



Étude des écosystèmes littoraux : Guide de pratiques

Juana Rosa Betancort Rodríguez

Vanessa Millán Gabet

Marta Rodrigo Sanz

Instituto Tecnológico de Canarias

Cette publication a été éditée par l'Instituto Tecnológico de Canarias, S.A., Département d'Eau - Division de la Recherche et du Développement Technologique

Novembre 2013 (1^{re} édition)

© du texte : les auteurs

© des illustrations : ITC

© de l'édition : ITC

Le copyright et tous les droits de propriété intellectuelle et / ou industrielle sur le contenu de cette publication sont la propriété des auteurs. La reproduction totale ou partielle de cette publication, sa transmission sous quelque forme ou moyen que ce soit - électronique, mécanique, par photocopie, par registre ou d'autres moyens – sont interdits sauf s'ils sont effectués à des fins académiques ou scientifiques et strictement non – commerciales et gratuites, avec l'obligation de citer dans tous les cas le projet OMARCOST et le financement reçus par le programme POCTEFEX (Programme de Coopération Transfrontalière Espagne-Frontières Extérieures), ses auteurs, l'ITC, son titre complet et le caractère de publication divulgateur gratuit.

ISBN : 84-689-7603-2

Dépôt légal : 222-2006

Réalisation : Daute

Index

PROLOGUE	9
INTRODUCTION	11
UNITÉ 0. NOMES D'EMPLOI D'UN LABORATOIRE CHIMIQUE ET BIOLOGIQUE	19
1. INFORMATION GENERALE	21
2. LA SECURITE AU LABORATOIRE	21
2.1. Normes hygiéniques basiques	21
2.2. Protection : comment s'habiller dans le laboratoire	21
2.3. L'ordre et la propreté sur le lieu de travail	21
2.4. Manipulation de produits chimiques	22
2.5. Chauffage de liquides	23
2.6. Manipulation du verre	23
2.7. Manipulation d'équipements	24
2.8. Transport de réactifs	24
2.9. Risque électrique	24
3. ÉLIMINATION DES DÉCHETS	24
4. MESURES À PRENDRE EN CAS D'ACCIDENT	25
5. MATÉRIEL BASIQUE D'UN LABORATOIRE	26
UNITÉ 1. PRISE D'ECHANTILLONS	31
1. PRISE D'ECHANTILLONS	33
2. ORGANISATION DE L'ECHANTILLONNAGE DANS LE CADRE DES PRATIQUES	33
3. ÉCHANTILLONNAGE D'EAU DE MER	35
4. ÉCHANTILLONNAGE DE SABLES	36
4.1. Pour des analyses microbiologiques	36
4.2. Pour des analyses granulométriques	37
5. ÉCHANTILLONNAGE DE VÉGÉTAUX MARINS	37

UNITÉ 2. BIOLOGIE DES ZONES CÔTIÈRES	39
PRATIQUES	41
I. ZONAGE	41
II. CHAÎNE TROPHIQUE DANS LA MER	45
III. PIGMENTS PHOTOSYNTHÉTIQUES DES ALGUES	47
IV. OBSERVATION AU MICROSCOPIQUE DE COUPES TRANSVERSALES D'ALGUES	53
V. ANALYSE DE LA POLLUTION MICROBIOLOGIQUE DANS L'EAU DE MER	55
VI COLORATION DIFFÉRENTIELLE DE BACTÉRIES : COLORATION DE GRAM	61
LECTURES COMPLEMENTAIRES	65
ZONAGE	65
CHAÎNE TROPHIQUE	67
PIGMENTS PHOTOSYNTHÉTIQUES	69
LE MICROSCOPE OPTIQUE	72
POLLUTION MICROBIOLOGIQUE DE L'EAU DE MER	75
UNITÉ 3. CARACTERISTIQUES PHYSICO-CHIMIQUES DE L'EAU DE MER	79
PRATIQUES	81
I. MESURE DE PH, TURPIDITÉ ET CONDUCTIVITÉ DE L'EAU DE MER	81
II. MESURE DE NITRATES, PHOSPHATES ET AMMONIUM DANS L'EAU DE MER	85
III. MESURE DE DETERGENTS DANS L'EAU DE MER	89
IV. MESURE DE CHLORURES EN EAU DE MER	93
V. MESURE DE CALCIUM ET DE MAGNESIUM : DURETÉ DE L'EAU	97
VI POUVOIR TAMON DE L'EAU DE MER	101
VII. MESURE DE CARBONATES ET BICARBONATES DANS L'EAU DE MER	103
LECTURES COMPLEMENTAIRES	107
COMPOSITION PHYSICO-CHIMIQUE DE L'EAU DE MER	107
POUVOIR TAMON DE L'EAU DE MER : CARBONATES ET BICARBONATES	111
UNITÉ 4. GÉOLOGIE DES PLAGES	113
PRACTIQUES	115
I. DÉTERMINATION DE LA GRANULOMÉTRIE DU SABLE DE PLAGE	115

