;
- La méthode 1664 de l'EPA intitulé « N-Hexane Extractable Material (HEM) and Silica Gel Treated N-Hexane Extractable Material (SGT-HEM) by Extraction and Gravimetry Oil and Grease and Total Petroleum Hydrocarbons ».

La détermination de la concentration des hydrocarbures totaux s'effectue principalement en deux étapes :

- dans une première étape, les hydrocarbures totaux contenus dans l'échantillon, sont extraits à l'aide de l'hexane ou du dichlorométhane ;
- dans la seconde étape, l'extrait de l'échantillon est évaporé à sec et pesé pour déterminer ainsi la concentration des hydrocarbures pétroliers totaux par gravimétrie.

### II- 2-6- 1 Préparation du matériel :

#### A) Préparation des ballons à fond plats

- Sécher les ballons à fond plat décontaminés dans un four maintenu à environ 110 °C pour un minimum d'une heure.
- Les retirer du four et les transférer dans un dessiccateur pour une nuit.
- Peser chacun des ballons à fond plat en prenant soin de les manipuler avec des gants de tissu.
- Après la pesée, boucher ces ballons.
- Toute la verrerie doit être au préalable lavée à l'eau chaude, rincée au solvant d'extraction et séchée à environ 110 °C.

#### B) Préparation de la colonne de purification :

- Placer une petite quantité de laine de verre à la base d'une colonne de purification d'environ 40 cm de hauteur et 1 cm de diamètre.
- Ajouter environ 20 ml d'hexane dans la colonne de purification.

- Peser 10 g du gel de silice/oxyde d'aluminium (rapport 1/1) dans un bécher, ajouter un petit volume d'hexane pour mouiller et couler dans la colonne, bien tasser et rincer le bécher jusqu'à ce que tout le mélange soit entraîné.
- Ajouter l'équivalent de 1 cm  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  dans la colonne, laisser écouler l'hexane tout en évitant que le  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  ne vienne à sec.

## II- 2-6- 2 Le dosage :

Après lyophilisation et broyage, l'échantillon suit trois étapes avant le dosage des hydrocarbures totaux :

### A) Etape d'extraction :

Les Hydrocarbures Totaux contenus dans l'échantillon sont d'abord extraits à l'aide de l'hexane.

- Une prise de 25 g de l'échantillon homogénéisé est prélevée dans une bouteille en verre de 250 ml.
- Une pincée de 5g de  $\text{MgSO}_4$  anhydre est ajoutée, l'échantillon est trituré et 50 ml d'hexane sont ensuite ajoutés.
- La bouteille contenant l'échantillon de l'hexane est mis au bain à ultrasons pendant 10 minutes, puis brassée au moins 10 minutes par un agitateur à culbutage et laissée reposer.



Figure 37 : Représentation schématique de l'étape d'extraction.

## B) Etape de purification

- Le surnageant est transféré sur une colonnette de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> anhydre/gel de silice pour le recueillir dans un ballon en verre à fond plat de 250 ml préalablement préparé.
- La colonnette de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> doit être rincée avec de l'hexane 2 à 3 fois.
- Refaire une deuxième extraction sur l'échantillon de la première extraction avec une autre portion de 50 ml d'hexane, en répétant les étapes du bain à ultrasons et le transfert du surnageant.

## C) Etape d'évaporation

- Évaporer à sec le solvant contenu dans l'extrait au moyen de l'évaporateur rotatif tout en maintenant la température du bain d'eau de façon à obtenir une évaporation de l'hexane en moins de 30 minutes. (la température d'ébullition de l'hexane est de 69 °C).
- Essuyer la surface externe du ballon.
- L'extrait de l'échantillon est ensuite évaporé à sec à l'aide d'un Rota vapeur (40 rpm 45°C sous vide).
- La surface externe du ballon est essuyée, ensuite les ballons sont mis au dessiccateur et pesés jusqu'à la stabilité de leur poids (pendant une nuit).
- Le temps d'attente entre deux pesées varie entre 30 et 60 minutes pour déterminer la concentration des Hydrocarbures Totaux par gravimétrie.

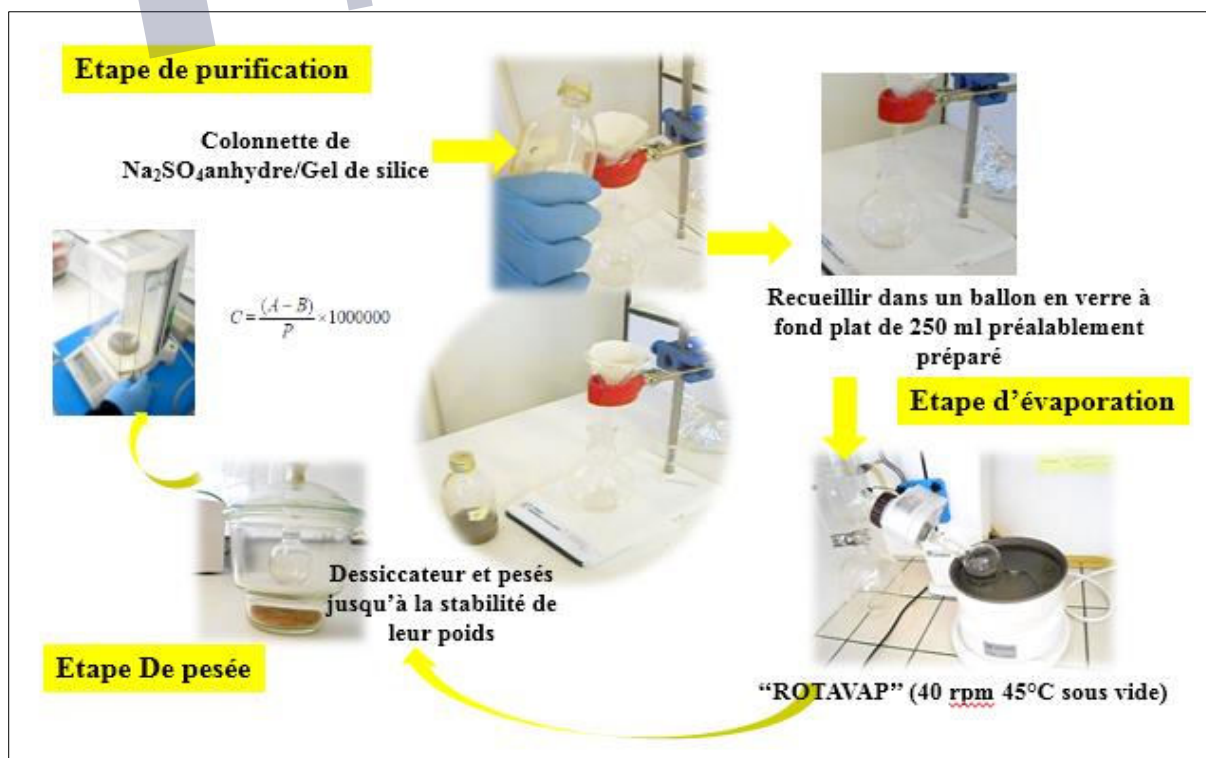


Figure 38 : Représentation schématique des étapes de purification et d'évaporation.

## II- 2-7- Détermination de la Matière Organique dans les sédiments

Cette analyse est réalisée selon la méthode MA. 1010 – PAF 1.0 du Centre D'expertise En Analyse Environnementale Du Québec, qui permet la détermination de la matière organique par incinération (perte au feu ou perte par calcination).

### II- 2-7-1 Mode opératoire :

- Pesée des échantillons de sédiment lyophilisé dans des creusets avec une balance de précision d'affichage, on obtient alors le poids (P1).
- Mettre les échantillons pesés au four à moufle à 375°C pendant 16 heures (figure 39).
- On effectue une deuxième pesée (P2) qui est le poids du sédiment calciné.
- La différence du poids entre P1 et P2 représente le poids de la matière organique contenu dans le sédiment.

$$\text{M.O (g)} = \text{P1-P2}$$

Ce taux est exprimé par la formule suivante :

$$\% \text{MO} = ((\text{P1-P2})/\text{P1}) * 100$$

Il faut éviter les températures plus élevées, car les carbonates présents dans le sédiment se fractionnent, augmentant la teneur en matière organique. Le préséchage des échantillons à 150°C réduit la variabilité du test en éliminant l'eau emprisonnée dans les feuillets de sédiment.



Figure 39 : Four à moufle



## II- 2-8- Analyse des Résidus de Pesticides dans les Sédiments

Parallèlement à leurs effets bénéfiques dans la défense des cultures et la protection des récoltes, les pesticides ont des effets néfastes et nuisibles sur la santé humaine et l'environnement, rapidement établis avec des preuves certaines par les scientifiques.

En effet, outre leur toxicité intrinsèque, la plupart de ces pesticides sont persistants et s'accumulent dans l'environnement et chez l'Homme à travers la chaîne alimentaire, provoquant ainsi des pathologies diverses et autres désordres physiologiques. Ceci a conduit à des réglementations plus ou moins dures visant la restriction de leur utilisation ou leur interdiction totale.

### II- 2-8-1 Méthode d'analyse :

La méthode d'extraction des résidus de pesticides que nous avons utilisés est la méthode COFRAC, issue du Manual of Pesticides Residue Analysis.

### II- 2-8-2 Principe :

Les pesticides sont extraits des échantillons par l'acétone. Les extraits sont filtrés après dilution dans l'eau, les composés sont extraits par le dichlorométhane. La phase organique est séchée puis évaporée à l'évaporateur rotatif.

Les résidus sont repris par un mélange d'acétone et d'hexane. Ensuite les substances interférentes sont séparées sur des colonnes de silice à usage unique. Les composés sont identifiés par chromatographie en phase gazeuse.

#### A) Mode opératoire (figure 40) :

- Peser 50 g d'échantillon.
- Ajouter 100 ml d'acétone et agiter.
- Décanté sur un filtre sans entraîner la partie solide.
- Récupérer le filtrat et le transférer dans une ampoule à décanter y ajouter 300 ml d'eau et du NaCl et extraire avec 70 ml de  $\text{CH}_2\text{Cl}_2$  et faire une extraction liquide- liquide.
- Récupérer la phase organique, puis extraire la phase aqueuse à nouveau avec du  $\text{CH}_2\text{Cl}_2$  puis recueillir la phase organique dans le même ballon.
- Evaporer la phase organique à l'évaporateur rotatif sans aller à sec.
- Reprendre par la solution de reprise (SR) et ajouter le volume à 5mL. C'est l'extractum prêt à être injecté et lu sur GC.

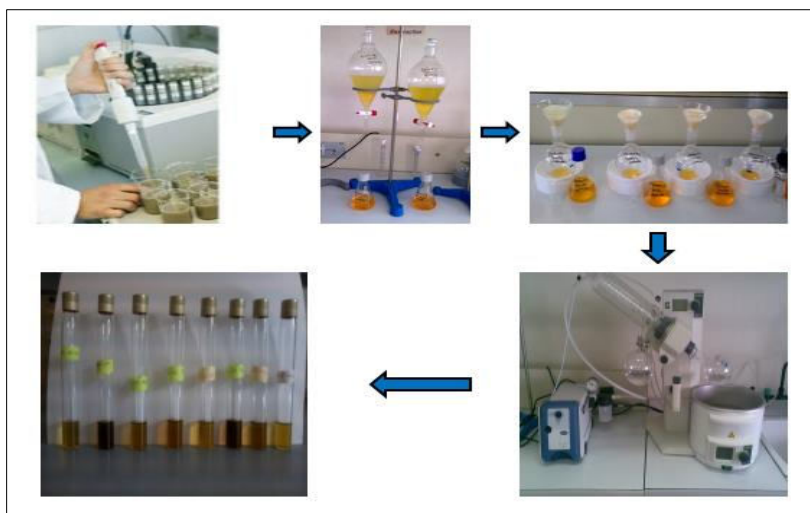


Figure 40 : Représentation schématique des étapes d'analyse des pesticides.

### B) Conditions de l'analyse par Chromatographie en phase gazeuse

Les échantillons de pesticides étudiés ont été analysés selon les conditions chromatographiques décrites comme suit :

Le volume injecté est de 1 $\mu$ l en mode Splitless à une température de 240°C. La Colonne est de type HP 5 (5% diphényle et 95% diméthyle polysiloxane) de 30m de longueur, un diamètre externe de 0,25mm et un diamètre interne de 0,25 $\mu$ m, le gaz vecteur est l'Hélium à un débit de 0,8 ml/min. Le programme thermique commence par une température initiale de 100°C pendant 1min, puis elle augmente de 8°C/min jusqu'à atteindre 220°C pendant 4min, puis elle augmente de 1°C/min jusqu'à atteindre 230°C pendant 4,5 min, puis elle augmente de 4°C/min jusqu'à atteindre 260°C et elle est maintenue à 280°C pendant 3min. Le détecteur est un détecteur de masse avec une température de la source de 230°C et une température de ligne de transfert de 230°C et un potentiel d'ionisation de 70 eV. Le temps total d'analyse est de 45 minutes.



Figure 41 : Chromatographie en phase gazeuse couplée à MS

## II-2-9- Etude des peuplements phytoplanctoniques :

Le traitement des échantillons s'est effectué suivant le protocole basé sur la méthode d'Utermohl qui consiste à mettre en sédimentation un volume défini (50 à 100 ml) d'eau de mer dans une cuve de sédimentation pendant une durée allant de 24 à 48h.

Le culot est récupéré dans une lame de comptage, l'observation se fait sous microscope inversé, cette étape consiste à identifier et à dénombrer les espèces phytoplanctoniques.

Les résultats d'observations et de comptage des espèces phytoplanctoniques ont été récapitulés par station et par date de prélèvement dans un registre de paillasse.

### II-2-9-1- Etapes de traitement des échantillons :

#### A- Sédimentation :



Figure 42 : Préparation de l'échantillon pour la sédimentation.

#### B- Observation et schématisation :

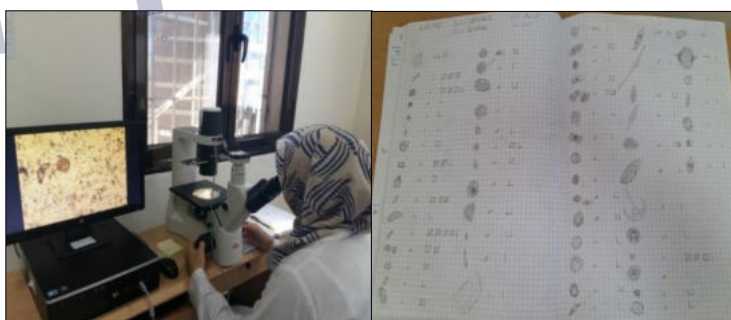


Figure 43 : Observation, schématisation, prise de photos

#### C- Identification des espèces :



Figure 44 : Identification des espèces à l'aide des clés d'identification.

### III- Résultats et discussions

#### III-1 les descripteurs hydrobiologiques :

Une analyse paramétrique de l'ensemble des descripteurs mesurés ou analysés a été effectuée pour situer les intervalles de leurs variations et faire ressortir les anomalies existantes.

Ainsi, des cartes de distributions horizontales des paramètres physicochimiques, des sels nutritifs, de la chlorophylle *a* et de la matière en suspension pour les eaux de surface de la baie de Bousmail ont été établies pour mieux cerner les variations spatiales et les différents phénomènes hydrologiques qui se déroulent dans cette couche d'eau.

#### III-1-1 Variations et distributions horizontales des paramètres *in situ* :

Les données des mesures *in situ* sont résumées ci-dessous, sous forme de valeurs moyennes et extrêmes.

**Tableau 8 :** les valeurs moyennes et extrêmes des paramètres *in situ* dans la baie de Bousmail.

	T (°C)	S (psu)	OD (mg/l)	OD (%)	pH	SECCHI (m)	TDS	Cd (ms/cm)
<b>Moy.</b>	22,94	36,03	4,75	65,19	8,03	14,50	27,24	54,31
<b>Ecart.</b>	2,31	0,43	1,08	14,94	0,12	3,00	0,28	0,56
<b>Min.</b>	16,33	34,36	1,53	22,30	6,83	7,00	26,10	50,88
<b>Max.</b>	26,90	37,30	9,31	120,80	8,55	22,00	28,06	56,01

#### III-1-1-1 La température

Les valeurs thermiques au niveau de la baie de Bousmail reflètent une situation typiquement de la période post estivale. L'écart thermique est compris entre 16,33°C au niveau de la station R10L3 à 70 m de profondeur, et 26,9°C au niveau de la station R2C en surface, avec une moyenne de 22,49°C et un écart type de 2,31.

La couche superficielle, directement soumise à l'influence des conditions météorologiques, acquise les plus fortes valeurs avec une moyenne de 24,72°C et un écart type de 0,254.

Son maximum est de 26,9°C au niveau de la station R2C située en face la station de dessalement implantée dans la région de Fouka marine.

Les températures de la couche profonde, plus faibles, de moyenne de 20,05°C et un écart type de 0,92. Elles varient entre 16,33°C au niveau de la station R10L3 à 70 m de profondeur et de 23,7°C au niveau de la station R2M2 à 25 m de profondeur.

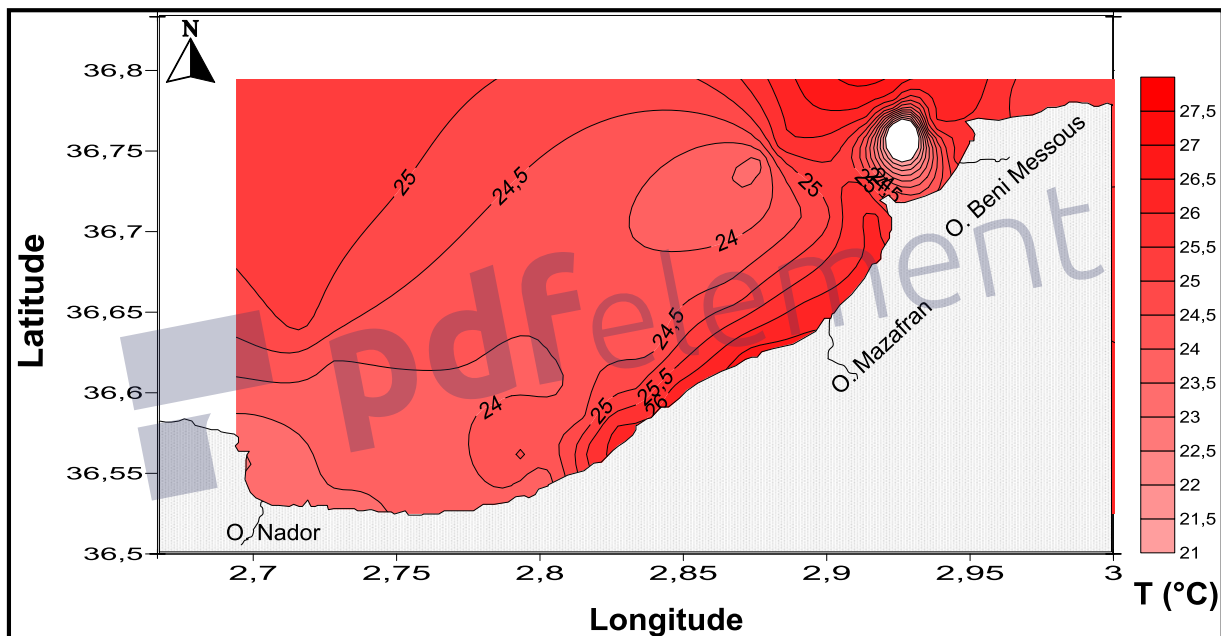
Entre ces deux couches apparaissent des eaux issues probablement de leurs mélanges, avec des températures intermédiaires.

En ce qui concerne la distribution de la température de surface, on remarque qu'il y a deux zones de variation distinctes (figure 45) :

La couleur rouge foncé qui représente les températures les plus élevées de 24,5 à 27,0°C et qui occupe les zones côtières de la ville de Bousmail jusqu'à la limite Est de la baie. Elle s'étend aussi vers le large au niveau de la petite baie d'El Djamilia. Cette tache représente un front d'eau relativement chaude avec un maximum au niveau de la station R2C en face la station de dessalement.

Une deuxième tache de couleur rouge vif définie par le minimum de température <24,5°C et qui occupe la partie Ouest de la baie de la côte jusqu'au large.

Elle est le résultat du mélange des masses d'eaux chaude et froide (large), elle montre aussi l'influence des eaux continentales.



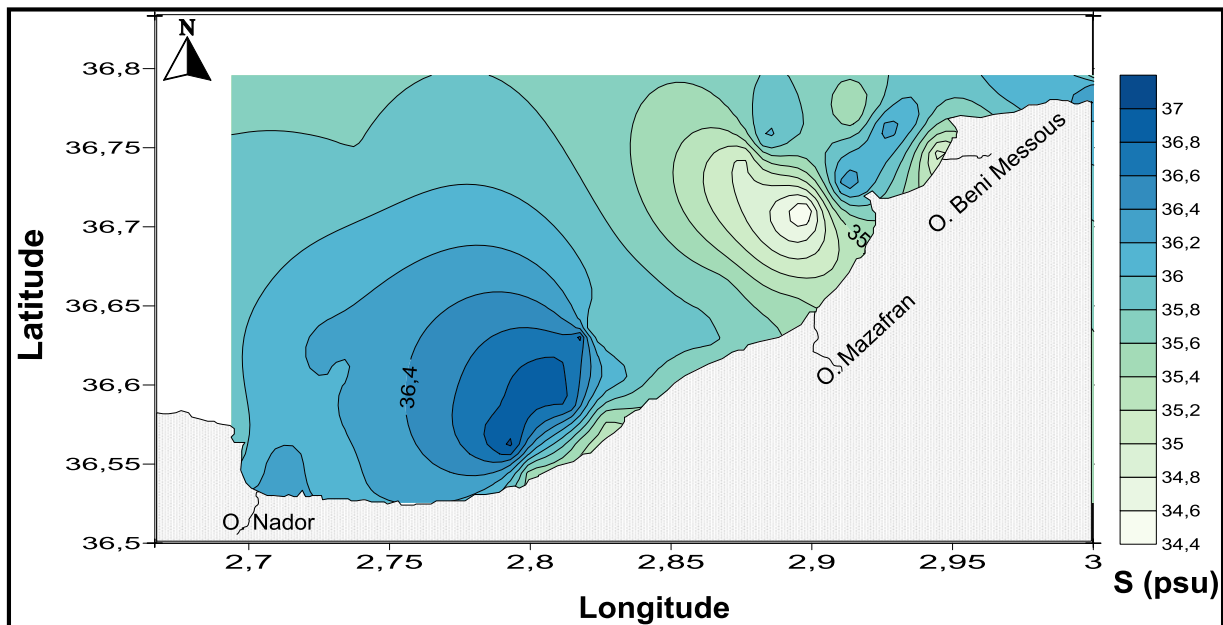
**Figure 45** : Carte de distribution horizontale de température en surface de la baie de Bousmail.

### III-1-1-2 La salinité

La salinité au niveau de la baie de Bousmail varie dans une étroite gamme entre 34,36 psu enregistrée au niveau de la station R12M2 en surface située en face Oued Beni Messous et 37,3 psu enregistrée au niveau de la station R7L3 à 70 m de profondeur, avec une moyenne de 36,03 psu, et un écartype de 0,43.

Concernant la distribution de la salinité (Fig.46), d'une manière générale, la configuration des isohalins permet de constater l'influence des eaux continentales aux alentours de l'oued Mazafran, avec l'apparition d'un panache caractérisé par de faibles salinités (<35.5psu).

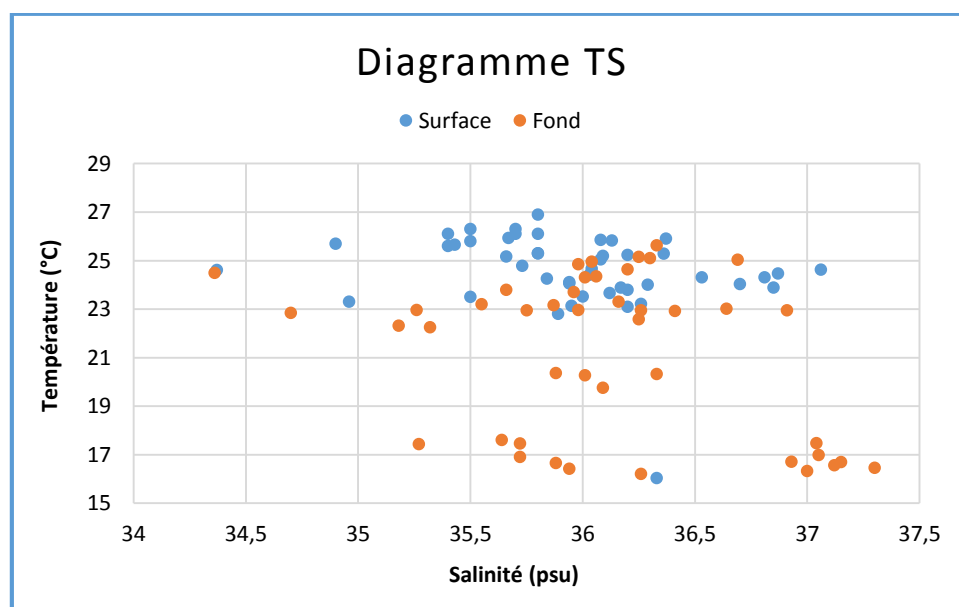
Ce panache d'eau moins salée s'étend plus vers la partie Est de la baie. Le reste des eaux de surface de la baie sont occupées par une masse d'eau, dont les caractéristiques reflètent celles de l'eau atlantique modifiée (MAW).