II. DÉTERMINATION DE PLUSIEURS COMPOSANTS PRÉSENTS DANS LE SABLE DE PLAGE	121
LECTURES COMPLEMENTAIRES	125
CARACTÉRISTIQUES DES SABLES DE PLAGES CANARIENNES ET MAROCAINES	125
MATÉRIEL PHOTOCOPIABLE	127
UNITÉ 5. PROCESSUS PHYSIQUES DANS LA CÔTE : LES MAREES ET LE VENT	129
PRACTIQUES	131
I. DÉTERMINATION DES PARAMÈTRES DES MARÉES	131
II ELABORATION D'UNE ROSE DES VENTS	137
LECTURES COMPLEMENTAIRES	143
LES MARÉES	143
LE VENT	145
MATÉRIEL PHOTOCOPIABLE	147
ANNEXES	155
ANNEXE I : LEGISLATION CONCERNANT LES EAUX DE BAIGNADE	157
ANNEXE II : GALERIE D'IMAGES	173

Prologue

Les côtes atlantiques, et plus particulièrement celles liées au tourisme, sont caractérisées par leur fragilité dans tous les secteurs de développement, ce qui provoque que la pression environnementale et socio-économique sur l'étroite bande côtière soit très intense. Préserver et améliorer la qualité de l'environnement côtier et réduire le risque que toute activité, urbain, touristique ou industriel, pourrait causer, est une tâche prioritaire et d'une extrême importance aussi bien pour le Maroc que pour les îles Canaries. Une gestion optimale des zones côtières représente, du point de vue environnemental, non seulement l'accomplissement de la loi en vigueur, mais aussi une contribution au développement durable et une preuve incontestable de la sécurité et qualité sanitaire pour les utilisateurs. D'autre part, du point de vue touristique et commercial elle constitue un avantage concurrentiel par rapport aux autres destinations touristiques, contribuant ainsi au développement économique de ces régions.

Nous croyons qu'une des voies pour obtenir ou améliorer cette qualité et niveau de protection est grâce à la FORMATION. La tâche d'éduquer et de sensibiliser les citoyens, en particulier les jeunes générations, sur ce que représente l'environnement marin pour notre société et notre économie, c'est de la plus haute importance. Nous sommes pleinement convaincus qu'une meilleure connaissance et formation expérimentale sur le fonctionnement des écosystèmes côtiers est le principal moyen de sensibiliser le public aux dangers qui menacent l'environnement marin et de promouvoir et d'établir des attitudes protectionnistes et encadrées dans les idées de développement durable.

Avec ces idées à l'esprit, nous avons développé ce Guide de Pratiques, afin de servir d'outil de travail pour la communauté éducative. Cette nouvelle ressource éducative permettra de développer le travail expérimental de différentes disciplines scientifiques liées à l'environnement marin côtier qui sont enseignées dans l'éducation secondaire. Le but final de ce matériel c'est que les élèves aient une meilleure connaissance de la côte et de favoriser et de développer leurs compétences et leurs connaissances scientifiques grâce aux travaux expérimentaux sur le terrain et en laboratoire, et enfin, de sensibiliser sur la nécessité de leur protection et conservation.

Les pratiques proposées ont été conçues pour les différents niveaux de connaissances et c'est l'équipe de formateurs qui doit décider sur sa possible livraison à un niveau particulier, ou bien, s'il est nécessaire d'adapter les pratiques aux connaissances et compétences de leurs élèves.