**Figure 46 :** Carte de distribution horizontale de salinité en surface de la baie de Bousmail.

#### *Le digramme T-S :*

Les caractéristiques thermiques et halins des eaux de surface et profondes de la baie de Bousmail, nous a permis de tracer le digramme T-S pour caractériser les différentes masses d'eaux qui circulent dans la couche allant de surface jusqu'au 70m de profondeur (figure 47).



**Figure 47 :** Diagramme température-salinité dans les eaux de la baie de Bousmail.



Le diagramme température – salinité (figure 47) montre une relation plus au moins homogène. Dans ce diagramme on peut distinguer deux principaux groupes de points distincts : Le premier est formé de celles de surface et de quelques points du fond. Ce nuage de point occupe toute la gamme des températures supérieures à 21°C.

Le deuxième nuage de points est formé uniquement des stations de fond, dont les températures sont inférieures à 21°C.

Les salinités des deux nuages de points sont homogènes, elles varient entre 34 et 37.5 psu.

En effet, l'eau atlantique modifiée (MAW) est la masse d'eau qui occupe les eaux de la couche de surface entre 0 et 70 m de profondeur dans la baie de Bousmail, cette masse d'eau est plus au moins adoucie en quelques points de la côte.

### III-1-1-3 Le pH

Le pH au niveau de la baie de Bousmail varie largement autour d'une moyenne de 8,03, avec un maximum de 8,55 au niveau de R3C en surface et un minimum de 6,83 au niveau de la station à 70 m de profondeur. Ainsi, on n'a pas observé de grande différence entre les valeurs de surface et celles du fond. Les deux minimums de pH en surface et en profondeur se localisent dans la station R15L3 située l'extrême ouest de la baie. Il faut signaler que les valeurs de pH dans l'ensemble du bassin sont inférieures à celui de l'eau de mer.

En effet, la carte de distribution de pH en surface (figure 48) montre l'apparition d'une zone intermédiaire entre les eaux côtières et celles de large caractérisée par des pH faibles.

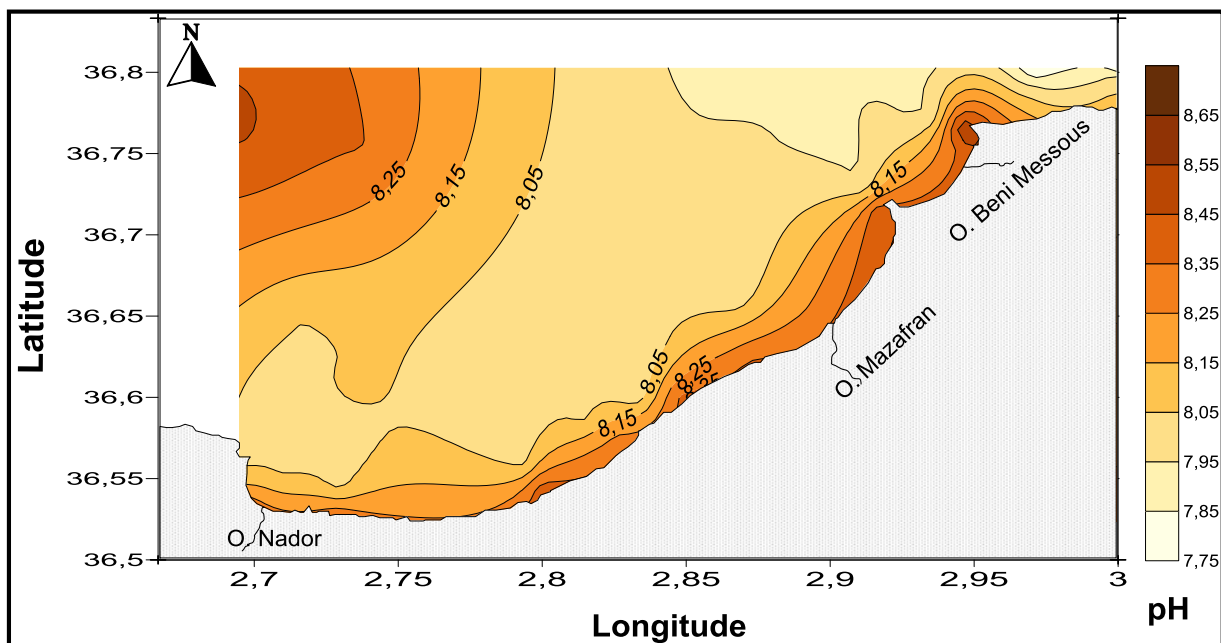


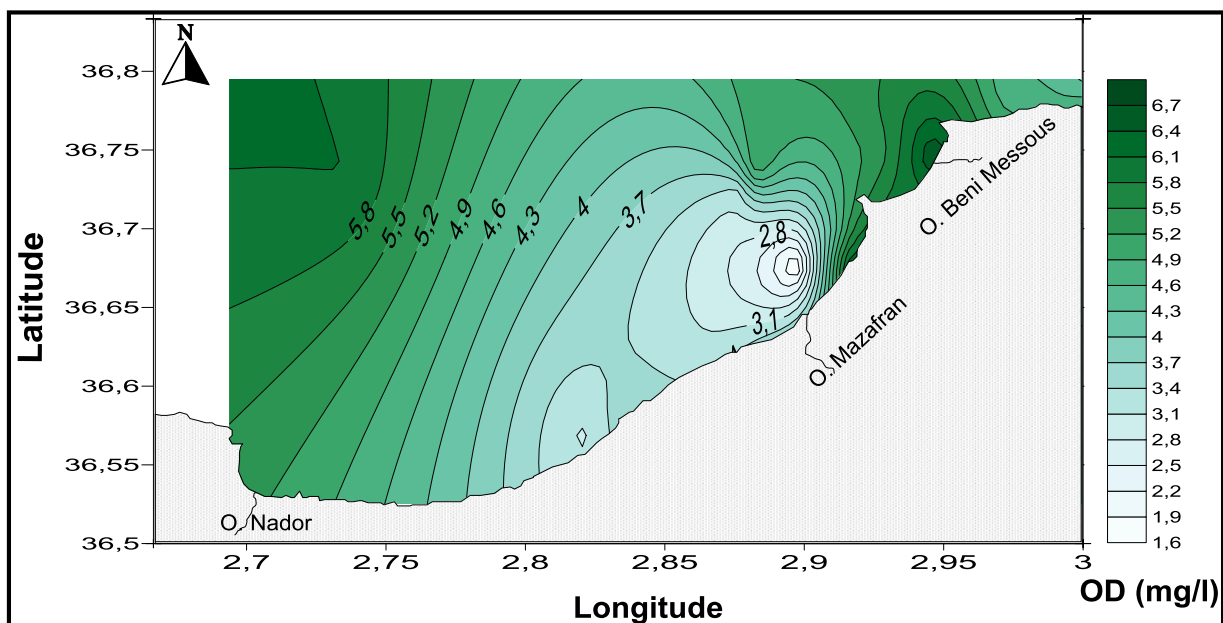
Figure 48 : carte de distribution horizontale de potentiel d'hydrogène en surface de la baie de Bousmail.

### III-1-1-4 L'oxygène dissous

Concernant l'oxygène dissous au niveau de la baie, les résultats révèlent des fluctuations assez importantes. Ses valeurs varient de 1,53 à 9,31 mg/l, avec une moyenne de 4,75 mg/l. Ces variations sont dues à la variabilité des facteurs intervenants (photosynthèse, échange air-mer, mélange des masses d'eaux). En surface, les concentrations sont très homogènes, avec un maximum de 6,74 mg/l au niveau de la station R13C près de Ras Acrata et un minimum de 5,39 mg/l au niveau de la station R1C située en face oued Mazafran.

Les eaux de fond non directement soumises aux échanges avec l'atmosphère, semblent légèrement plus oxygénées que celles de la surface avec une moyenne de 5,45 mg/l et un maximum de 9,31 mg/l au niveau de la station R12L3 à 70 m de profondeur au large de la baie d'El Djamila et un minimum de 1,53 mg/l au niveau de la station R1M1 à 25 m de profondeur. Cette forte oxygénation des eaux profondes par rapport aux eaux de surface peut s'expliquer d'une part par la dynamique des eaux (turbulence) et d'autre part par l'installation des différentes formes d'algues et d'herbiers.

La distribution horizontale de l'oxygène dissous en surface de la baie de Bousmail (figure 49) montre que les faibles valeurs se localisent aux alentours de l'embouchure de l'oued Mazafran. Ces faibles valeurs peuvent être expliquées par la charge polluante (particulièrement organique) arrivée par le biais de ce oued dans cette partie de la baie et dont sa dégradation consomme de l'oxygène. Ainsi, ces valeurs s'étendent pour occuper la presque totalité des eaux de surface de la partie Est de la baie le long d'un gradient cote - large. Tandis que les fortes valeurs se localisent principalement dans la baie d'El Djamila et au large de la partie Ouest de la baie.



**Figure 49** : carte de distribution horizontale de l'oxygène dissous en surface de la baie de Bousmail.

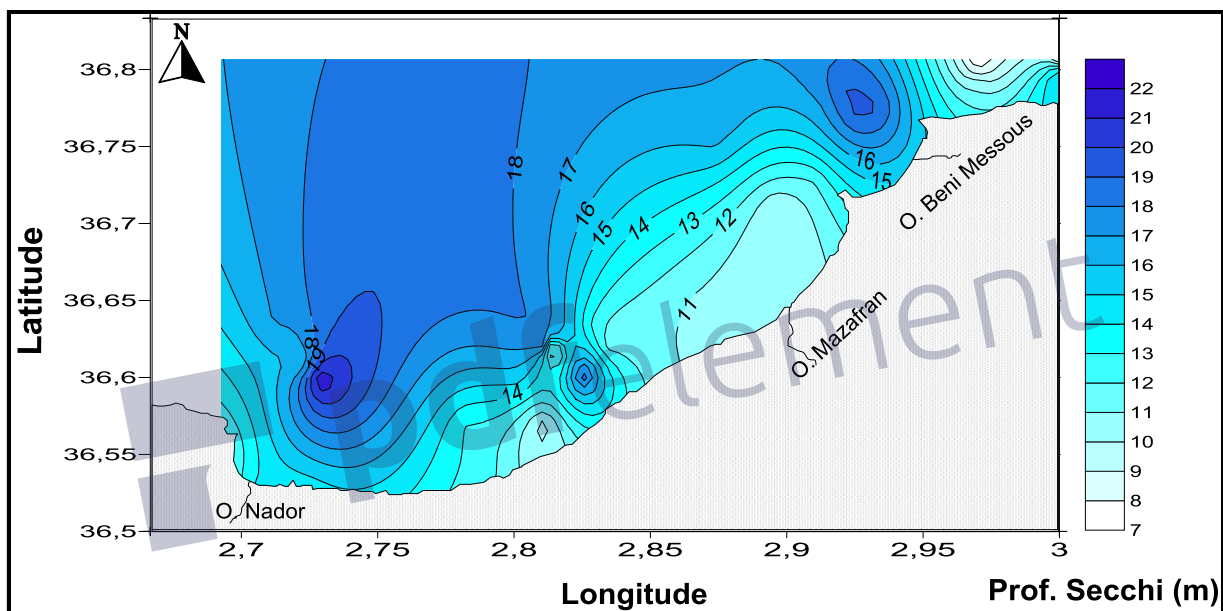
### III-1-1-5 La transparence de l'eau :

La mesure de la profondeur de Secchi, nous a permis d'avoir une idée sur la transparence des eaux de la baie de Bousmail.

En général, elle varie entre un minimum de 7m révélé au niveau de la station R14L située au large de la région de Ras Acrata et un maximum de 22m mesuré au large dans la station R8L, avec une moyenne de 14.5m et un écartype de l'ordre de 3.

En effet, la carte de distribution de la profondeur de Secchi (figure 50) a mis en évidence l'importance de la transparence des eaux de large par rapport à celles de la côte.

Cette stratification cote – large est gérée en plus de la distance par rapport au trait de côte, par la configuration et la nature de fond (sédiment ou rocher).



**Figure 50** : carte de distribution horizontale de la profondeur de Secchi dans la baie de Bousmail.

### III-1-2 Variations et distributions des sels nutritifs, de la chlorophylle *a* et des MES :

Les données des analyses des sels nutritifs, des matières en suspension et de la chlorophylle *a* dans la baie de Bousmail sont résumées ci-dessous, sous forme de valeurs moyennes et extrêmes.

**Tableau 9** : les valeurs moyennes et extrêmes de MES, de la chlorophylle *a* et des sels analysés dans la baie de Bousmail.

	MES (mg/l)	Chl <i>a</i> (µg/l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	PO <sub>4</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l)
<b>Moy.</b>	102,5	1,61	0,01	1,85	0,42	70,08
<b>Ecart.</b>	48,5	1,36	0,01	2,68	0,14	23,45
<b>Min.</b>	54	0,05	0,001	0,00	0,05	4,72
<b>Max.</b>	151	9,83	0,05	15,28	2,14	133,54

### III-1-2-1 Les sels nutritifs :

La distribution et le comportement des sels nutritifs dans le milieu marin dépendent des facteurs et processus physiques, chimiques et biologiques.

La distribution des teneurs se trouve influencée par d'autres paramètres tels que la proximité des côtes, la profondeur, les blooms phytoplanctoniques. (Jacques et Tréguer, 1986).

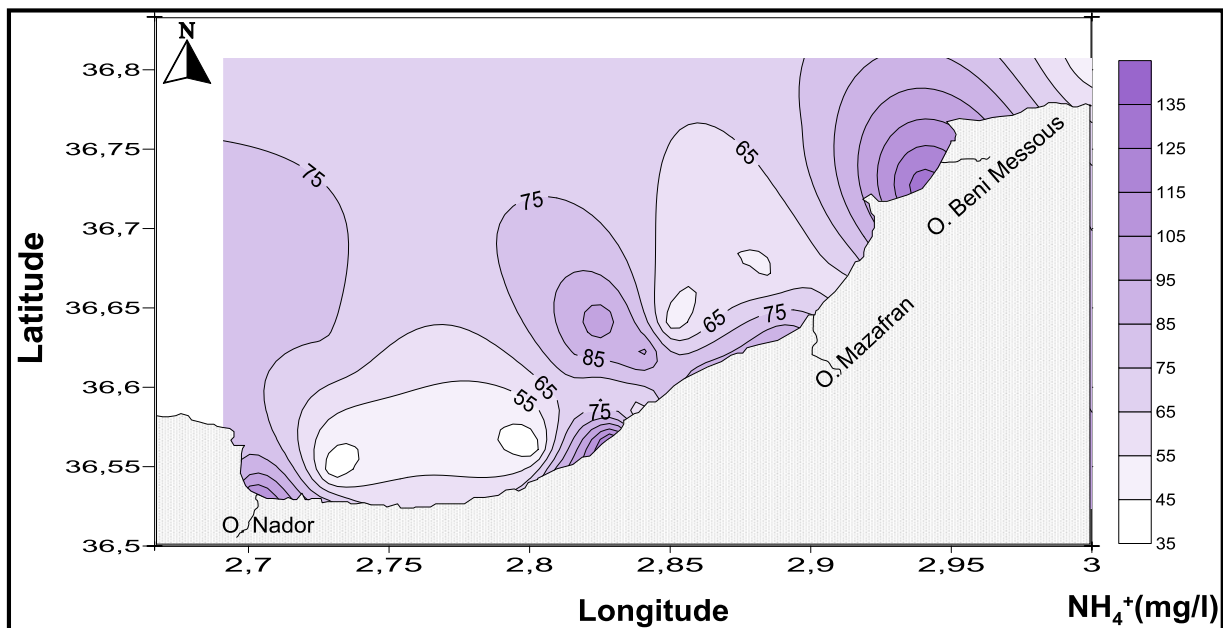
#### a) L'Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) :

Dans la couche superficielle, les concentrations en ammonium varient entre 20 mg/l et 133.54 mg/l pour la quasi-totalité des échantillons

Au large, les concentrations en ammonium varient entre 31mg/l et 121 mg/l dans la majorité des stations à l'exception de la station R12L2 pour lequel la concentration en ammonium est légèrement inférieure à 5mg/l et des stations R3L3 et R4L3 qui présentent des concentrations inférieures à la limite de détection.

Il apparait que les échantillons d'eau de mer au niveau de la baie de Bousmail durant la période de la campagne sont riches en ammonium quel que soit la station et le niveau de prélèvement (côte, médiane, large).

La carte de distribution de l'ammonium dans les eaux de surface de la baie de Bousmail (figure 51) montre que les fortes valeurs se localisent principalement en face les embouchures des trois oueds, Mazafran, Beni Messous et Nador à des degrés différentes. Ainsi, un panache d'eau caractérisé par de fortes valeurs se localise aux alentours de la ville de Bousmail. Le reste de la baie présente aussi des valeurs plus au moins élevées.



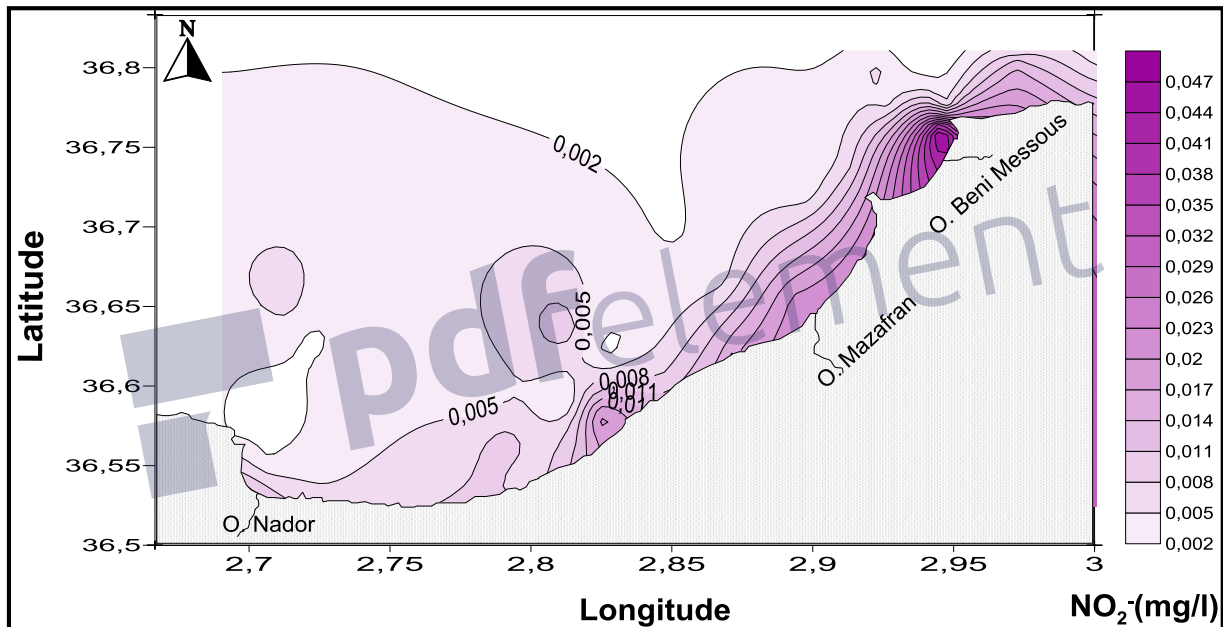
**Figure 51** : carte de distribution horizontale de l'ammonium en surface de la baie de Bousmail.

### b) Les Nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) :

L'azote nitreux dans la baie varie entre un minimum de 0.001 mg/l et un maximum de 0,05 mg/l avec une moyenne de 0.01mg/l.

La distribution des nitrites en surface (figure 52) suit un gradient décroissant côte-large, avec des concentrations qui se diminuent en allant vers le large. Ainsi, la petite baie d'El Djamilia apparait comme une zone de concentrations en nitrites. Cette accumulation résulte probablement de l'oxydation de l'ammonium lors de la régénération biologique et /ou de l'importance de la charge en matière organique de ces eaux.

L'importance de l'activité biologique dans cet endroit peut aussi expliquer en partie cette accumulation. Une grande similarité de la distribution des nitrites avec celle de l'ammonium est nettement recensée.



**Figure 52** : Carte de distribution horizontale des nitrites en surface de la baie de Bousmail.

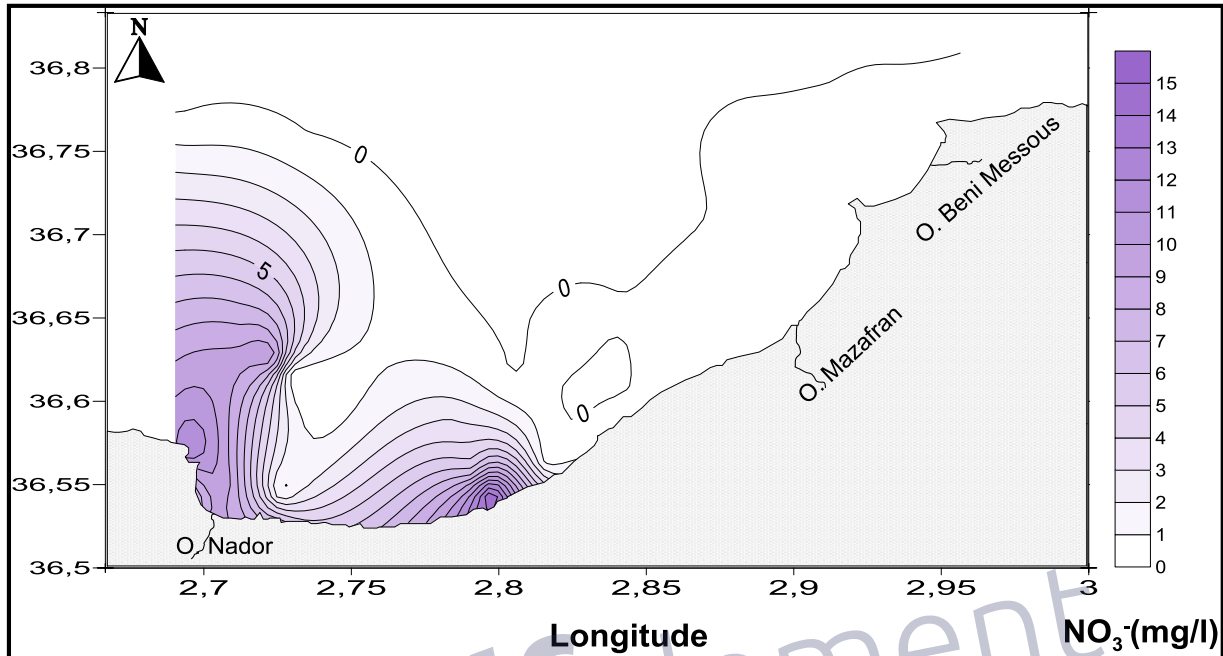
### c) Les Nitrates (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)

En dépit de la période d'échantillonnage (Septembre), les concentrations en nitrates dans la baie de Bousmail laissent apparaître de fortes potentialités nutritives.

Les valeurs relevées varient considérablement entre 0,00 mg/l et 15,28 mg/l avec une moyenne de 1.85 mg/l et un écart type très important de l'ordre de 2,68.

En surface, les valeurs de nitrates sont faibles par rapport au fond avec une moyenne de 2,79 mg/l, à l'exception de des stations côtières et médianes des radiales 7, 8 et 9 qui présentent des concentrations importantes. Ceci peut être expliqué par la forte charge en engrais azotés en provenance des terres agricoles exploitées aux alentours de cette région.

La carte de distribution des nitrates en surface de la baie de Bousmail (figure 53) montre bien que la partie Ouest de la baie est la plus riche en nitrates. La partie Est de cette baie paraît exempte en nitrates. L'absence des sources de nitrates dans cette partie et la période d'échantillonnage peuvent expliquer en partie cette situation.



**Figure 53 :** Carte de distribution horizontale des nitrates en surface de la baie de Bousmail.

#### d) Les orthophosphates :

En surface, les concentrations en phosphates varient entre 0,14 mg/l et 2,14 mg/l avec la majorité des concentrations qui varient entre 0,14 mg/l et 0,52 mg/l.

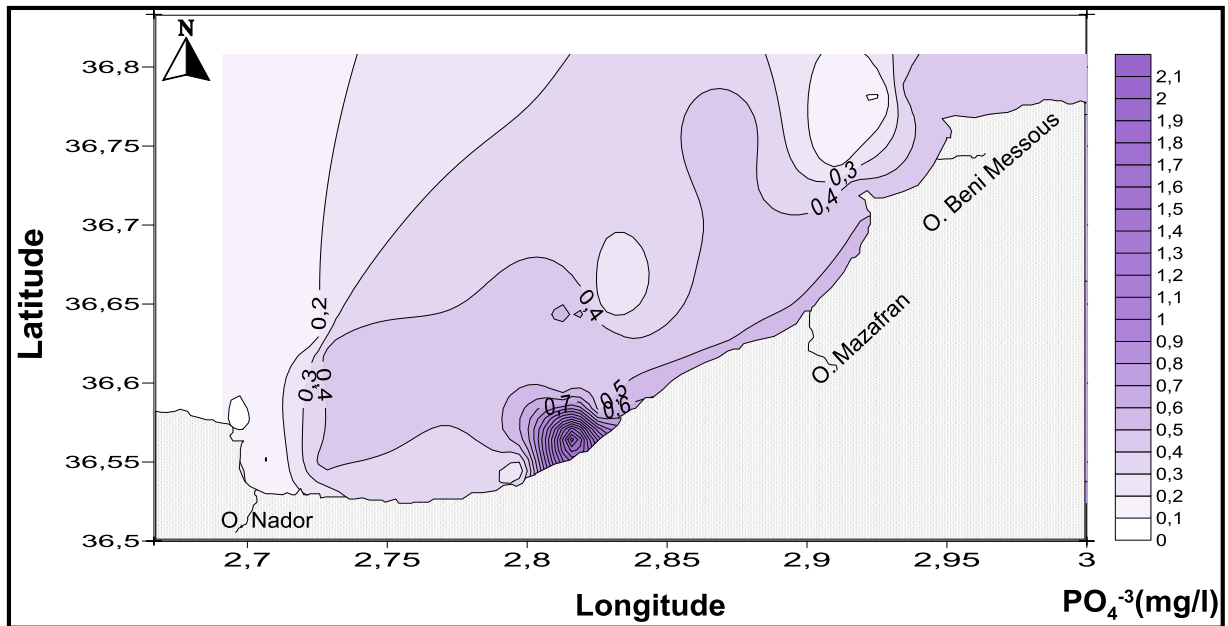
Les deux stations R1C et R6C présentent des concentrations les plus élevées et qui sont respectivement de l'ordre de 1,49 mg/l et 2,14 mg/l.

Au large, les concentrations en phosphates varient entre 0,13 mg/l et 0,58 mg/l pour la quasi-totalité des stations à l'exception des stations R7L2 et R7L3 dont les concentrations sont inférieures à la limite de détection.

La carte de distribution des phosphates dans les eaux de surface de la baie de Bousmail (figure 54) montre à quelques différences près, la même distribution que les sels nutritifs azotés (ammonium et nitrites). En effet, un gradient décroissant côte-large est observé dans l'ensemble de la baie, avec un maximum de concentrations dans la région qui s'étend de Berard à Bousmail.

Cette zone de concentration des orthophosphates peut s'expliquer par les rejets urbains chargés en détergents anioniques transportés directement vers la mer. Ce qui reflète typiquement la situation en méditerranée où 4/5ème des concentrations en orthophosphates sont issues des rejets telluriques (Bethoux, 1980).



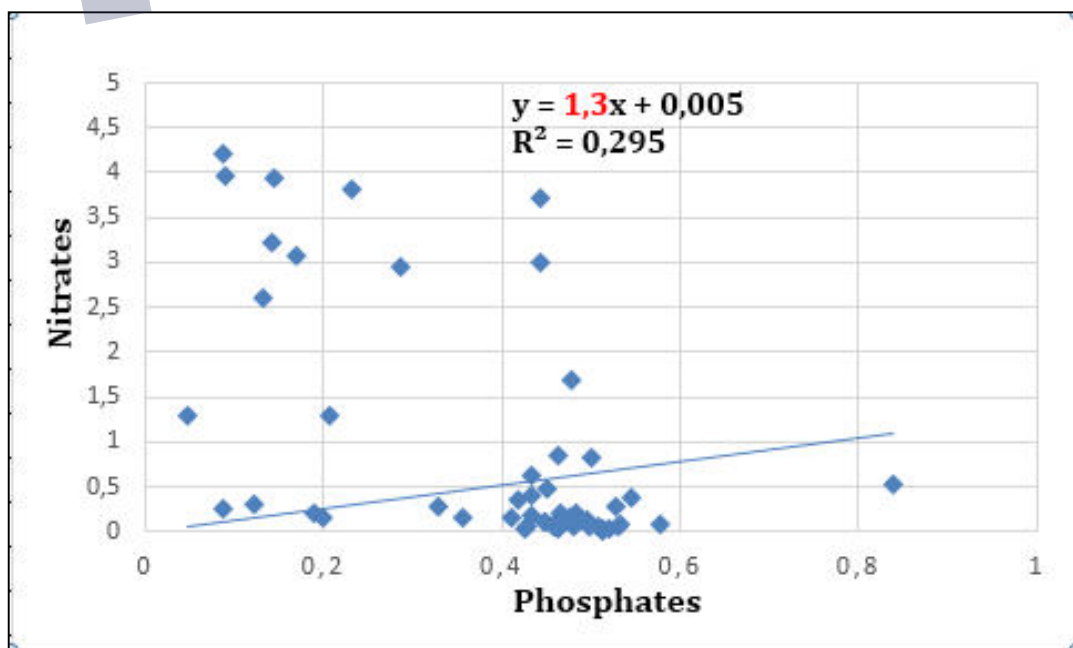


**Figure 54** : Carte de distribution horizontale des orthophosphates en surface de la baie de Bousmail.

#### *Le rapport N/P :*

La corrélation entre les nitrates et les phosphates entre 0 et 70 m de profondeur au niveau de la baie de Bou-Ismaïl donne une distribution diffuse (figure 55).

Des variations du rapport nitrates-phosphates dissous peuvent être observées. Il est toujours faible dans les eaux littorales où il montre en outre une variation saisonnière (**Boulahdid, 1987**).



**Figure 55** : Rapport N/P dans les eaux de la baie de Bousmail (SPHyTAL\_2015).

En effet, le rapport d'abondance entre les nitrates et les phosphates dans les eaux de la baie de Bousmail ( $N/P=1.3$ ) est relativement faible par rapport à celui admis par Redfield et autres pour les eaux de surface à l'échelle globale de l'océan (**Redfield et al., 1963 ; Minster et Boulahdid, 1987**). Il est aussi relativement faible par rapport à celui trouvé **Boulahdid et al., (2000)** dans la partie Ouest de la baie de Bousmail ( $N/P=16$ ). Cependant, ce rapport est proche de celui trouvé par **Boulahdid et al., (2000)** dans la baie d'Alger ( $N/P=1,6$ ) et à celui trouvé par **Boulahdid et al., (2000)** dans la partie Est de la baie de Bousmail ( $N/P=2$ ).

Le faible rapport  $N/P$  dans la baie de Bousmail peut être expliquée par la contribution continentale en phosphates par le lessivage des terres agricoles par les eaux de ruissellement, surtout dans la partie Est et aussi par les eaux usées déversées par les trois Oueds qui sont riches en phosphates. De même que la consommation des sels nutritifs par le phytoplancton peut être un autre facteur, car généralement, c'est l'azote nitrique qui s'épuise en premier lieu.

### III-1-2-2 la chlorophylle *a* :

La chlorophylle *a* est le pigment photosynthétique principal du phytoplancton qui est considéré comme étant un bon indicateur de la santé de l'océan et de son niveau de productivité (**Aminot et Chaussepied, 1983**). La concentration de chlorophylle est utilisée pour l'estimation de la production primaire (**Eppley et Peterson, 1979**).

Les mesures de la chlorophylle *a* ont été effectuées entre 0 et 70 m de profondeur (tableau 9) montrent que les concentrations de la chlorophylle *a* dans la baie de Bousmail atteignent des valeurs très élevées. En surface, elle est comprise entre un minimum de  $0,05 \mu\text{g/l}$  au large de la station R8L située au niveau de l'Anse de Kouali et un maximum de  $9,83 \mu\text{g/l}$  enregistré au niveau de la station côtière R10C située directement en face oued Nador, avec une moyenne de  $1,61 \mu\text{g/l}$  et un écart-type de 1.31. En profondeur, les valeurs enregistrées varient entre un minimum de  $0,0539 \mu\text{g/l}$  enregistré au niveau de la station R11 à 70m de profondeur située au large de la presqu'île de Sidi Fredj et un maximum de  $5,82 \mu\text{g/l}$  au niveau de la station R13M à 25m de profondeur avec une moyenne de l'ordre de  $0,829 \mu\text{g/l}$  et un écart-type de 0,770.

Une majorité des stations présentent des maximums relatifs ( $>0,1 \mu\text{g/l}$ ) à la limite inférieure de la zone euphotique.

La carte de distribution de la chlorophylle *a* en surface (figure 56) montre que les zones côtières sont plus productives que celles de large, avec des zones de maximums aux alentours de Berard, Bousmail, l'Est de la baie d'El Djamilia et la zone située près de Ras Acrata. Cette forte productivité est due principalement à l'intensité de l'activité photosynthétique.

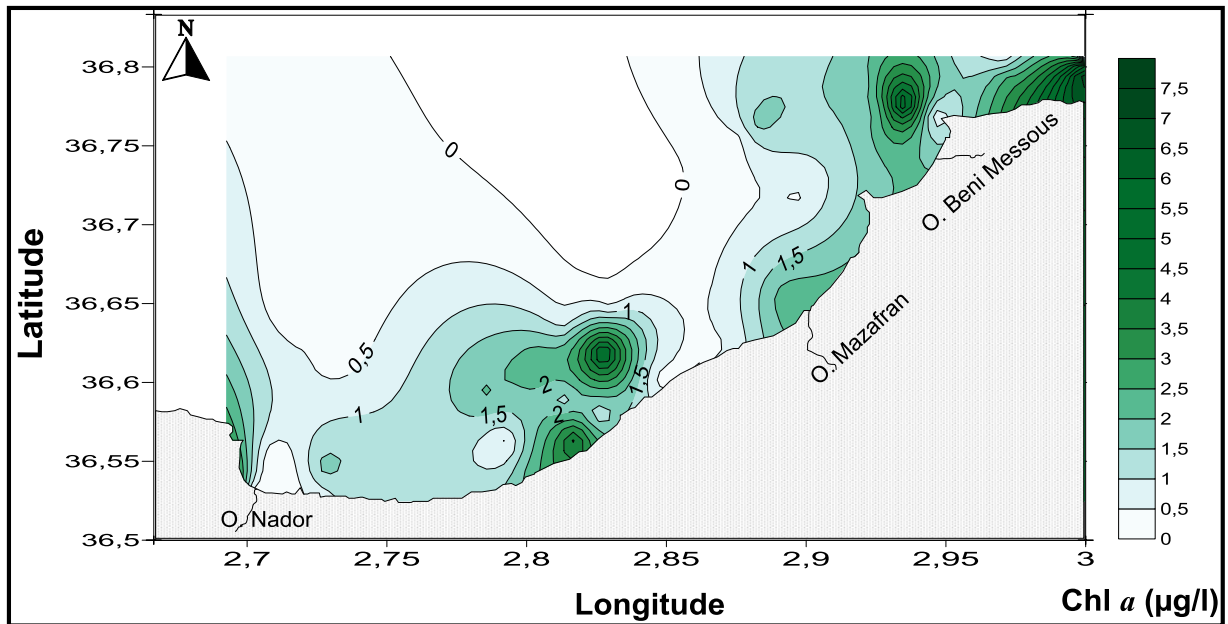


Figure 56 : Carte de distribution horizontale de la chlorophylle *a* en surface de la baie de Bousmail.

### III-1-2-3 Les matières en suspension :

Les matières en suspension varient entre un minimum de 39.4 mg/l révélé au niveau de la surface de la station R3C et un maximum de l'ordre de 151 trouvé en surface de la station médiane R8M, avec une moyenne de 58.68 mg/l et un écartype de 11,48.

La carte de distribution de MES en surface de la baie de Bousmail (figure 57) montre que la charge la plus élevée se situe aux alentours de l'oued Nador dans la partie Ouest de la baie. Les eaux de la partie Est paraissent moins chargées en MES que celles de la partie Ouest.

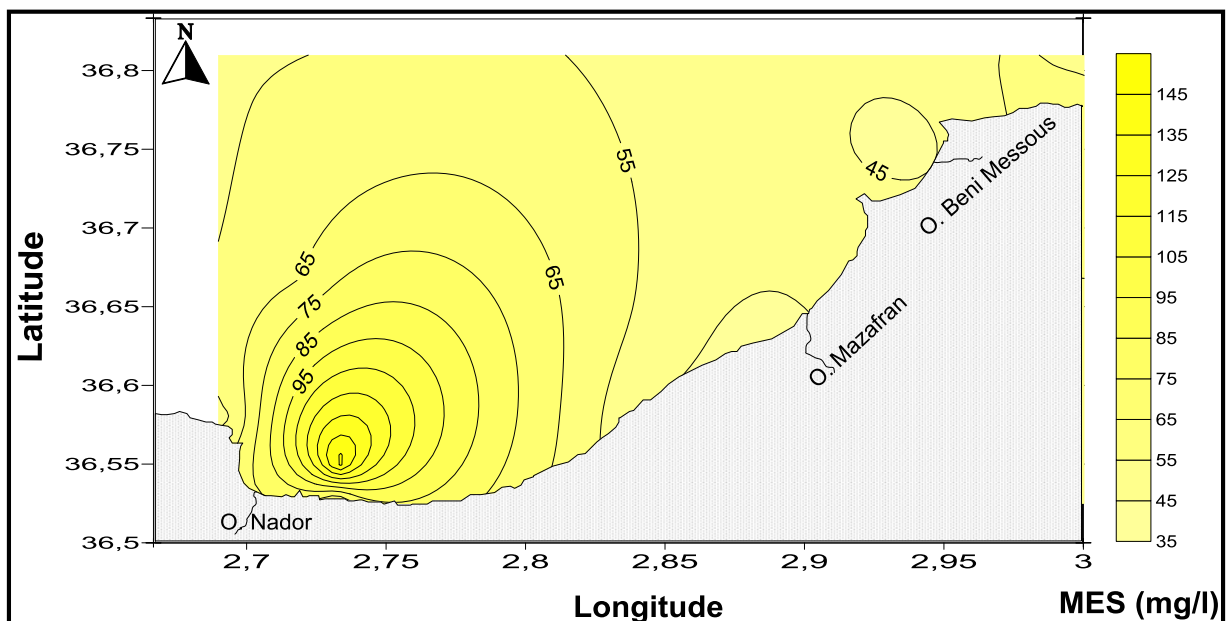


Figure 57 : Carte de distribution horizontale de MES en surface de la baie de Bousmail.

### III-1-3 Distributions et profils verticaux des températures et des salinités (TSG\_ SBE21 et CTD\_ SBE19plus)

#### III-1-3-1 Distributions des températures et des salinités (TSG\_ SBE21)

La distribution horizontale des températures mesurées en continu dans la baie de Bousmail (figure 58) montre que les eaux les plus chaudes ( $> 25^{\circ}\text{C}$ ) se trouvent au niveau de la partie Est de la baie, de la côte jusqu'au large, une situation qui a forcément engendré par la circulation à l'intérieure de la baie. Les eaux de surface des autres régions de la baie montrent des températures moyennes qui oscillent entre 23 et  $25^{\circ}\text{C}$  avec des minima dans l'extrême Ouest. Ainsi, l'influence des eaux continentales par le biais des oueds et émissaires d'eaux sur la température des eaux de surface n'est pas à négliger.

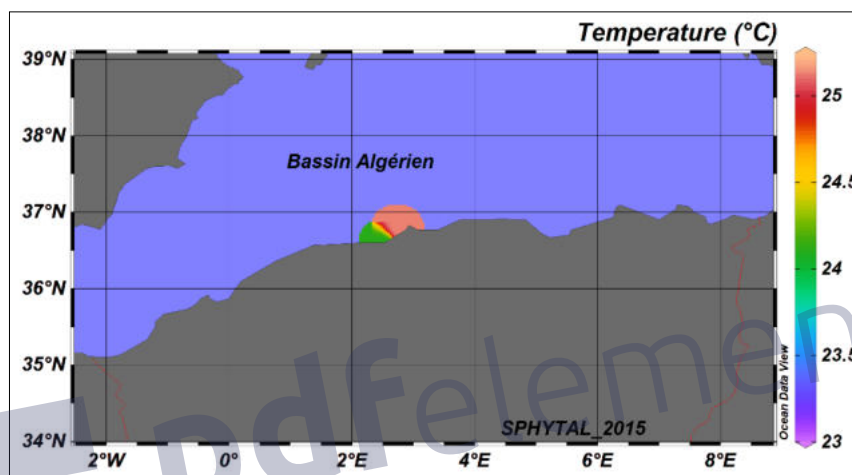


Figure 58 : Carte de distribution de la salinité de surface dans la baie de Bousmail

La distribution de la salinité dans la baie de Bousmail (figure 59) montre que les salinités  $< 37.5\text{psu}$  se manifestent dans l'ensemble des eaux de surface côtières et de large de la baie. Avec des salinités dans la partie Est supérieures à celles de la partie Ouest de la baie.

En général, la gamme de variation des salinités reflète la dominance des eaux atlantiques modifiées (MAW) en surface.

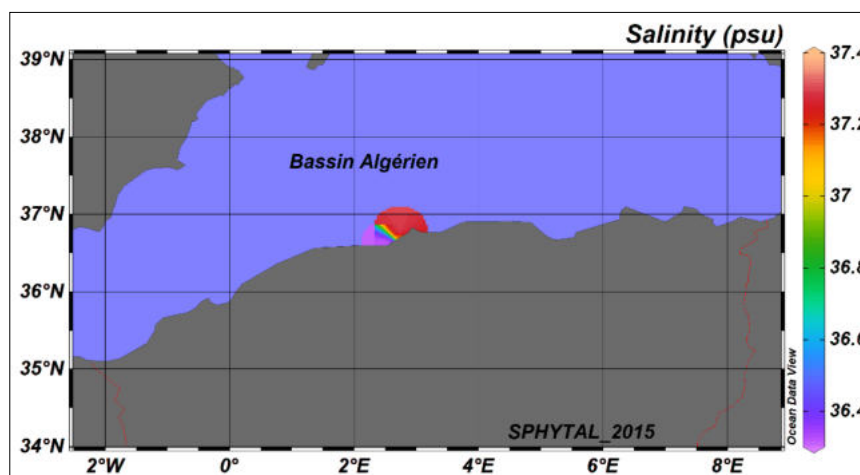


Figure 59: Carte de distribution de la salinité de surface dans la baie de Bousmail

### III-1-3-2 Profils verticaux des températures et des salinités (CTD\_ SBE19plus)

Le profil vertical de température dans la baie (figure 60) nous a permis de situer la thermocline saisonnière entre 30m et 40m de profondeur, une situation typique en dépit de la période de mesure. Les températures dans la couche de thermocline diminuent de 24°C à 18°C en 10m de profondeur.

Concernant la salinité, le profil vertical (figure) montre que les salinités les plus élevées (37.8psu) se manifestent à la profondeur de début de la thermocline (30 m).

On remarque qu'à l'exception de ce maximum, les salinités oscillent autour d'une gamme très étroite entre 36.5 et 37psu, ce qui reflète la dominance d'une seule masse d'eau entre 0 et 100m de profondeur.

La limite maximale de mesure (100m) ne permet pas de situer la thermocline permanente ou de révéler la présence d'autres masses d'eaux.

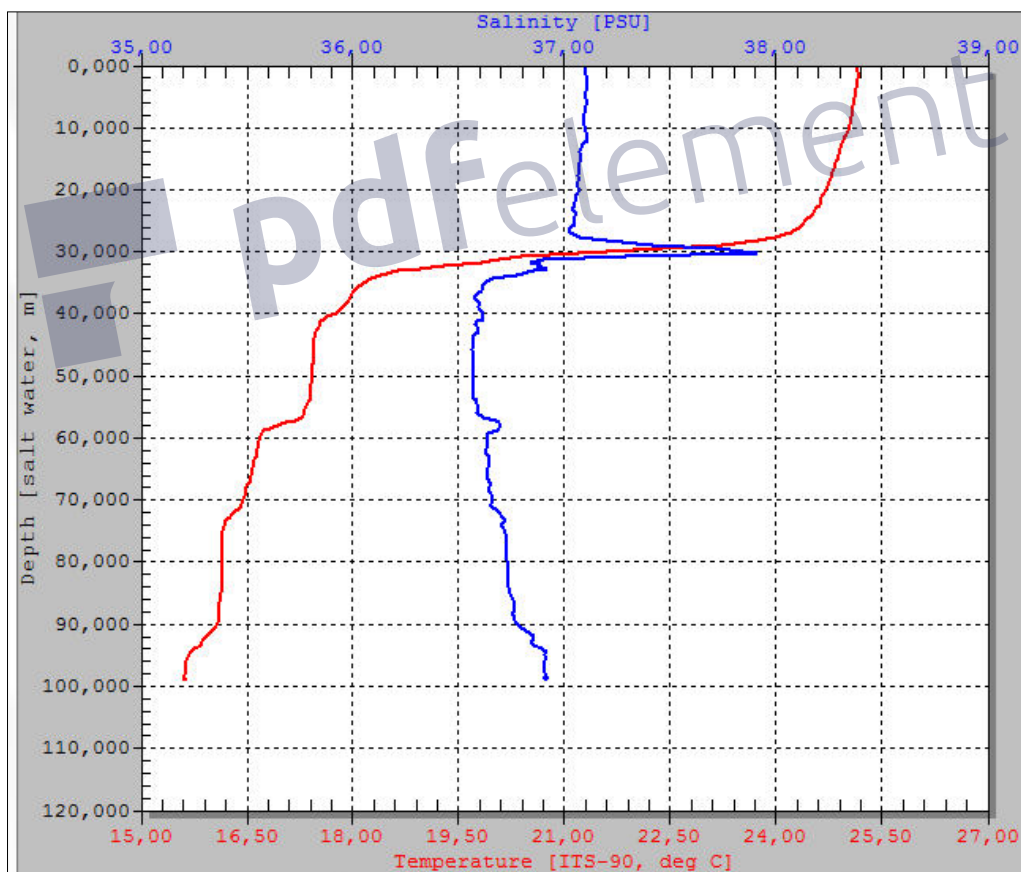


Figure 60 : Profils verticaux de température et de salinité dans la baie de Bousmail.

### III-2 Les polluants :

Les résultats des différents polluants analysés (bactériologiques et chimiques) dans les trois matrices (eau de mer, sédiment et biote) sont résumés sous forme de tableaux de valeurs, illustrés par des graphes ou de cartes et discutés par rapport aux normes de contamination.

#### III-2-1 La pollution bactérienne:

##### III-2-1-1 Dans la matrice eau :

Les résultats des analyses microbiologiques dans les échantillons de l'eau de mer sont résumés dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 10 :** Résultats des analyses microbiologiques dans les échantillons de l'eau de mer.

Date	station	Germes recherchés				
		CT /100ml	CF /100ml	E. coli /100ml	Strepto /100ml	Salmonelles
16/09/15	R15C	24	24	3	Abs	Abs
	R14C	20	20	Abs	Abs	Abs
	R13C	28	9	Abs	Abs	Abs
	R12C	20	20	11	Abs	Abs
18/09/15	R1C	28	28	21	Abs	Abs
	R1M	Abs	Abs	Abs	Abs	Abs
	R2C	120	120	7	Abs	Abs
	R3C	11	11	7	Abs	Abs
	R4C	Abs	Abs	Abs	Abs	Abs
	R4M	3	Abs	Abs	Abs	Abs
	R5C	150	150	23	Abs	Abs
	R6C	14	14	9	Abs	Abs
<b>Normes</b>		100	100	-	100	Abs / 1l
<b>R : radiale ; C : côtière ; M : médiane ; CT : Coliformes totaux ; CF : Coliformes fécaux ; Strepto : Streptocoques fécaux ;</b>						

Les résultats obtenus dans les stations R1C, R2C, R3C, R15C, R14C, R13C, R12C, R11C, indiquent que l'eau retrouve une bonne qualité car leurs charges bactériennes sont inférieures aux normes (décret exécutif n°93-164 du 10 Juillet 1993 définissant la qualité requise des eaux de baignade).

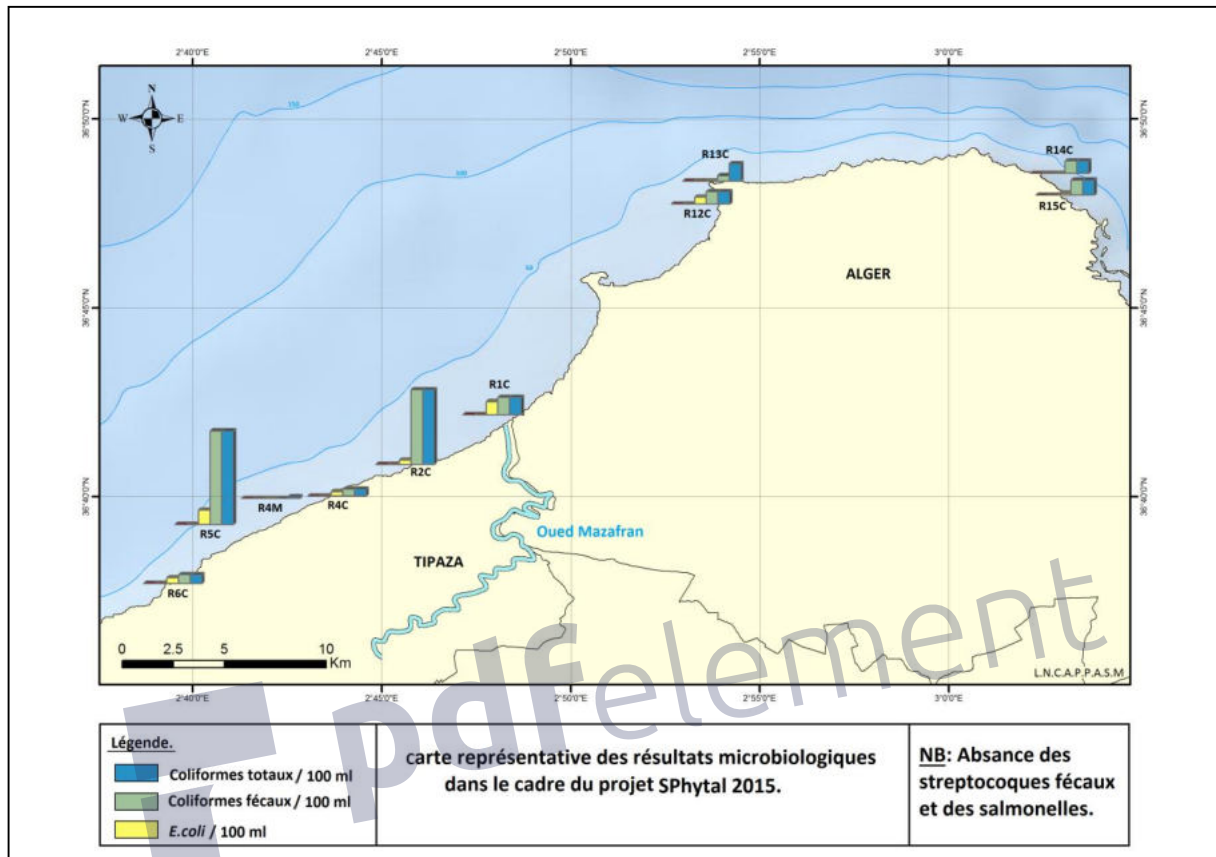
Quant-aux stations R1M, R4C (situées à oued Mazafran et au niveau du rejet tonic emballage) une absence totale de CT, CF, E. Coli, aucun virage dans les milieux de culture n'a été observé, il est à signaler qu'un autre prélèvement et dosage de chlore est recommandé dans les deux stations R1M, R4C

*E. coli* est le plus important des paramètres microbiologiques pris en compte dans le contrôle de la qualité des eaux de baignades et sa présence suffit à confirmer qu'il y a effectivement pollution (Joly et Reynaud, 2003) compte tenu de ça très faibles cala atteste sur la qualité très satisfaisante de l'eau.



Nous avons noté une absence totale des Streptocoques fécaux et Salmonelles dans l'ensemble des stations analysées.

La figure ci-dessus montre les résultats des analyses bactériologiques dans une carte rassemblant l'ensemble des stations d'analyse.



**Figure 61 :** Carte représentative des résultats des analyses microbiologiques de l'eau de mer

### III-2-1-1 Dans la matrice biote :

Les résultats des analyses microbiologiques dans les échantillons de la chair de rouget de vase sont résumés dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 11 :** Résultats des analyses microbiologiques dans la chair de rouget de vase.

N° Pêche	Zone	Analyses bactériologiques				
		Coliformes totaux	Coliformes fécaux	Escherichia Coli	Salmonelles	Streptocoques fécaux
P02	Mazafran	3	Abs	Abs	Abs	Abs
P03	Berard	3	Abs	Abs	Abs	3
P04	Bousmail	3	Abs	Abs	Abs	3
<b>Normes</b>		-	4/1g	-	Abs/25g	-

Les résultats obtenus au niveau des trois pêches indiquent que les indicateurs de la contamination bactérienne (Coliformes totaux, Coliformes fécaux, Escherichia Coli, Streptocoques fécaux) et les germes pathogènes (Salmonelles) analysés dans la chair du rouget de vase sont inférieures aux normes (Arrêté interministériel du 25 Ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires).

Nous avons constaté une absence totale des Coliformes fécaux, d'Escherichia Coli et des Salmonelles pour tous les échantillons de la chair de rouget de vase au niveau des trois pêches.

### III-2-2 Les métaux lourds

#### III-2-2-1 Dans la matrice eau :

Les résultats des analyses des métaux traces dans les échantillons d'eau de mer sont résumés dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 12:** Résultats des analyses des métaux traces dans les échantillons d'eau de mer.

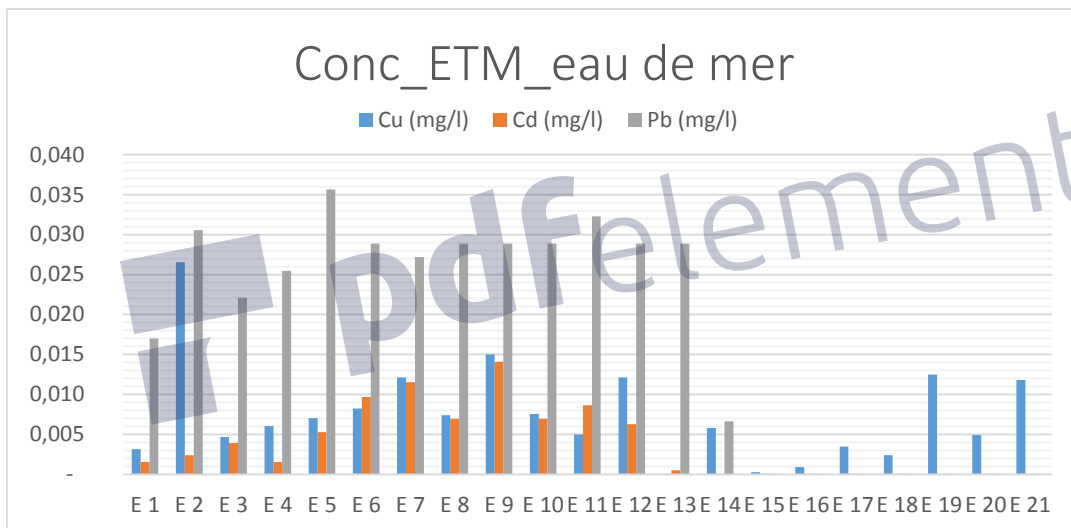
N° Echantillon	Code	Cu (mg/L)	Ni (mg/L)	Cd (mg/L)	Pb (mg/L)	Zn (mg/L)
E 1	R1C	0,003	0,113	0,002	0,017	0,026
E 2	R1C	0,027	0,087	0,002	0,031	0,066
E 3	R3C	0,005	0,048	0,004	0,022	0,022
E 4	R5C	0,006	0,078	0,002	0,025	0,022
E 5	R5M2	0,007	0,118	0,005	0,036	0,017
E 6	R7C	0,008	0,102	0,010	0,029	0,062
E 7	R7M1	0,012	0,110	0,012	0,027	0,084
E 8	R8C	0,007	0,064	0,007	0,029	0,080
E 9	R9L1	0,015	0,154	0,014	0,029	0,051
E 10	R10C	0,008	0,077	0,007	0,029	0,097
E 11	R11M	0,005	0,112	0,009	0,032	0,245
E 12	R5L1	0,012	0,102	0,006	0,029	0,305
E 13	R7C	0,000	0,000	0,001	0,029	0,099
E 14	R2L1	0,006	0,177	0,000	0,007	0,002
E 15	R2L2	0,000	0,084	0,000	0,000	0,024
E 16	R15M2	0,001	0,075	0,000	0,000	0,007
E 17	R11L2	0,003	0,139	0,000	0,000	0,024
E 18	R14M2	0,002	0,101	0,000	0,000	0,024
E 19	R5L2	0,013	0,496	0,000	0,000	0,043
E 20	R7M2	0,005	0,124	0,000	0,000	0,024
E 21	R7M1	0,012	0,122	0,000	0,000	0,039

Les concentrations des métaux traces obtenues de l'analyse des échantillons d'eau de mer sont comme suit :

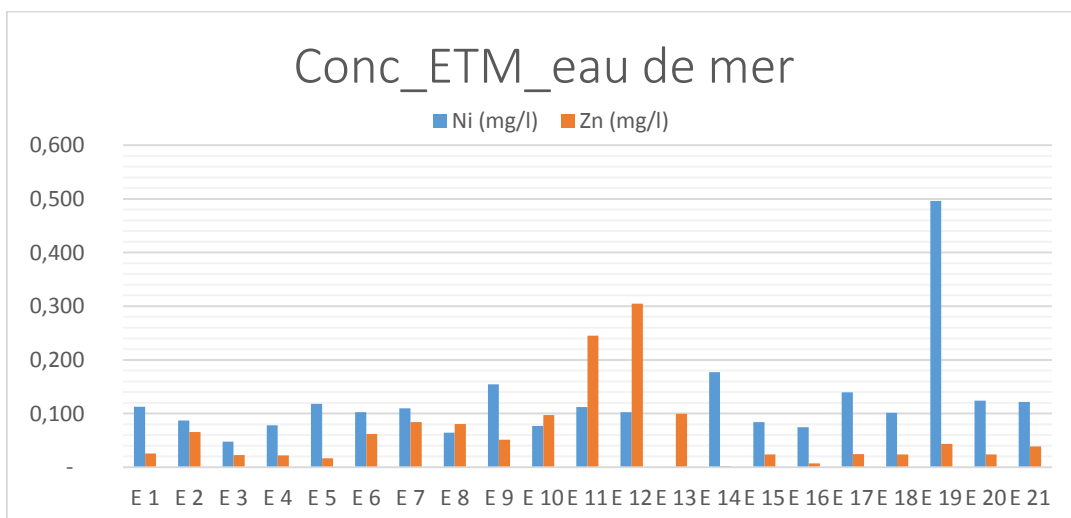
- 0,005 ppm < [Cuivre] < 0,02 ppm ;
- 0,07 ppm < [Nikel] < 0,49 ppm ;
- 0,0005 ppm < [Cadmium] < 0,01 ppm ;
- 0,006 ppm < [Plomb] < 0,03 ppm ;
- 0,001 ppm < [Zinc] < 0,09 ppm.

Les teneurs en nickel dans les échantillons d'eau de mer sont les plus élevées suivies par celles de zinc et de plomb. Les concentrations en cadmium et cuivre sont les plus faibles, elles ne dépassent pas les 0.02 ppm dans toutes les stations.

Les histogrammes ci-dessus (figures ) illustrent les variations des métaux traces analysés (Cu, Cd, Pb, Zn et Ni) dans l'ensemble des stations



**Figure 62 :** Histogramme de variations des métaux (Cu, Cd et Pb) dans les échantillons d'eau de mer.



**Figure 63 :** Histogramme de variations des métaux (Ni et Zn) dans les échantillons d'eau de mer.

### III-2-2-2 Dans la matrice biote :

La teneur en éléments métalliques toxiques a été évaluée dans deux espèces marines, un poisson démersal *Mullus barbatus* communément appelé le rouget de vase et un céphalopode *Octopus vulgris* communément appelé le poulpe, et ce, dans les quatre traits de pêche sus cités. Etant donné que les quantités obtenues après lyophilisations des échantillons n'ont pas permis d'obtenir des quantités exploitables du foie et branchies du rouget de vase, on se limite, dans un premier lieu, au dosage des métaux traces au niveau des muscles.

L'ensemble des résultats obtenus sont résumés dans le tableau ci-dessus (tableau 13).

**Tableau 13 :** Résultats des métaux traces dans les échantillons de biote (rouget de vase et poulpe).

Espèce	Echantillon	Cu (µg/g)	Cd-(µg/g)	Pb-(µg/g)	As-(µg/g)	Zn-(µg/g)	Ni-(µg/g)	Fe-(µg/g)
Rouget de vase	P1C	1,520	0,013	0,063	0,321	48,20	19,4	78,48
	P2C	2,120	0,014	0,107	0,318	24,60	21,84	40,08
	P3C	1,040	0,021	0,077	0,573	17,00	21,8	28,56
	P4C	0,720	0,012	0,139	0,794	71,80	8,8	98,48
	P1E	0,400	0,005	0,109	0,358	37,32	7,16	182,48
	P2E	-	0,005	0,167	0,431	40,60	5,84	30,08
	P3E	3,400	0,016	0,185	0,341	42,20	5,16	92,48
	P4E	1,800	0,003	0,046	0,714	52,12	5,12	347,28
Poulpe	P1C	0,880	0,001	0,190	0,554	53,80	3,8	332,88
	P2C	1,520	0,012	0,157	0,658	67,40	9,72	5,76
	P3C	0,800	0,001	0,163	0,590	82,60	0,12	19,32
	P4C	1,240	0,024	0,048	1,422	71,80	10,6	26,48
	P1GD	1,040	0,001	0,152	0,262	141,80	3,32	1586,08
	P2GD	0,400	0,004	0,053	0,242	137,80	4	775,96
	P3GD	0,480	0,006	0,053	0,811	139,80	7,48	547,96
	P4GD	0,400	0,004	0,106	0,592	134,20	4,8	242,48
<b>NORME</b>		<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>0,05<sup>1</sup></b>	<b>0,3<sup>1</sup></b>	<b>0.1<sup>2</sup></b>	<b>30<sup>1</sup></b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>800<sup>1</sup></b>

Les teneurs moyennes en métaux tels que cadmium (Cd), plomb (Pb) et Fer (Fe) dans la chair du rouget de vase et le poulpe, sont conformes, en étant inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne, (respectivement 0,05 mg/kg (Cd), 0,3 mg/kg (Pb) et 800 mg/Kg). Toutefois, dans le cas de l'arsenic, élément relativement toxique, présente dans les deux espèces des valeurs supérieures à la limite permise rapportée par l'OMS/FAO (1995). Notons, que la teneur moyenne en métaux tels que le cuivre (Cu) le zinc et le nickel, bien qu'ils soient considérés comme éléments nutritifs, ils restent supérieurs à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne.

<sup>1</sup> Arrêté interministériel du 30 Moharrem 1432 correspondant au 5 Janvier 2011

<sup>1</sup> OMS/FAO ; 1995

### III-2-2-2-1 dans le rouget de vase

#### a) Dans le poisson entier :

Les concentrations des métaux traces dans les individus de rouget de vase en entier (tous les organes confondus) sont résumées dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 14** : Teneurs moyennes des métaux traces dans le rouget de vase (entier) ( $\mu\text{g/g}$ )

Moyenne	Cu	Cd	Pb	As	Zn	Ni	Fe
P1	0,4	0,005	0,11	0,36	37,32	7,16	182,48
P2	2,1	0,005	0,17	0,43	40,6	5,84	30,08
P3	3,4	0,016	0,18	0,34	42,2	5,16	92,48
P4	1,8	0,003	0,05	0,71	52,12	5,12	347,28
<b>NORME</b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>0,05<sup>1</sup></b>	<b>0,3<sup>1</sup></b>	<b>0,1<sup>2</sup></b>	<b>30<sup>1</sup></b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>800<sup>1</sup></b>

*N.B : Les résultats en police rouge sont au-dessus de la norme*

les résultats montrent que le site de Zemmouri présente une contamination au-dessus de la norme concernant trois éléments métalliques étudiés à l'échelle de trace à savoir l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement  $0.36 \mu\text{g/g}$ ,  $37.32 \mu\text{g/g}$  et  $7.16 \mu\text{g/g}$  ; tandis que les teneurs en cuivre, cadmium et le plomb ainsi que le fer sont inférieure à la dose maximale tolérée par la réglementation algérienne. Notons que ce site présente la concentration la plus élevée en nickel comparativement aux autres sites.

Les résultats issus des prélèvements du site Mazafran présentent une contamination au-dessus de la norme concernant quatre éléments métalliques à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement  $2.1 \mu\text{g/g}$ ,  $0.43 \mu\text{g/g}$ ,  $40.6 \mu\text{g/g}$  et  $5.84 \mu\text{g/g}$  ; tandis que les teneurs en cadmium et le plomb ainsi que le fer sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation algérienne.

Les résultats issus des prélèvements du site Berard présentent une contamination au-dessus de la norme concernant les mêmes quatre éléments métalliques que le précédent site à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement  $3.4 \mu\text{g/g}$ ,  $0.34 \mu\text{g/g}$ ,  $42.2 \mu\text{g/g}$  et  $5.16 \mu\text{g/g}$ . Celles de zinc et de fer sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation algérienne.

Les résultats issus des prélèvements du site de Bousmail présentent une contamination au-dessus de la norme concernant les mêmes quatre éléments métalliques que les deux précédant sites à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement  $1.8 \mu\text{g/g}$ ,  $0.71 \mu\text{g/g}$ ,  $52.12 \mu\text{g/g}$  et  $5.12 \mu\text{g/g}$  ; tandis que les teneurs en cadmium, en plomb et en fer sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne. Notons que ce site présente les concentrations les plus importantes en arsenic et zinc que les autres sites (figure 64).

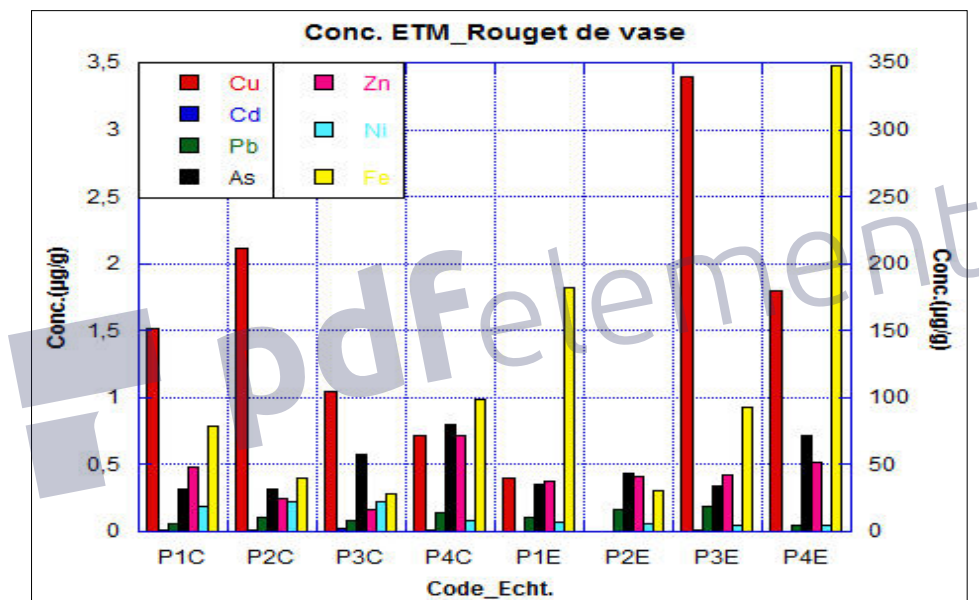
### b) Dans le muscle :

Les concentrations des métaux traces dans le muscle des individus de rouget de vase sont résumées dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 15** : Teneur moyenne des métaux traces dans la chair de rouget de vase ( $\mu\text{g/g}$ )

Moyenne	Cu	Cd	Pb	As	Zn	Ni	Fe
P1	1,52	0,01	0,06	0,32	48,2	19,4	78,48
P2	2,12	0,01	0,11	0,32	24,6	21,8	40,08
P3	1,04	0,02	0,08	0,57	17,0	21,8	28,56
P4	0,72	0,01	0,14	0,79	71,8	8,8	98,48
<b>NORME</b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>0,05<sup>1</sup></b>	<b>0,3<sup>1</sup></b>	<b>0,1<sup>2</sup></b>	<b>30<sup>1</sup></b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>800<sup>1</sup></b>

Les concentrations des métaux traces dans le muscle des échantillons de rouget de vase sont à quelques différences près semblables à celles trouvées dans le poisson entier (figure 64).



**Figure 64** : Histogrammes des métaux lourds dans les échantillons de rouget de vase.

### III-2-2-2-2 Dans le poulpe

#### a) Dans le poulpe entier :

Les concentrations des métaux traces dans le poulpe en entier sont résumées dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 16** : Teneurs moyennes des métaux traces dans le poulpe en entier ( $\mu\text{g/g}$ )

Moyenne	Cu	Cd	Pb	As	Zn	Ni	Fe
P1	0,96	0,00	0,17	0,41	97,80	3,56	959,48
P2	0,96	0,01	0,11	0,45	102,60	6,86	390,86
P3	0,64	0,00	0,11	0,70	111,20	3,80	283,64
P4	0,82	0,01	0,08	1,01	103,00	7,70	134,48
<b>NORME</b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>0,05<sup>1</sup></b>	<b>0,3<sup>1</sup></b>	<b>0,1<sup>2</sup></b>	<b>30<sup>1</sup></b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>800<sup>1</sup></b>



Les résultats montrent que le site de ZEMMOURI présente une contamination au-dessus de la norme concernant les éléments métalliques analysés à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel et le fer avec respectivement 0.96 µg/g, 0.41 µg/g, 97.80 µg/g et 3.56 µg/g et 959.48 µg/g. Tandis que les teneurs en cadmium et plomb sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne.

Les résultats issus des prélèvements du site de MAZAFRAN présentent une contamination au-dessus de la norme concernant les quatre éléments métalliques à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement 0.96 µg/g, 0.45 µg/g, 102.60 µg/g et 6.86 µg/g ; Tandis que les teneurs en cadmium, plomb et fer sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne.

Les résultats issus des prélèvements du site de BERARD présentent une contamination au-dessus de la norme concernant les mêmes quatre éléments métalliques que le précédent site à savoir le cuivre, l'arsenic, le zinc et le nickel avec respectivement 0.64 µg/g, 0.70 µg/g, 111.20 µg/g et 3.80 µg/g ; Tandis que les teneurs en cadmium et le plomb ainsi que le fer sont inférieures à la dose maximale tolérée par la réglementation Algérienne.

Les résultats issus des prélèvements du site BOUSMAIL présentent une contamination au-dessus de la norme pour les quatre éléments métalliques avec des teneurs plus élevées par rapport aux autres sites (figure 65).

#### b) Dans la glande digestive :

Les concentrations des métaux traces dans la glande digestive de poulpe sont résumées dans le tableau ci-dessus.

**Tableau 17** : Teneur moyenne des métaux traces dans la glande digestive de poulpe (µg/g)

Moyenne	Cu	Cd	Pb	As	Zn	Ni	Fe
P1	0,88	0,001	0,19	0,55	53,8	3,8	332,88
P2	1,52	0,012	0,16	0,66	67,4	9,72	5,76
P3	0,8	0,001	0,16	0,59	82,6	0,12	19,32
P4	1,24	0,024	0,09	1,42	71,8	10,6	26,48
<b>NORME</b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>0,05<sup>1</sup></b>	<b>0,3<sup>1</sup></b>	<b>0,1<sup>2</sup></b>	<b>30<sup>1</sup></b>	<b>0,5<sup>1</sup></b>	<b>800<sup>1</sup></b>

En général, les concentrations des métaux traces dans la glande digestive des échantillons de poulpe sont inférieures à celles trouvées dans le poulpe entier. Néanmoins, elles restent supérieures à la dose maximale tolérée pour le nickel, le cuivre et l'arsenic (figure 65).

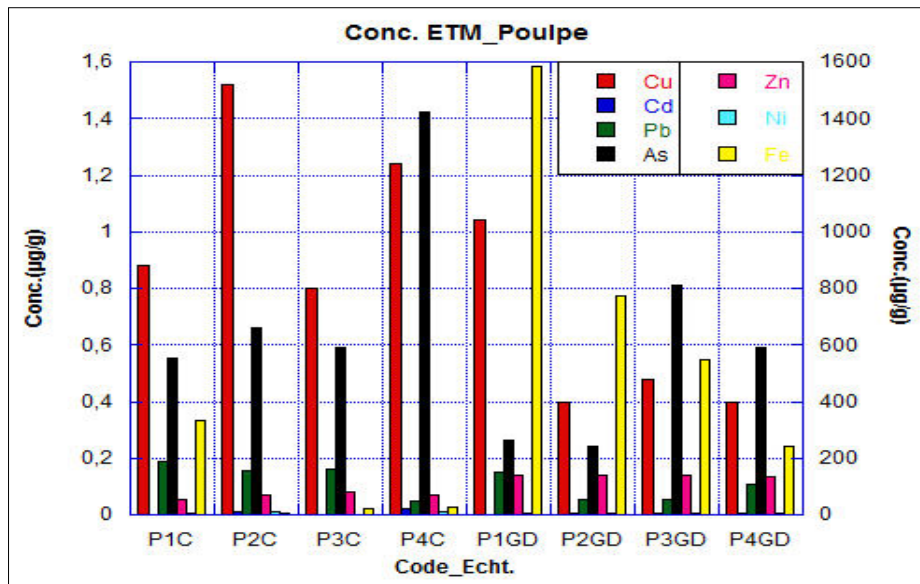
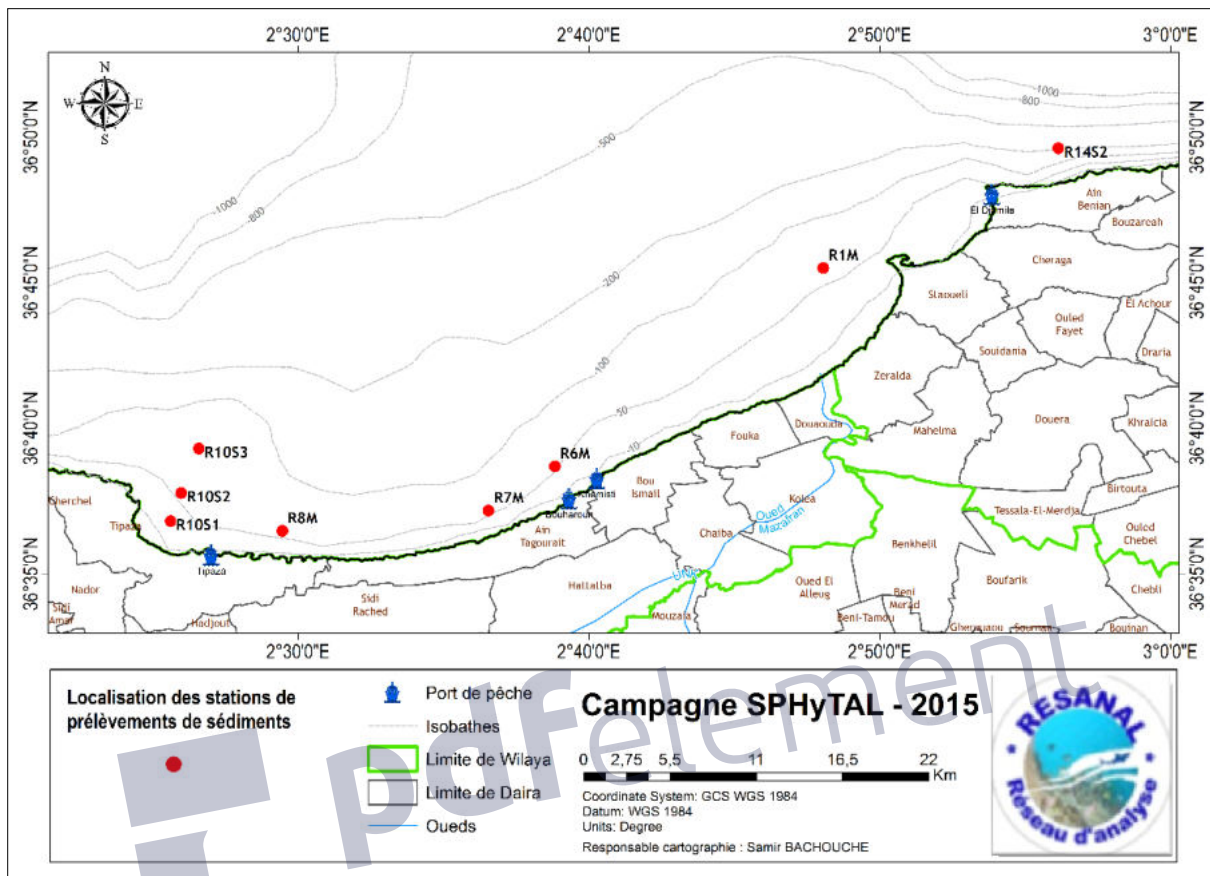


Figure 65 : Histogrammes des métaux lourds dans les échantillons de poulpe.

Dès lors, On suspect une éventuelle contamination des deux espèces étudiées par les métaux sus cités. Néanmoins ; le nombre de prélèvements dans cette étude ne permet pas d'avoir une signification statistique pour pouvoir généraliser sur la population marine étudiée. Cette étude mérite d'être élargie pour d'autres espèces marines et avec un échantillonnage beaucoup plus représentatif.

### III-2-2-3 Dans la matrice sédiment :

Les stations de sédiment qui ont fait l'objet des différentes analyses (métaux lourds, hydrocarbures, pesticides et matière organique) sont illustrés dans la carte ci dessous.



**Figure 66 :** Localisation des stations d'analyse des sédiments superficiels dans la baie de Bousmail.

Les résultats des analyses des métaux traces (Cd, Ni, Cu, Pb et Zn) dans les sédiments superficiels de la baie de Bou-Ismaïl sont résumés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 18 :** Teneurs des métaux traces par station de prélèvement (mg/kg)

N° Station	Code station	Cu (mg/Kg)	Ni (mg/Kg)	Cd (mg/Kg)	Pb (mg/Kg)	Zn (mg/Kg)
S 1	R10L	25	76	5	30	99
S 2	R8M	13	0	2	20	87
S 3	R10M	16	12,5	5	50	214
S 4	R14M	11,5	0	4,5	30	57,5
S 5	R6M	23	4,5	4,5	45	98,5
S 6	R7M	10	0	3	30	158,5
S 7	R10C	18,5	99	0	25	102,5
S 8	R1M	22	68,5	0	0	141

### a) Le Plomb :

Les teneurs en plomb dans les sédiments superficiels (Tableau 18) varient entre un minimum de 00  $\mu\text{g/g}$  révélé dans la station R1M à 50m de profondeur en face oued Mazafran et un maximum de 50  $\mu\text{g/g}$  révélé au niveau de la station R10M située à la médiane de la radiale 10 en face oued Nador.

La répartition spatiale des teneurs du plomb (figure 67) suit un gradient décroissant dans le sens côte- large, avec des teneurs importantes dans les stations côtières et médianes qui diminuent en allant vers les stations situées le plus loin vers le large.

Ainsi, les fortes teneurs sont révélées dans les stations situées respectivement en face oued Nador et en face la ville de Bousmail. Ces fortes teneurs en plomb dans les stations côtières semblent provenir principalement de rejets directs de l'oued Nador et des émissaires d'eau de la ville de Bousmail, ainsi que d'apports de sources éloignées.

En plus, la nature et la texture des sédiments dans ces deux stations pourraient en partie expliquer ces fortes teneurs.

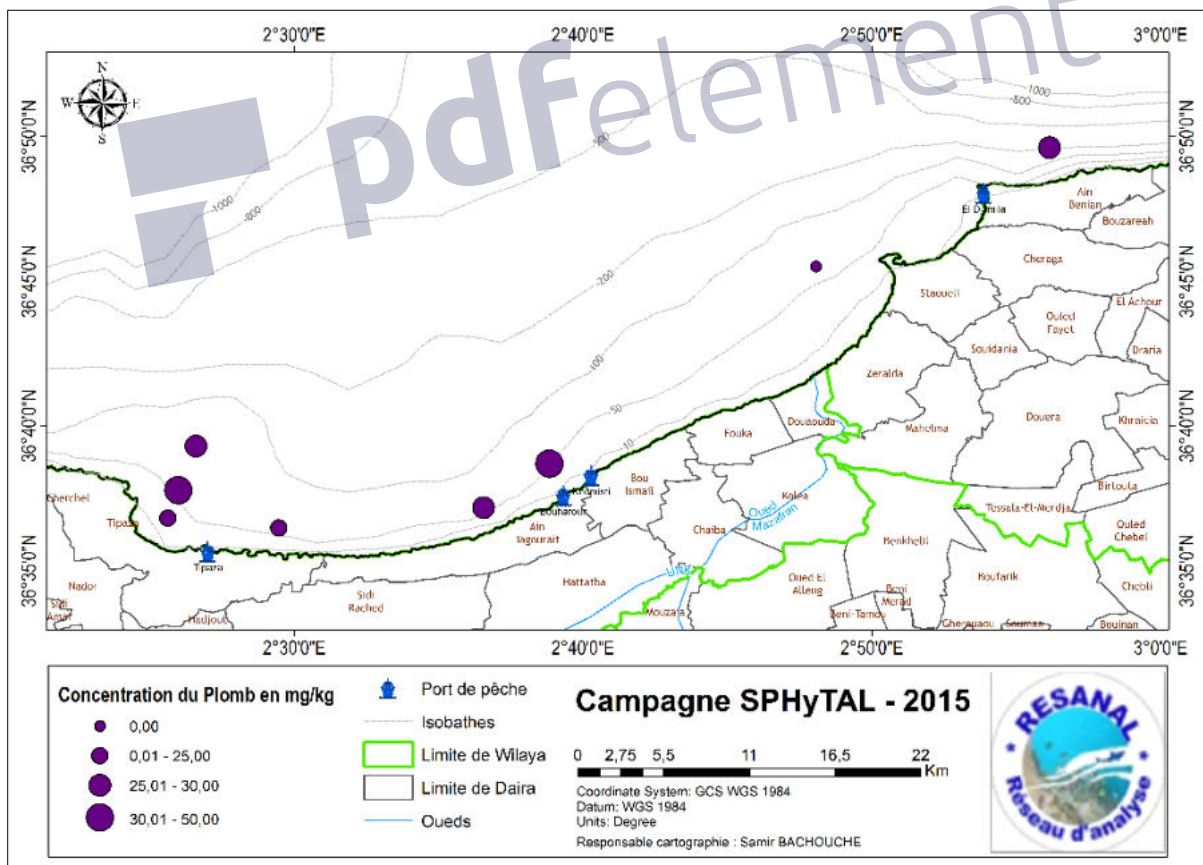
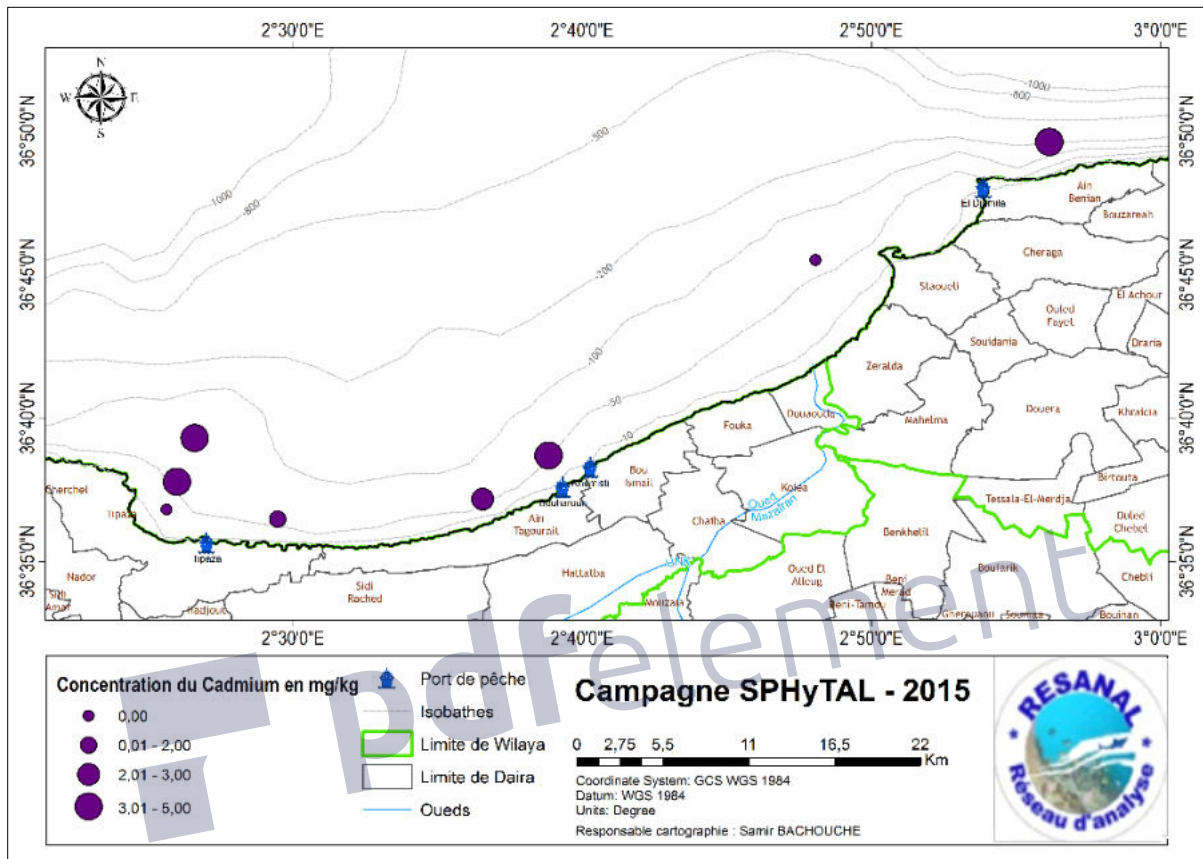


Figure 67 : carte de la répartition de plomb dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

### b) Le cadmium :

Les teneurs en cadmium dans les sédiments superficiels (Tableau 18) varient entre un minimum de 0  $\mu\text{g/g}$  révélé au niveau de la station 1 située directement en face l'oued Mazafran et un maximum de 5  $\mu\text{g/g}$  enregistré dans la station 10 située au large de la radiale en face l'oued Nador, avec une moyenne de 33,62  $\mu\text{g/g}$  et un écart type important de l'ordre de 15,83  $\mu\text{g/g}$ .



**Figure 68** : carte de la répartition de cadmium dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

### c) Le Nickel :

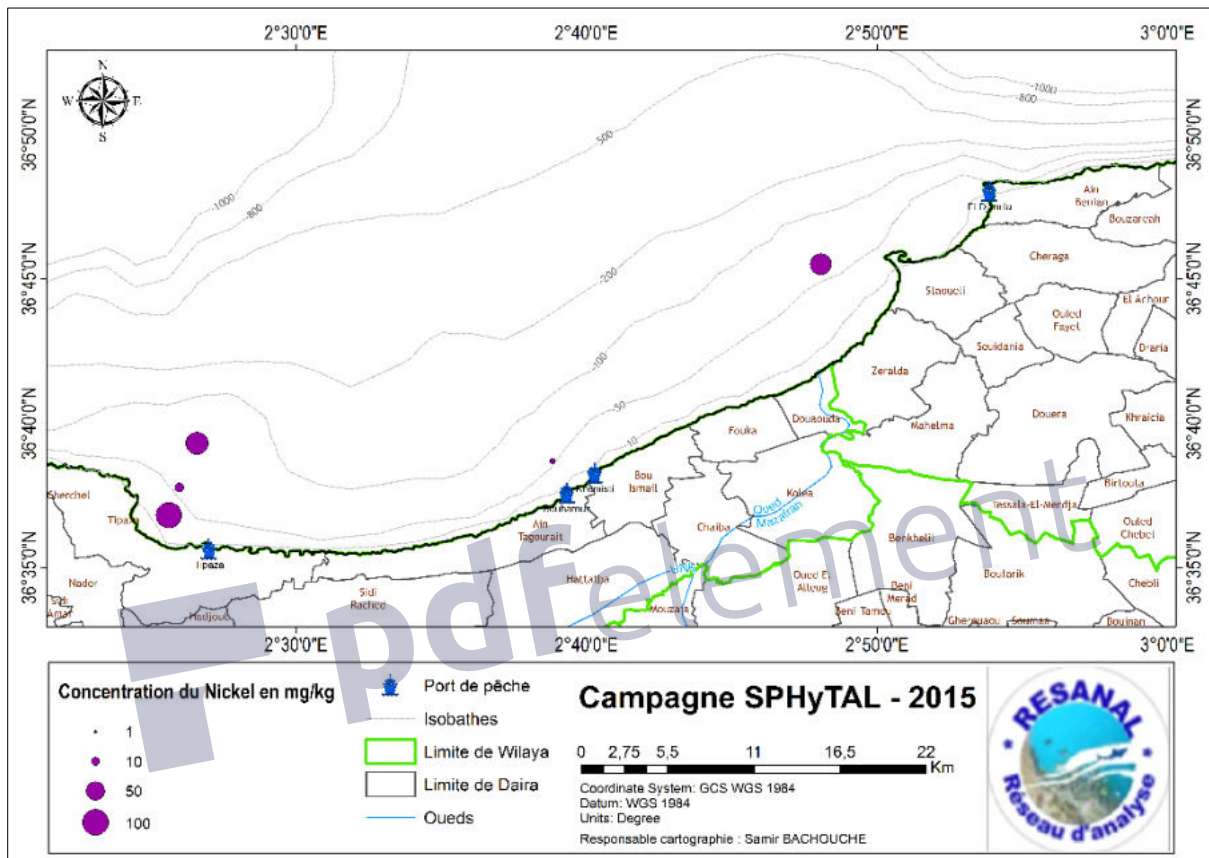
Les teneurs en Nickel dans les sédiments superficiels (Tableau 18) varient entre un minimum de 00  $\mu\text{g/g}$  révélé dans les stations médianes R8 et R7 situées respectivement à Berard et à l'Anse de Kouali et un maximum de 99  $\mu\text{g/g}$  révélé au niveau de la station côtière R10C située directement en face oued Nador avec une moyenne de 26,02  $\mu\text{g/g}$  et un écart type de l'ordre de 7,04  $\mu\text{g/g}$ .

La répartition spatiale des teneurs du Nickel dans les sédiments superficiels (figure 69) montre que les fortes teneurs se localisent dans la radiale en face oued Nador (R10C) et au milieu de la radiale située en face oued Mazafran (R1M). En effet cette répartition pourrait être contrôlée par la contribution des apports anthropiques qui arrivent en premier lieu aux fonds des stations côtières via les deux oueds Nador et Mazafran.



Toutefois, malgré la proximité des sources de pollution les teneurs de ces stations ne sont pas excessives. Une remise en suspension du nickel par brassage du sédiment superficiel en ces zones peu profondes en serait la cause, en outre, l'éventualité d'une exportation de cet élément par les courants de surface vers d'autres stations n'est pas à omettre.

En général, les teneurs en nickel dans les sédiments superficiels présentent des ordres de grandeur plus ou moins similaires à celles des teneurs naturelles des sédiments marins.



**Figure 69** : carte de la répartition de nickel dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

#### d) Le Cuivre :

Les teneurs en Cuivre dans les sédiments superficiels (Tableau 18) varient dans une étroite gamme entre un minimum de 10  $\mu\text{g/g}$  révélé dans la station R7M située 0à environ 50m de profondeur à Berard et un maximum de 25  $\mu\text{g/g}$  dans la station R10L située au large de la radiale R10 en face oued Nador, avec une moyenne de 14,29  $\mu\text{g/g}$  et un écart type de l'ordre de 2,16. La répartition spatiale des teneurs du Cuivre (figure 70) montre que les teneurs sont à quelques différences près similaires dans l'ensemble des stations, avec une légère tendance d'accumulation dans les stations médianes et du large que dans les stations côtières.



Le lessivage des terres agricoles aurait contribué de façon importante à l'enrichissement du sédiment de ces stations côtières en cuivre ; cette hypothèse semble probable étant donné que les engrais et les biocides sont fréquemment à base de cuivre.

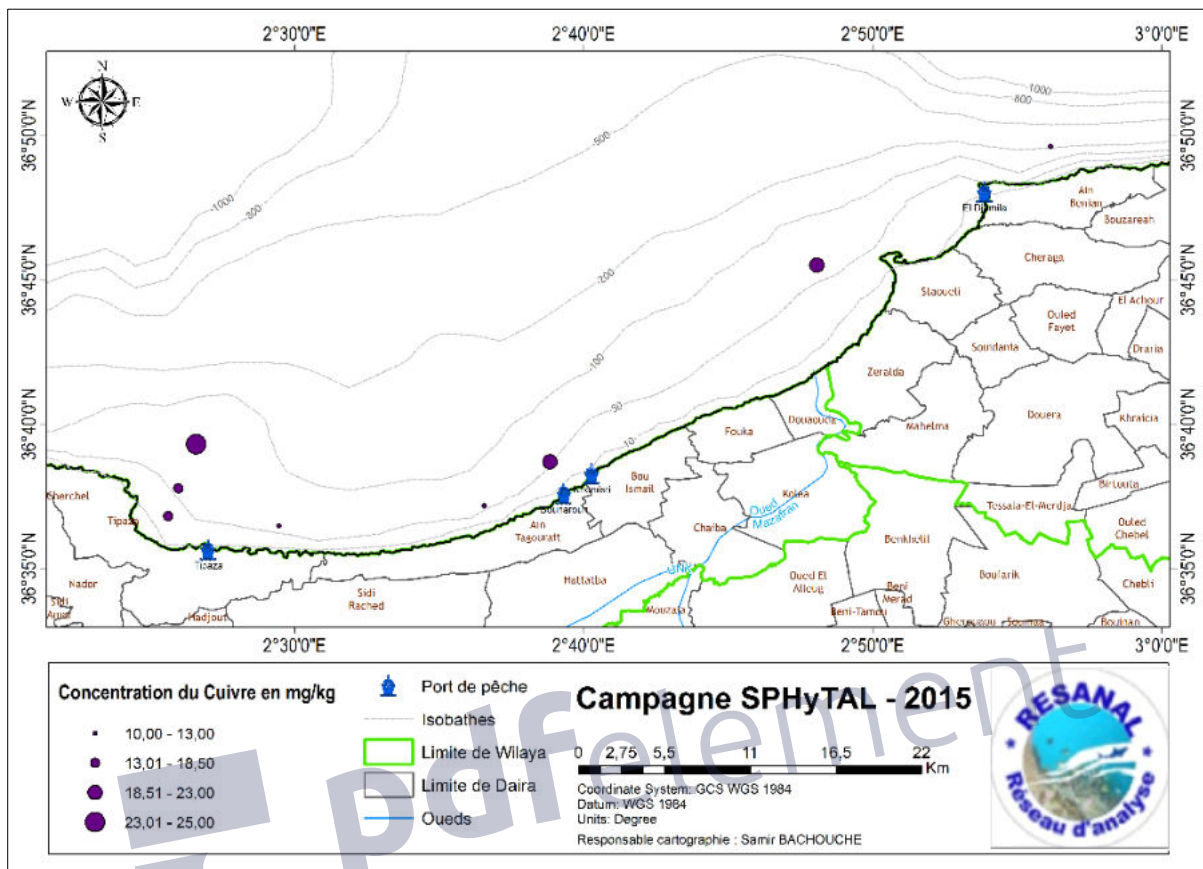


Figure 70 : carte de la répartition de cuivre dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

### e) Le Zinc :

Les teneurs en Zinc dans les sédiments superficiels (Tableau 18) varient dans une large gamme entre un minimum de 57,50  $\mu\text{g/g}$  révélé dans la station R14M située à 50m de profondeur à Ras Acrata et un maximum de 214  $\mu\text{g/g}$  dans la station R10M située aussi à 50m de profondeur en face l'oued Nador, avec une moyenne de 109,10  $\mu\text{g/g}$  et un écart type de l'ordre de 23,58  $\mu\text{g/g}$ . La répartition spatiale des teneurs du Zinc dans les sédiments superficiels (figure 71) montre que les teneurs maximales sont au niveau des stations médianes situés à 50m de profondeur, respectivement à oued Nador, Berard et oued Mazafran. De même, les teneurs au niveau des stations côtières ne s'éloignent pas de celles des stations médianes.

Les teneurs élevées en zinc présentes au niveau de ces stations résulteraient d'une légère contamination due aux rejets urbains et industriels. En effet, le maximum en zinc rencontré à la station R10M résulterait d'apports anthropiques déversés en mer par les mêmes sources qui auraient contaminés cette station en nickel et en cuivre.

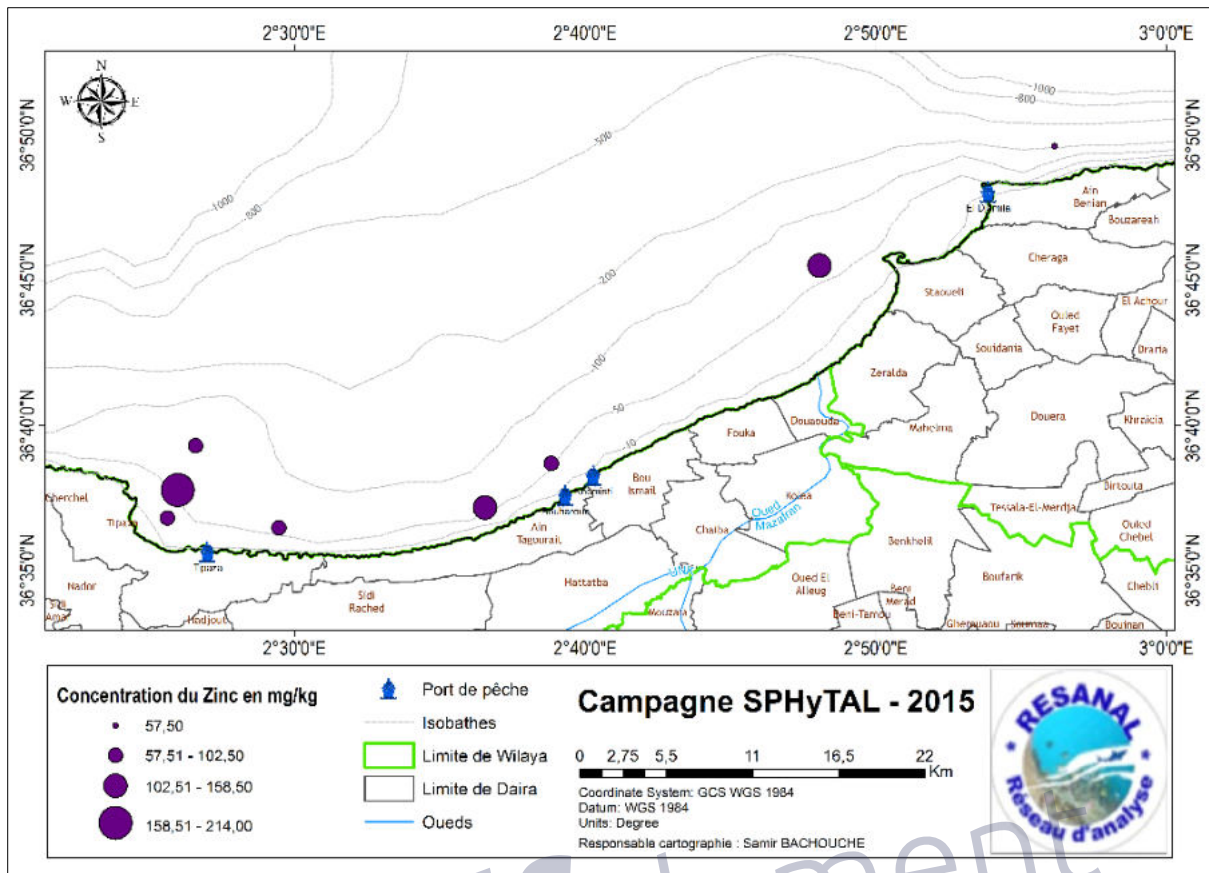


Figure 71 : carte de la répartition de zinc dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

### III-2-3 La matière organique et les hydrocarbures dans les sédiments :

Les résultats des analyses de la matière organique et des hydrocarbures dans les sédiments superficiels de la baie de Bou-Ismaïl sont résumés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 19 : Teneurs des hydrocarbures (mg/kg) et taux de la matière organique (%) par station de prélèvement (mg/kg)

N° Station	Code station	HPA (mg/kg)	% MO
S 1	R10L	203,27	4,96
S 2	R8M	249,89	7,26
S 3	R10M	63,31	4,59
S 4	R14M	426,62	3,95
S 5	R6M	1 452,81	6,05
S 6	R7M	889,74	4,36
S 7	R10C	49,97	2,63
S 8	R1M	383,65	3,52

### III-2-3-1 Le taux de la matière organique :

Le taux de la matière organique dans les sédiments superficiels (Tableau 19) varie dans une étroite gamme entre un minimum de 2,63% au niveau de la station S7 située directement en face oued Nador, et un maximum de 7,26% au niveau de la station S2 située au de l'Anse de Kouali. Ces teneurs sont très élevées d'après **Chamley (1987)**, qui considère des teneurs dépassant 1% comme élevées pour la mer Méditerranée.

La matière organique se déposant dans un environnement aquatique est souvent constituée d'un mélange complexe de bio-polymères naturels (tels que les lipides, les polysaccharides, les protéines, les particules de lignine et des spores), de géo-polymères (tels que les substances humiques et la matière organique résiduelle), et de bio-monomères comprenant les produits de décomposition microbiennes des bio-polymères (**Meyers et al, 1993, Aksu, 1999**).

Ces composés peuvent avoir une origine autochtone, et à un degré plus variable, une origine allochtone, Une fraction importante de cette matière organique est dégradée chimiquement et biologiquement dans la colonne d'eau, Une quantité plus ou moins significative (10 à 60 %) arrive à la surface des sédiments (**Kappler et al., 2001**) où elle sera soumise à d'autres transformations chimiques et biologiques, Une dernière fraction, la plus stable, sera enfouie (**Belin, 1992**).

La répartition de la matière organique dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail (Figure 72), montre que les teneurs élevées sont révélées dans les stations médianes situées au niveau de l'isobathe 50 m (S1, S2, S3 et S5). Bien que ces teneurs élevées dans les stations médianes sont relatives, ces résultats nous a permis de mettre en évidence l'origine de cette matière organique. En effet, soit la contribution de l'apport anthropique en cette matière est faible, soit la matière organique d'origine anthropique qui arrive par le biais des oueds et par d'autres émissaires d'eaux ne suit pas la direction des radiales choisies dans cette étude et/ou elle a été dégradée dans la colonne d'eau avant de se sédimenter

Par ailleurs, la matière organique des sédiments profonds aurait un aspect différent de celles des zones les plus littorales (**Leclaire, 1972**)

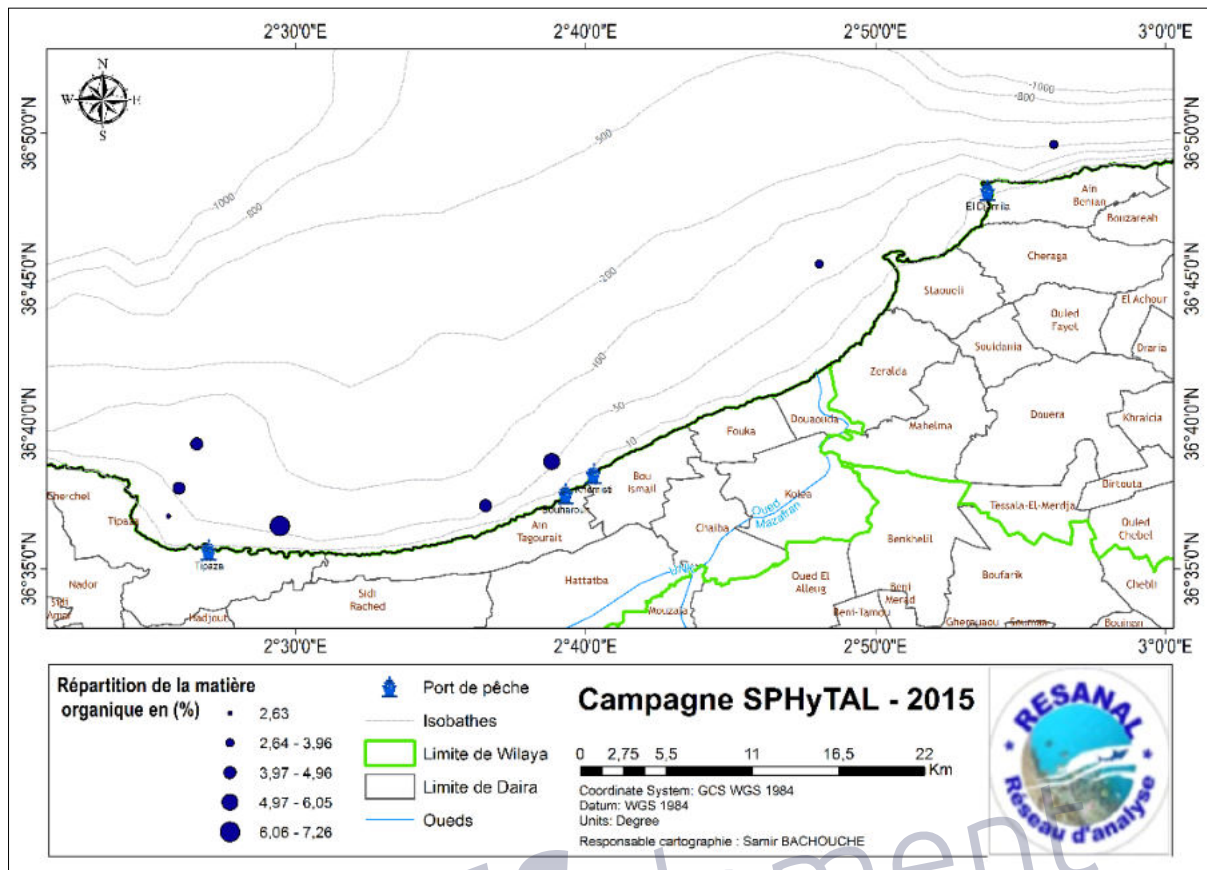


Figure 72 : carte de la répartition de la matière organique dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail.

### III-2-3-2 Les teneurs en hydrocarbures polyaromatiques :

Les teneurs en hydrocarbures polyaromatiques dans les sédiments superficiels (Tableau 19) varient dans une large gamme entre un minimum de 49.96 mg/kg révélé au niveau de la station R10C située directement en face oued Nador et un maximum de 1452, 81mg/kg au niveau de la station R6M située à 50m de profondeur en face le port de Bouharoun.

Les fortes teneurs enregistrées en face le port de Bouharoun (figure 73) sont dues principalement aux déversements des huiles de vidange par les navires directement à l'intérieur de port. Ces quantités déversées tout au long de l'année trouvent son chemin vers la mer ouverte, ou elles se finissent de s'accumuler dans les sédiments marins.

Les faibles teneurs révélées au niveau de la station cotière située en face oued Nador, nous renseigne sur la qualité des rejets qui arrivent en mer par le biais de ce dernier.

Les autres stations présentent des teneurs inférieures à celles trouvées en face le port de Bouharoun, mais elles restent élevées par rapport à celles de la station de oued Nador.



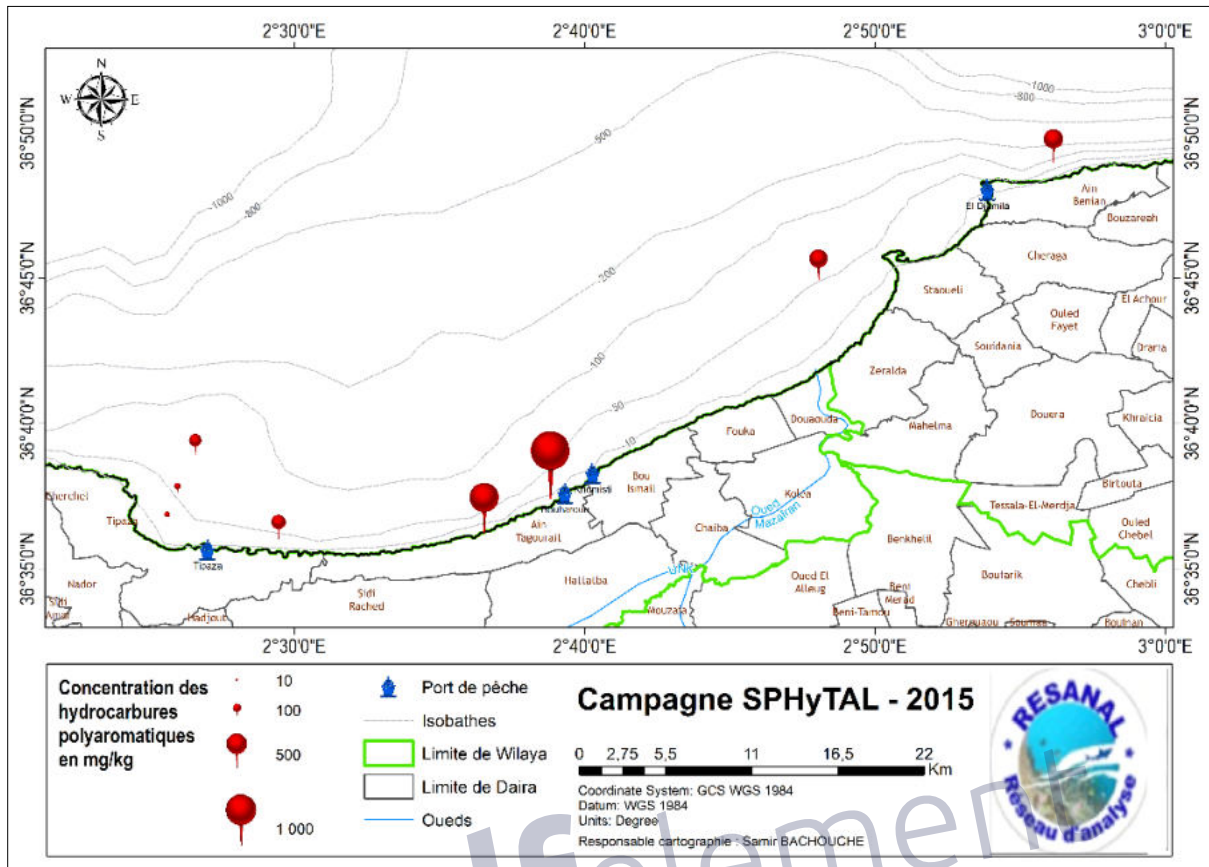


Figure 73 : carte de la répartition hydrocarbures dans les sédiments superficiels de la baie de Bousmail

### III-2-4 Les Résidus pesticides dans les sédiments :

La recherche est portée sur six pesticides (Doazinson, Metalaxyl, Malathion, Chlorpyrifos, Endosulfan et Bifenthrine) dans les sept échantillons de sédiments.

Nous avons constaté l'absence de ces pesticides dans les échantillons analysés.

Ce résultat n'implique pas l'absence totale de résidus de pesticides dans les sédiments marins car il existe un très grand nombre de pesticides utilisés et pour les analyser on doit posséder un maximum de standards de références de pesticides.

### **III-3 Les peuplements phytoplanctoniques :**

Les espèces phytoplanctoniques sont des organismes qui se renouvellent très rapidement et ils sont des indicateurs sensibles aux agressions environnementales. Ils sont affectés par des facteurs physiques, chimiques et biologiques. Ce qui les rend précieux pour des programmes de surveillances.

Nous présentons ici, l'inventaire ainsi que la dynamique spatiale du peuplement phytoplanctonique potentiellement nuisible et/ou toxique dans la baie de Bousmail et la baie d'Alger.

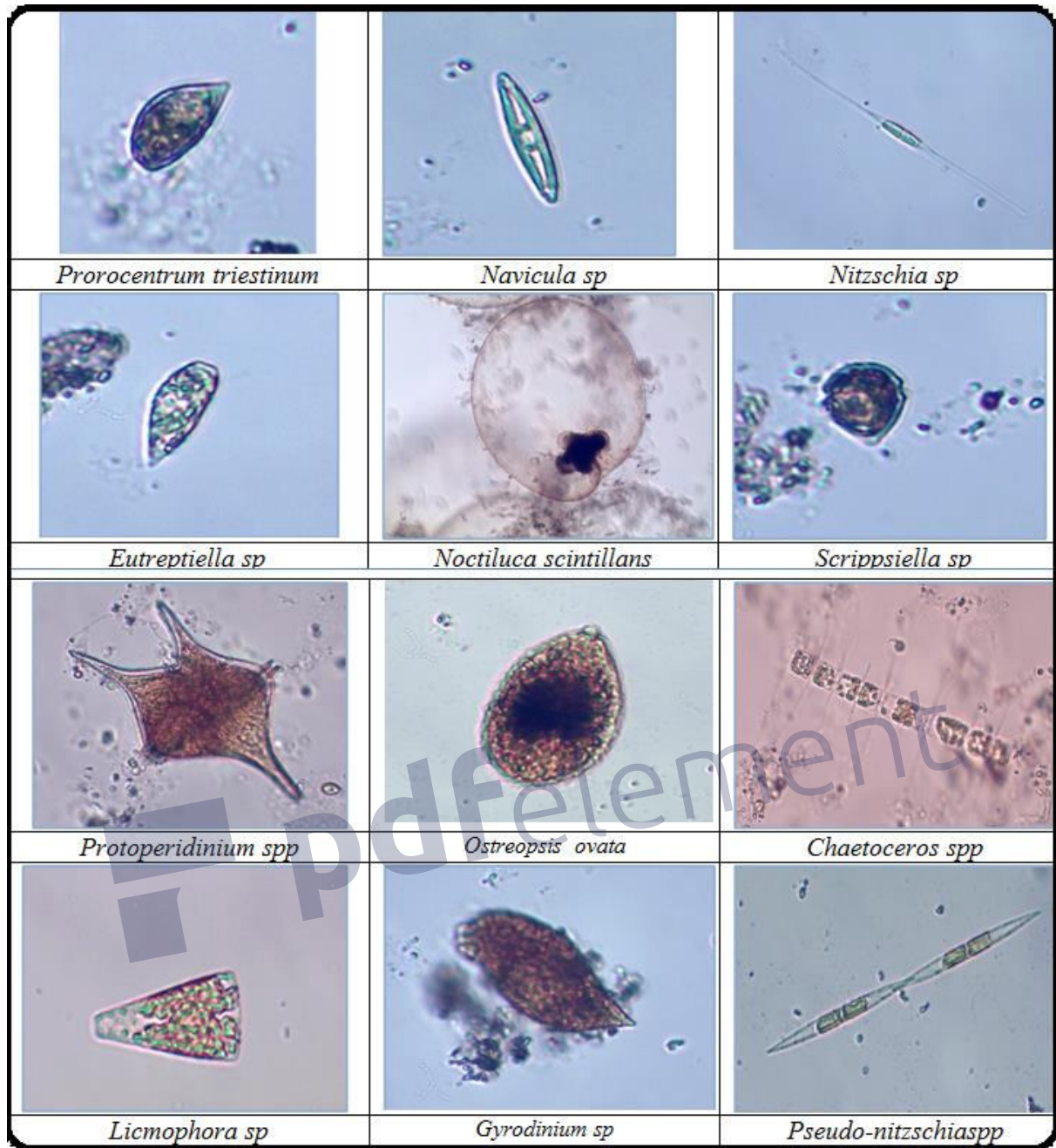
Afin d'effectuer un diagnostic de la qualité biologique (le phytoplancton) des deux baies étudiées, une analyse qualitative et quantitative a été entreprise sur le phytoplancton.

#### **III-3-1 Etude qualitative :**

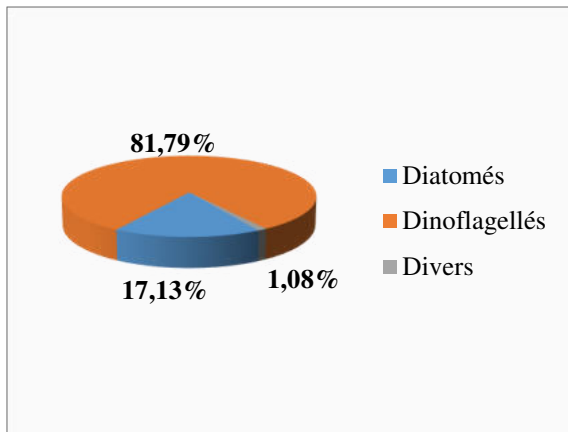
L'observation microscopique des échantillons récoltés sur 60 stations au niveau de la baie de Bousmail et 08 stations de la baie d'Alger, aux différents grossissements (400x et 200x), nous a permis d'établir un inventaire floristique composé essentiellement de deux groupes importants: Diatomées et Dinoflagellés (figure 74). Par ailleurs, nous avons recensés la présence de quelques espèces des autres groupes tels que les Chlorophycées, les Dictyophycés, les Euglenophycés avec un nombre spécifique plus faible.

En général, nous avons une dominance des dinoflagellés par rapport aux autres groupes au niveau de toutes les stations, avec 81,79% de la communauté phytoplanctonique au niveau de la baie d'Alger et 54,09 % au niveau de la baie de Bousmail, suivi par les diatomées avec 17,13 % au niveau de la baie d'Alger et de 35,06% au niveau de la baie de Bousmail. Les autres groupes (divers) représentent quant à eux un pourcentage de 1,08% et 8,65% respectivement dans la baie d'Alger et la baie de Bousmail.

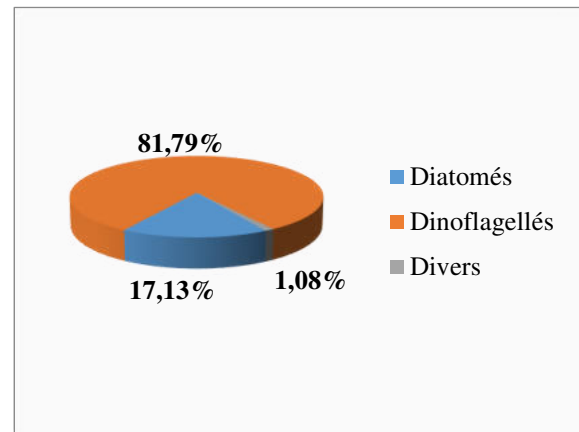




**Figure 74** : Photos numériques représentatives (échelle variable) de quelques espèces phytoplanctoniques observées sous microscope inversé AE2000.



**Figure 75** : Pourcentage des groupes rencontrés au niveau de la baie d'Alger



**Figure 76** : Pourcentage des groupes rencontrés au niveau de la baie de Bousmail

### III-3-1-1 La baie d'Alger :

**Les Dinoflagellés** : Dans cette analyse qualitative nous avons pu observer la forte diversification des dinoflagellés, les principaux genres rencontrés régulièrement sont : *Prorocentrum*, *Ceratium*, *Protoeridinium*, *Alexanderium* et *Gymnodinium*.

En outre, dans les échantillons examinés nous avons recensé un nombre d'espèces moins fréquentes à rare des genres : *Ornithocercus* et *Noctiluca*.

**Les Diatomées** : Ce groupe rassemble deux sous classes, les diatomées pennées et les diatomées centriques, dans le présent travail, le groupe des diatomées est faiblement représentées par rapport au groupe précédent (dinoflagellés) avec un max de 43 espèces au niveau de la station ZI. Dans ce groupe les trois genres *Amphora*, *Skeletonema* et *Coscinodiscus* sont les plus fréquents.

D'autres genres de diatomées, ont été rencontrés à savoir : *Navicula*, *Chaetoceros*, *Rhizosolenia*, *Nitzshia*, et *Pseudo-nitzshia*.

### III-3-1-2 La baie de Bousmail :

**Les Dinoflagellés** : Dans ce groupe, nous avons pu identifier les genres suivant : le *Protoperidinium*, *Prorocentrum*, *Ceratium*, *Oxytoxum* et *Alexandrium*. En outre, dans les échantillons examinés nous avons recensé d'autres espèces moins fréquentes à rare avec des proportions faibles appartenant aux genres suivants : *Diplopsalopsis*, *kryptoperidinium*, *Noctiluca*, *Peridinium*, *Fragilidium*, *Gyrodinium*, *Pyrodinium*, *Blepharocysta*, et plusieurs autres.

**Les Diatomées :** en ce qui concerne ce groupe de phytoplancton nous avons remarqué qu'il avait une certaine similitude avec les résultats de la baie d'Alger. En effet, les diatomées sont aussi faiblement représentées, nous sommes arrivés à identifier les genres suivant : *Thalassiosira*, *Nitzschia*, *Navicula*, *Grammatophora* et *Cerataulina*, avec une dominance du genre *Thalassiosira*.

### III-3-2 Etude quantitative

#### III-3-2-1 Abondance relative des groupes phytoplanctoniques :

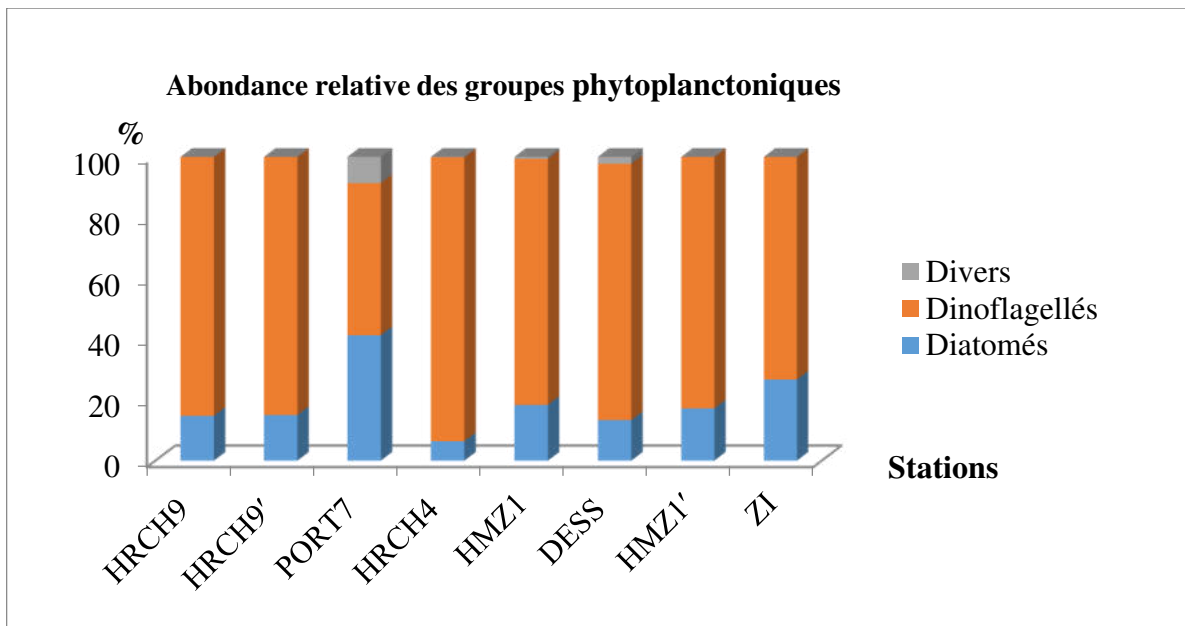
Les figures 77 à 80 présentent les abondances des principales classes rencontrées dans les échantillons traités. En effet, c'est la contribution en pourcentage de chaque groupe phytoplanctonique par rapport au total sur plusieurs stations qui permet de synthétiser la composition du peuplement phytoplanctonique dans le secteur étudié.

Les dinoflagellés montrent une bonne distribution spatiale au niveau de toute la zone étudiée et une diversité phytoplanctonique plus importante que celle des diatomées. Ces derniers, ne dépassent pas 18 % de l'abondance totale dans la baie d'Alger et 35 % au niveau de la baie de Bousmail. Les *Euglènes*, *Dicthyophycés* et d'autres groupes, sont des classes soit rares soit absentes dans toutes les stations.

#### a- la Baie d'Alger

Les résultats détaillés sur la figure ci-dessous montrent l'abondance des groupes phytoplanctoniques dominants de chaque station. Le but de cette analyse est de faire une comparaison de la richesse quantitative. La classe recensée des dinoflagellés est la plus abondante et constante comparativement aux autres groupes taxonomiques avec des seuils d'abondance qui dépassent les 55 % dans toutes les stations sauf au niveau de la station PORT7 avec une abondance de 47,06%.

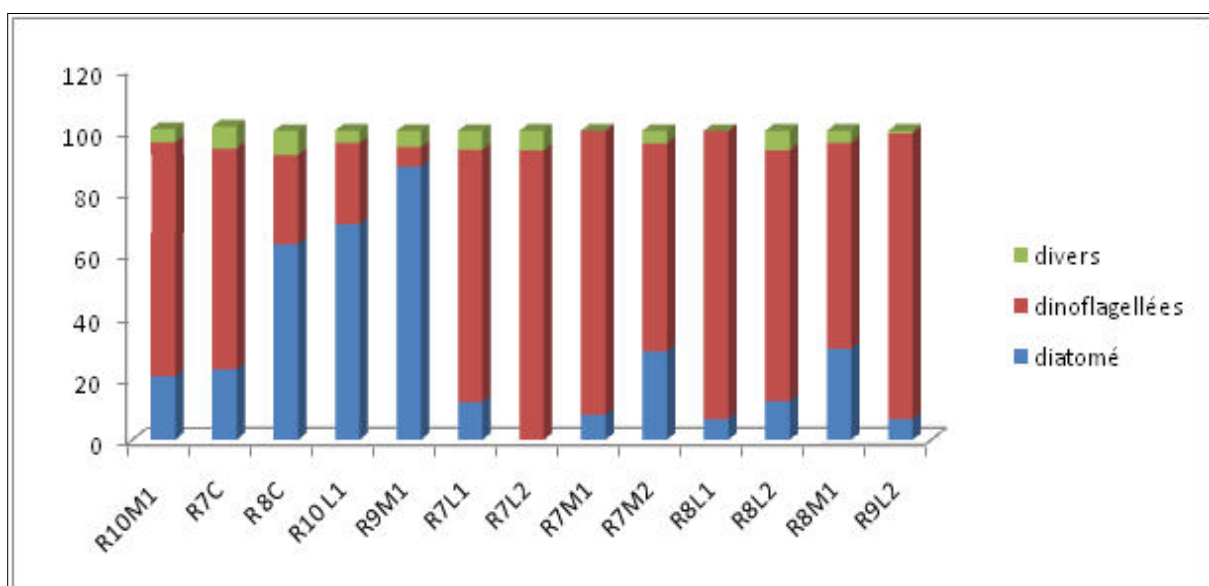
Les Diatomées, contribuent à cette distribution avec des taux plus faibles qui varient de 5,68 à 38,97 % respectivement au niveau des stations HRCH4 et PORT7. Le reste de la composition phytoplanctonique du secteur étudié, indique que les, *Euglénophycées* et *Dicthyophycées* sont très rares. Ceci s'explique par le fait, qu'ils sont moins compétitifs que les autres microalgues.



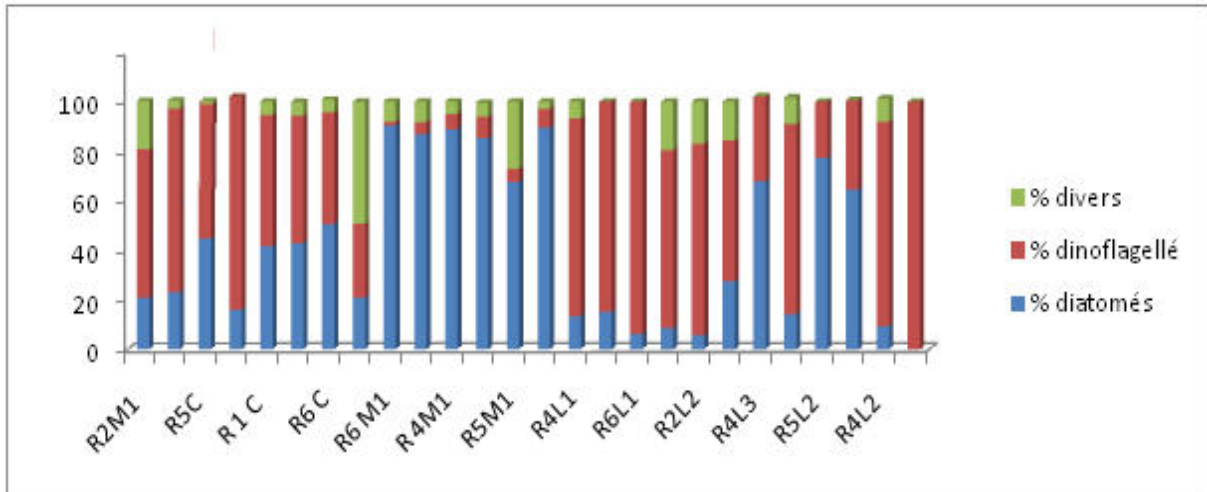
**Figure 77 :** Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger

### b- La Baie de Bousmail

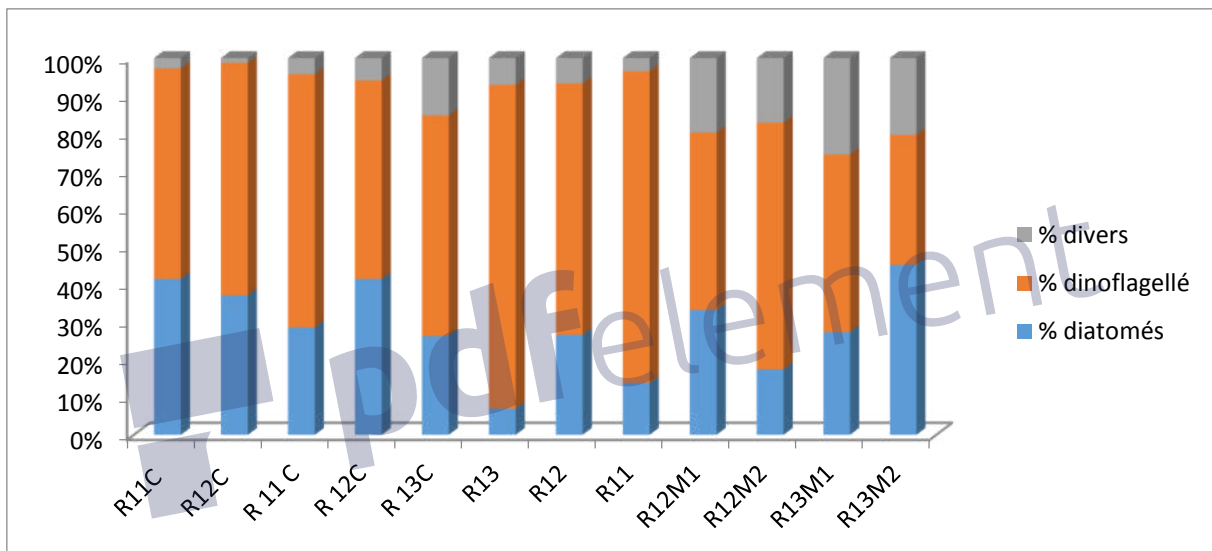
Pour la baie de Bousmail, les résultats sur l'abondance des groupes phytoplanctoniques dominants par région sont mentionnés sur les figures ci-dessous, les groupes les plus importants sont les dinoflagellés qui dépassent les **60%** au niveau de toutes les régions sauf au niveau des stations R8C, R10L1 et R 9M1 de la région A , et au niveau de R6M1, R1M1, R4M1, R3M1, R4L1, R5L2 de la région B et dans les stations R15C, R15M1 et R14M2 de la région D.



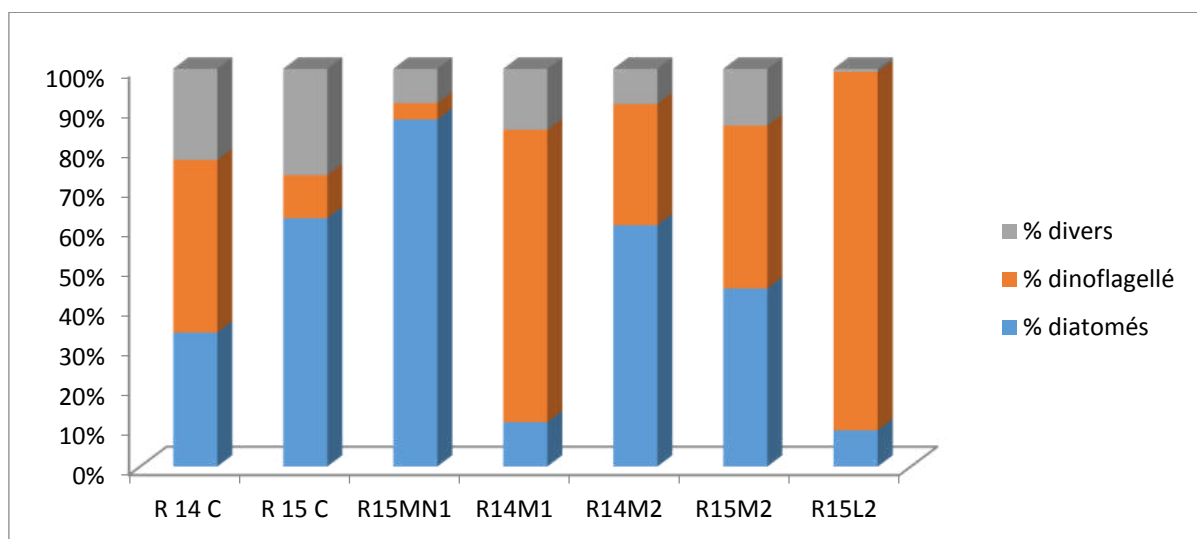
**Figure 78 :** Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région A.



**Figure 79 :** Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Baie de Bousmail région B.



**Figure 80 :** Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région C.



**Figure 81 :** Abondance relative des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail région D.

### III-3-2-2 Variation des densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques

#### a- La Baie d'Alger :

Le but de cette démarche est de déterminer la concentration de chaque taxon en comptant le nombre de cellules total et en intégrant le volume d'échantillon sédimenté.

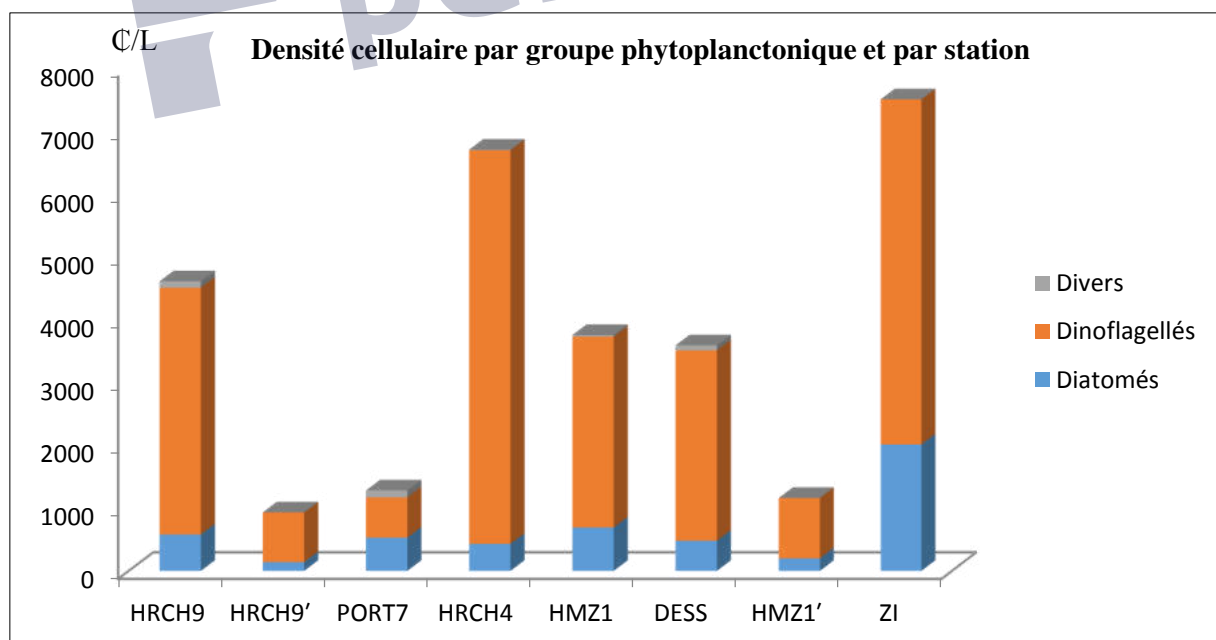
En effet, La figure 82 suivante représente la distribution des densités cellulaires totales, dans le site d'étude.

L'examen de la figure 82 a permis de mettre en évidence une importante variation, qui se caractérise par une densité cellulaire totale de 930 cell/l (station HRCH9') à 7510 cell/l (station ZI) avec une dominance claire des dinoflagellés.

Nous remarquons dans toutes les stations, que le groupe de diatomées est toujours moins important numériquement par rapport aux dinoflagellés sauf dans la station PORT7 où la densité des diatomées avoisine celle des dinoflagellés avec respectivement 530 cell/l et 640 cell/l.

La dominance des dinoflagellés nous la retrouvons principalement dans la concentration élevée de quelques genres comme : les *Prorocentrum* ; les *Alexandrium* et les *Protoperidinium*.

Dans les stations PORT7, HRCH9 et DESS on note une concentration remarquable des groupes phytoplanctonique divers.

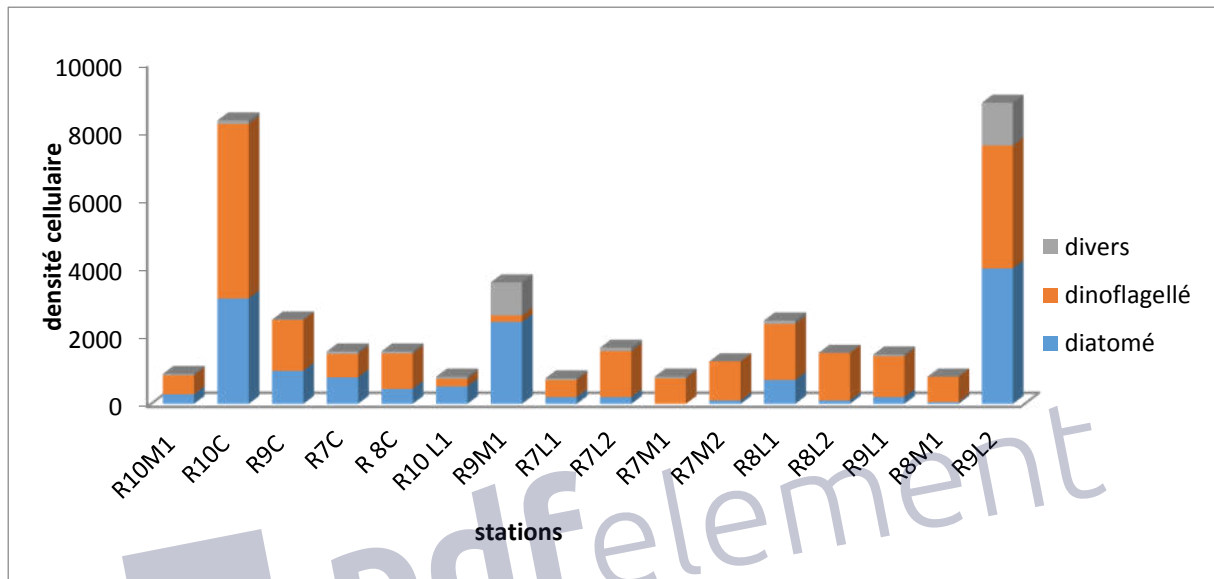


**Figure 82 :** Evolution spatiale par station de la densité des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger.

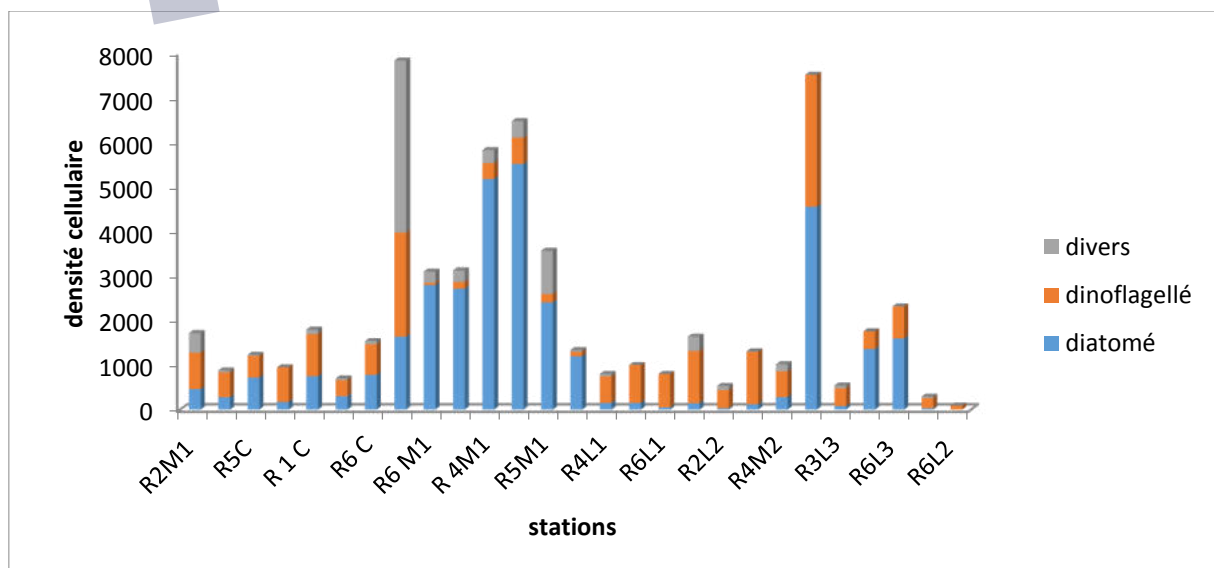


### b- Baie de Bousmail :

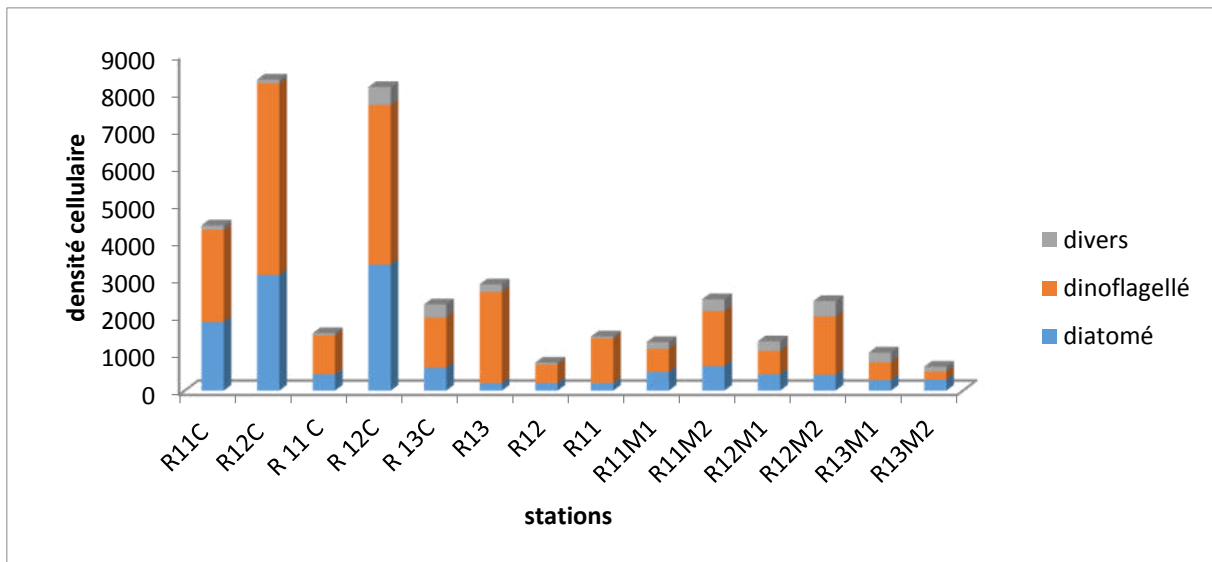
Le dénombrement des cellules phytoplanctoniques au niveau de la baie de Bousmail a permis de calculer une densité cellulaire totale qui varie d'une région à l'autre, on note que cette densité varie entre une valeur minimale de 320 Cell./l au niveau de la station R4L2 (Zone B) à un maximum de 8860 cell./l au niveau de la station R15M2 (Zone D) (Figures 83,84 , 85 et 86). Par ailleurs, on a remarqué l'absence des diatomées au niveau de certaines stations telles que R6L2 et R7L2 dans les zones A et B.



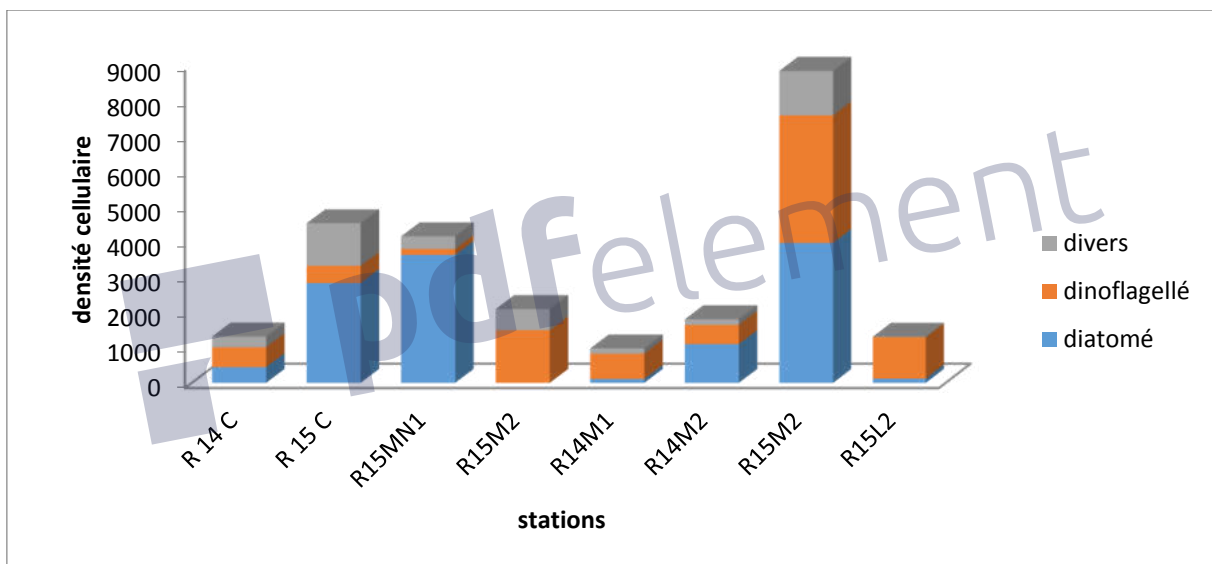
**Figure 83 :** Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone A



**Figure 84 :** Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone B



**Figure 85 :** Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone C



**Figure 86 :** Densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie de Bousmail zone D

### III-3-3- Le peuplement phytoplanctonique potentiellement nuisible et/ou toxique

Parmi les nombreuses espèces constituant les populations de phytoplancton, quelques-unes produisent des toxines que l'on appelle phycotoxines. Le nombre d'espèces toxiques existant au niveau mondial a été estimé à environ 70, c'est à dire 2% du nombre total. Elles appartiennent majoritairement à la classe des Dinophycées.

- On peut distinguer deux types de phycotoxines, selon leur cible : Certaines phycotoxines sont libérées dans l'eau et sont donc directement toxiques pour les espèces marines, végétales ou animales ;

- d'autres phycotoxines s'accumulent dans les organismes qui se nourrissent de phytoplancton (coquillages, certains poissons...) : ces derniers n'en sont pas affectés, mais deviennent toxiques et ne doivent plus être consommés.

#### a- La Baie d'Alger :

L'inventaire des espèces phytoplanctoniques potentiellement toxiques et/ou nuisibles comprend au moins dix-sept taxons appartenant à 17 genres et groupés en 13 familles et 5 classes (Bacillariophyceae, Dinophyceae, Dictyochaceae, Mediophyceae, Noctiluca) dont les genres *Pseudonitzschia* et *Dictyocha* sont considérés comme potentiellement nuisibles.

Les dinoflagellés du genre *Prorocentrum* représentent dans les stations de la zone étudiée des fréquences relatives importantes et des indices de dominance avec un max de 40% au niveau de la station HMZ1.

Les Gymnodiniums de leur côté dominant au niveau de la station de HRCH4 avec un taux de présence de 20.26 %. (Tableau 20).

**Il est indispensable de signaler qu'à aucun moment, les densités cellulaires de ces espèces n'ont atteint les seuils d'alerte.**

**Tableau 20 :** Présence des espèces nuisibles et/ou toxiques dans les stations de la baie d'Alger

Espèces nuisibles et/ou toxiques	Station							
	HRCH9	HRCH9'	PORT7	HRCH4	HMZ1	DESS	HMZ1'	ZI
<i>Alexandrium sp (PSP)</i>				X				X
<i>Azadinium sp (AZP)</i>					X	X		
<i>Ceratium sp(NSP)</i>	X		X	X	X	X	X	X
<i>Chaetoceros sp (BN)</i>	X							
<i>Dictyocha speculum (BN)</i>							x	
<i>Dinophysis sp (DSP)</i>			X	X	X	X		
<i>Gambierdiscus toxicus (CFP)</i>				X	X			X
<i>Gymnodinium sp (NSP)</i>	X			X		X		X
<i>Gyrodinium (IT)</i>						X		
<i>Karenia selliformis(IT)</i>						X		
<i>Lingulodinium polyedrum (DSP)</i>	X			X	X		X	X
<i>Noctiluca scintillans(BN)</i>				X				
<i>Ostreopsis sp (Palytoxine)</i>			X	X	X	X		X
<i>Prorocentrum sp (CFP, DSP)</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Protoperidinium sp(AZP)</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pseudo-nitzschia (ASP)</i>		X	X		X			
<i>Scrippsiella sp(BN)</i>	X	X	X	X		X	X	X

*PSP* : paralytic shellfish poisoning, *AZP*: azaspiracid shellfish poisoning, *NSP*: neurotoxic shellfish poisoning, *DSP*: diarrhoeic shellfish poisoning, *CFP* : ciguatera fish poisoning, *BN* : blooms nuisibles, *IT* : ichtyotoxines. *Palytoxine* : difficultés respiratoires et des irritations ORL.

D'après les résultats obtenus de la flore partielle des espèces nuisibles et/ou toxiques, nous avons remarqué que la station HRCH4 présente le plus grand nombre d'espèces nuisibles (11 espèces) suivi par les stations DESS, HMZ1' et ZI avec respectivement 10, 9 et 9 espèces.

Les stations HRCH9 et PORT7 contiennent 7 espèces nuisibles, et en dernier rang les stations HMZ1' et HRCH9' avec la présence de 5 et 4 espèces respectivement.

### b- La Baie de Bousmail :

Au niveau de la baie de Bousmail, on a signalé la présence de certaines espèces susceptible de produire des toxines, appartenant au groupe taxonomique des dinoflagellés, qui est le groupe dominant.

En effet, l'inventaire des espèces toxiques de la baie de Bousmail a permis de mettre en évidence les genres suivants : *Prorocentrum*, *Ceratium*, *Alexandrium*, *Gymnodinium*, *Gyrodinium*, *Ostréopsis*, *Dinophysis* et *Scrippsiella*.

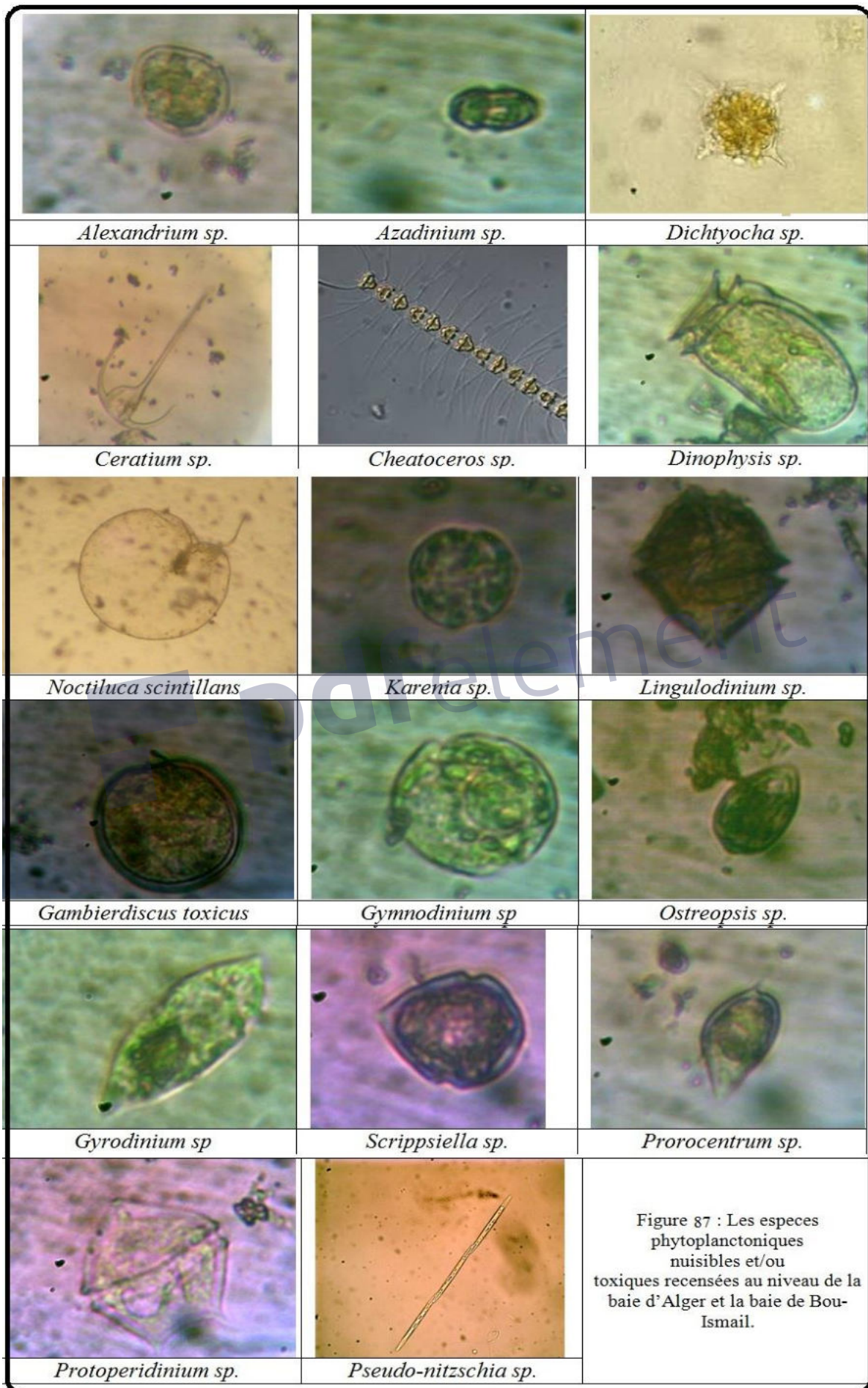
*Prorocentrum* est le genre dominant, il est présent dans toutes les stations avec des pourcentages importants qui dépassent les 70% au niveau de la station R10L1, et égale à 58,21 % au niveau de la station R15M2.

*Gymnodinium* est omniprésente dans la majorité des stations avec une fréquence relative de 88.% au niveau de la station R11M2

**Tableau 21 :** Présence des espèces nuisibles et/ou toxiques dans les stations de la baie de Bousmail

Espèces nuisibles et/ou toxiques	Stations																				
	R8M1	R11M1	R11M2	R12M1	R12M2	R13M1	R13M2	R14M1	R14M2	R15M2	R9L2	R5M2	R2L2	R15L2	R4M2	R4L3	R3L3	R5L2	R6L3	R4L2	R6L2
<i>Alexandrium sp</i>																					
<i>Amphidinium sp</i>																					
<i>Azadinium sp</i>																					
<i>Ceratium sp</i>	X		X	X	X			X	X	X					X		X		X		
<i>Chaetoceros sp</i>																					
<i>Coolia monotis</i>																					
<i>Dityrocha speculum</i>																					
<i>Dinophysis sp</i>			X																		
<i>Gambierdiscus toxicus</i>																					
<i>Gymnodinium sp</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Gyrodinium sp</i>		X	X		X										X		X				
<i>Karenia selliformis</i>																					
<i>Lingulodinium polyedrum</i>																					
<i>Noctiluca scintillans</i>																					
<i>Ostreopsis sp</i>															X	X			X		
<i>Phaeocystis sp</i>																					
<i>Prorocentrum sp</i>	X				X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X				X
<i>Protoperidinium sp</i>															X						X
<i>Pseudo-nitzschia</i>																					
<i>Nitzschia sp</i>															X				X		
<i>Scrippsiella sp</i>	X		X		X													X			





Les résultats de la campagne ont permis :

D'obtenir une distribution horizontale des paramètres physico-chimiques (température, salinité, pH, oxygène dissous, transparence de l'eau, matière en suspension et sels nutritifs) et biologiques (phytoplancton, chlorophylle), d'évaluer le degré de la contamination chimique des trois matrices (eau, sédiment et biote) de la baie de Bousmail, de connaître la distribution spatiale des différents groupes du peuplement phytoplanctonique et d'établir une liste floristique des espèces nuisibles et/ou toxiques au niveau des baies d'Alger et de Bousmail.

**En effet, la baie de Bousmail est un milieu plus ou moins ouvert au large et en même temps soumis à l'influence directe des apports continentaux.** Cette caractéristique fait que les résultats des mesures et d'analyses des différents descripteurs durant la campagne reflètent à la fois les caractéristiques des eaux du large et celles des eaux côtières.

Les températures sont très élevées par rapport à la moyenne saisonnière en cette période de l'année ( $T (^{\circ}\text{C})_m=24$ ).

L'adoucissement des salinités de surface est très remarquable, ce qui met en évidence l'influence des eaux continentales ( $S (\text{psu}) < 35$  dans la presque totalité des stations de surface). Les eaux de la baie, de surface jusqu'à 100m de profondeur sont occupées par une seule masse d'eau qui est l'eau Atlantique modifiée (MAW). Cette masse d'eau est plus au moins adoucie en quelques points du littoral de la baie, notamment, en face les oueds et les émissaires d'eau. Le pH au niveau des eaux de surface est inférieur au pH moyen de l'eau de mer ( $\text{pH}_m=8.3$ ).

Les faibles teneurs en oxygène dissous se manifestent particulièrement en face l'embouchure de l'oued Mazafran, ce qui évoque la charge polluante d'origine urbaine et domestique importante de cet oued.

Les concentrations en sels nutritifs suggèrent un apport certain continental par les oueds et le lessivage des terres agricoles.

Le faible rapport N/P (1.3) peut être expliquée par l'apport important en phosphates par le lessivage des terres agricoles par les eaux de ruissellement, surtout dans la partie Est de la baie. La consommation des sels nutritifs par le phytoplancton peut être un autre facteur, car généralement, c'est l'azote nitrique qui s'épuise en premier lieu par rapport aux phosphates.

Les teneurs en chlorophylle *a* évoquent une activité photosynthétique importante. Cette activité se manifeste à plusieurs niveaux de profondeurs, notamment en surface à Berard et dans la petite baie d'El Djamila.



**Ainsi, les activités humaines le long du littoral de la baie de Bousmail** sont source de nombreux déchets, polluants et perturbations. Les rejets issus des villes côtières, du secteur récréatif et des unités industrielles sont plus au moins traités. L'aquaculture conduit parfois à concentrer une grande quantité de la matière organique dans le milieu marin.

Ces polluants contaminent l'eau, les sédiments et les organismes vivants affectant l'équilibre des écosystèmes côtiers et menaçant certaines activités (aquaculture, pêche et tourisme).

Les eaux côtières et les poissons (rouget de vase) n'évoquent aucun risque de contamination bactérienne, les valeurs des différents germes analysés sont tous inférieures aux normes algériennes.

Les concentrations des métaux traces analysées (Cu, Cd, Pb, Zn et Ni) dans les échantillons d'eau de mer sont très faibles dans l'ensemble des stations.

Les concentrations des métaux traces analysées (Cu, Cd, Pb, Zn, As, Fe et Ni) au niveau du rouget de vase et de poulpe évoquent des teneurs assez élevées dans les muscles des deux espèces, notamment en plomb, zinc, nickel et à moindre degré par le cuivre.

Les concentrations des métaux traces analysés (Cu, Cd, Pb, Zn et Ni) dans les sédiments superficiels sont dans la gamme de variations des teneurs de fond géochimique des sédiments marins, à l'exception de cadmium dans quelques stations.

Les hydrocarbures polyaromatiques présentent des teneurs assez élevées dans les sédiments superficiels, en particulier, en face le port de Bouharoun.

On a constaté l'absence des pesticides analysés (Doazinon, Metalaxyl, Malathion, Chlorpyrifos, Endosulfan et Bifenthrine) dans les sédiments superficiels.

L'étude de la matière organique nous a fourni des informations complémentaires dans la compréhension des problèmes de pollution. De faite, qu'elle constitue le vecteur principal de l'activité anthropique par sa capacité de complexer et de concentrer de nombreux polluants organiques et inorganiques. Ses taux élevés dans les sédiments superficiels évoquent sa contribution importante à la charge polluante déversée dans la baie.

**L'étude des peuplements phytoplanctoniques au niveau des baies d'Alger et de Bousmail** montre la dominance du groupe des dinoflagellés qui rassemble la majorité des espèces nuisibles et/ou toxiques que nous avons recensé :

- les proroentrum qui dominant les deux baies ;
- les gymnodinium qui sont présents en grand nombre dans les deux baies mais leur présence elle est plus importante au niveau de la baie de Bousmail ;

- les ceratium et les protoperidinium qui sont présents dans les deux baies
- les scrippsiella qui elles sont présentes surtout au niveau de la baie d'Alger.

L'ensemble des résultats de cette étude a montré que la production phytoplanctonique dans cette zone d'étude est relativement faible atteignant une densité maximale de 8860 cellules/litre et confirme le caractère oligotrophe de la méditerranée en générale et des côtes algériennes en particulier.

Ce travail qui a contribué à la compréhension du fonctionnement de l'écosystème côtier de la baie de Bousmail sur le plan spatial peut constituer un noyau pour faire développer autour des stratégies de surveillance de milieu marin. Il a mis en évidence la nécessité de recours à la mise en œuvre des réseaux de surveillance par compartiment.

Ainsi, l'intégration de ces études dans une échelle spatio-temporelle plus étendue permettra d'élucider mieux les variations et le comportement des différents descripteurs et polluants et d'assurer un meilleur suivi temporel des successions phytoplanctoniques.

Les défis restent à surmonter sont nombreux : il faut mettre en évidence une relation causale entre contamination chimique et effet biologique, et ce, sur des organisations biologiques plus complexes (individu, populations et écosystèmes) ; il faut distinguer les effets des polluants chimiques avec les autres stress environnementaux (variations de température et de salinité, conditions trophiques, réchauffement climatiques perte d'habitats...etc.).

Alors, les besoins de connaissances portent en particulier sur la caractérisation des apports, des flux et de devenir des contaminants, la mesure de leurs impacts et leurs effets combinés (croissance et reproduction des espèces), l'étude du processus de contamination le long de la chaîne trophique jusqu'au consommateur final et la conception des solutions pour réduire les rejets à la source, les traiter et décontaminer les milieux.

Recommandations :

*Prélèvements et échantillonnage :*

- Au préalable, chaque station de prélèvement recevra un nom ou un numéro pour faciliter la prise de note sur le terrain, l'étiquetage et le suivi des échantillons.
- Cibler les points de prélèvement vulnérables à la pollution organique dans les sédiments et l'eau
- Faire des prélèvements de sédiment en deux modes si possible par Benne Van Veen en surface et par Carottage pour prélèvement en couches
- Réaliser des prélèvements de plus importantes charges : 1-2 Kg
- Pour les hydrocarbures dans l'eau de mer : prélèvement en surface.

*Transfert des échantillons :*

- Les échantillons de sédiment seront conditionnés dans des récipients de 1 à 2 litres en verre (analyse organique) ou en matériaux polymères (polyéthylène, polypropylène ou polystyrène cristal).
- Le transfert au laboratoire doit se faire dans les 24 heures suivant la phase de prélèvement.

*Analyse aux laboratoires :*

- Réalisation des analyses de traces : HAP,
- Méthodes d'extraction plus spécifiques.

*Interprétations des résultats /normes :*

- Historique d'analyse dans les mêmes sites ou sites similaires

Ainsi,

- Nécessité de mettre en place un suivi mensuel et/ou bimensuel des stations bien précises pour une surveillance significative.
- Charger des personnes bien déterminées pour le traitement des échantillons.

## Références bibliographiques

**Aksu A.E., Abrajano T., Mudie P.J., et Yasar D., 1999.** Organic geochemical and palynological evidence for terrigenous origin of the organic matter in Aegean Sea sapropel S1; *Marine Geology*, **153**, pp.303-318.

**Aminot A. et Chaussepied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *Edt. CNEXO, Brest, 395p.*

**Belin, S., 1992.** Distribution microscopique de la matière organique disséminée dans les roches mères : technique d'étude, interprétation des conditions de dépôt et de diagenèse. *Thèse de doctorat de l'Université d'Orsay, 371 pp.*

**Ben Bouih, H., H. Nassali, M. Leblans et A. Srhiri, 2005,** Contamination en métaux traces des sédiments du lac Fouarat (Maroc). *Afrique Science*, 1(1) :109-125. DOI : [10.4314/afsci.v1i1.35403](https://doi.org/10.4314/afsci.v1i1.35403)

**Bethoux J.P., 1980.** Le cycle du phosphore dans le bassin occidental de la mer méditerranée. *Modèle d'étude du devenir des rejets telluriques. V<sup>es</sup> journées. Etud. Pollution, Cagliari, C.E.S.M. (1976), p 997-1004.*

**Boulahtid M., 1987.** Analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer. Etude du mélange des masses d'eaux et de l'oxydation de la matière organique dans l'océan. *Thèse de Doctorat, Université de Paris VI, 266p*

**Boulahtid M., Eddalia N., Boudjellal B. et Azzouz M., 2003.** Les eaux de la baie d'Alger. Quelques aspects physicochimiques et environnementaux. *Annales de l'institut National Agronomique- El Harrach- Vol.24, N°1 et 2, p39-54*

**Chamley H. 1987.** *Sédimentologie, Dunod, Paris, 175 p.*

**Eppley R.W. et Peterson B. J., 1979.** Particulate organic matter flux and planktonic new production in the deep ocean. *Nature, Vol. 282, p677-680.*

**Fakayode, S.O. 2005,** Impact assessment of industrial effluent on water quality of the receiving Alaro River in Ibadan, Nigeria. *AJEAM-RAGEE, 10: 1-13.*

**Jacques G. et Tréguer, P., 1986.** Ecosystème pélagique marin. Collection d'écologie.19. *Edt. Masson. Paris, 243p.*

**Kappler, A., Ji R., Schink b. & Brune A. 2001.** Dynamics in composition and size-class distribution of humic substances in profundal sediments of Lake Constance. *Organic Geochemistry*, N°32; pp. 3-10

**Katemo, Manda B., G. Colinet, L. André, A. Chocha Manda, J.-P. Marquet et J.-C. Micha, 2010,** Évaluation de la contamination de la chaîne trophique par les éléments traces (Cu, Co, Zn, Pb, Cd, U, V et As) dans le bassin de la Lufira supérieure (Katanga/RD Congo) ; *Tropicultura*, 28, 4, pp. 246–252.

**Leclaire, L., 1972.** La sédimentation holocène sur le versant méridional du bassin Algéro-Baléares. Mémoires du Muséum National d'histoire Naturelle, Paris, *nouvelle série, C, Sciences de la terre. Tome XXIV, fascicule unique*, 391p.

**Minster J.F. et Boulahdid M., 1987.** Redfield ratios a long isopycnal surfaces- a complementary study. *Deep Sea Res*, Vol. 34, 12, p 1981-2003.

**Meyers, P. & Ishiwatari, R. 1993.** Lacustrine organic geochemistry: an overview of indicators of organic matter sources and diagenesis in lake sediments. *Org. Geochem.* N°20; pp.867-900.

**Ogindo, B. A., 2001,** Heavy Metal Pollutants and their Concentrations in Fish (Barbus Species) in Sosiani River, Kenya. *discov. Innov.*, 13 (3/4), pp. 178-197

**Raimbault P., Conan P. et Coste B., 1993.** Le Phosphore en méditerranée occidentale. Donnée récente et pré – évaluation de l'évolution temporelle ou sein des eaux profondes. Rapp. Comm. Int Mer Med, Vol 34. 68 p.

**Redfield A.C., Ketchum B.H. et Richards F.A., 1963.** The influence of organisms on the composition of seawater. *In the sea .Vol 2. Edt.M. N.Hill. Intersciences. New York*, p26-77.

**Rodier J. et al., 2001.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. *Edition: DUNOD, 8ème édition, Paris, 1384 P.*

**Tabinda, A. B., M. Hussain, I. Ahmed et A. Yassar, 2010,** Accumulation of Toxic and Essential Trace Metals in Fish and Prawns from Keti Bunder Thatter District, Sindh *Pakistan J. Zool.*, vol. 42(5), pp. 631–638.