Les Auteurs
Département d'Eau
Division de Recherche et du Développement Technologique
Instituto Tecnológico de Canarias, ITC

Introduction

L'Organisation des Nations Unies encourage entre 2005 et 2014 la dénommée Décennie de l'Éducation pour le Développement Durable, car l'époque que nous vivons est marquée par une série de problèmes étroitement liés: la pollution et la dégradation des écosystèmes, l'épuisement des ressources, la croissance incontrôlée de la population mondiale, les déséquilibres insoutenables, la perte de la diversité biologique et culturelle, etc. Comme l'UNESCO signale " La Décennie des Nations Unies pour l'éducation en vue du développement durable vise à promouvoir l'éducation en tant que fondement d'une société plus viable pour l'humanité et à intégrer les questions et les pratiques liées au développement durable dans les systèmes éducatifs à tous les niveaux. La Décennie renforcera également la coopération internationale en faveur du développement et la mise en commun des pratiques, des politiques et des programmes innovateurs d'éducation pour le développement durable". Il est donc nécessaire d'inclure dans les programmes des différents niveaux d'éducation, les enseignements destinés à atteindre cet objectif.

Sur les côtes atlantiques, où l'économie de nombreuses régions comme Souss-Massa-Draa et les îles Canaries est basée principalement sur le tourisme, préserver et améliorer la qualité des zones côtières sont d'une importance déterminante. Toutefois, étant donné que la pression exercée sur ces zones, loin de diminuer, a augmenté au cours des dernières années, les zones côtières sont gravement menacées, ce qui affecte directement la diversité et l'abondance des espèces qui y vivent, à la qualité des eaux marines et à la variation et l'altération du paysage naturel. Cette pression provient des activités telles que l'occupation touristique et urbaine (hôtels, appartements, etc.), les rejets en mer; la construction des ports et marinas, la sur-pêche et la conchyliculture illégale, certaines activités de loisirs, etc. Tout ça menace le fragile équilibre de l'écosystème côtier et nuit gravement à la qualité des zones côtières.

Le but de ce livre est double. D'une part, il vise à encourager les élèves à acquérir les connaissances nécessaires pour interpréter les mécanismes fondamentaux qui régissent le fonctionnement de l'environnement marin. Par ailleurs et conformément à l'objectif de l'éducation pour le développement durable, il prétend favoriser chez les élèves une attitude de réflexion, afin qu'ils évaluent l'impact sur l'environnement des activités humaines et qu'ils contribuent activement à sa protection, préservation et amélioration.

Ces objectifs peuvent être atteints avec l'inclusion, dans les différentes matières expérimentales de l'enseignement secondaire, d'unités didactiques sur la qualité des eaux de baignade et l'écosystème marin en général. Pour atteindre cet objectif global il est nécessaire d'un appui avec des activités complémentaires et de l'interaction avec d'autres disciplines telles que la biologie, la géologie, la physique, la chimie, l'écologie, l'informatique et la technologie. Avec ce type d'activités, on favorise également l'éducation générale des élèves, en évitant la vision partielle, divisée en compartiments, que les élèves ont sur le monde scientifique.

Le projet OMARCOST

Ce livre a été élaboré par le personnel du Département d'Eau de la Division de Recherche et du Développement Technologique de l'Istituto Tecnológico de Canarias, ITC (Institut Technologique de Canaries), dans le cadre du projet de coopération OMARCOST : Stratégie pour la durabilité du milieu côtier transfrontalier (www.omarcost.org).

Ce projet a été financé par le Programme de Coopération Transfrontalière Espagne-Frontières Extérieures (POCTEFEX) et est encadrée dans le thème prioritaire "Protection et développement du patrimoine naturel", qui compte entre ses principaux objectifs la promotion de la Durabilité Environnementale du territoire transfrontière et la Préservation de l'environnement et la gestion durable des ressources en eau et d'énergie.

Le chef de file du projet OMARCOST est l'ITC et le partenariat du projet est composé des partenaires suivants :

Îles Canaries

Instituto Español de Oceanografía (IEO)
Gestión del Medio Rural de Canarias (GMR)
Instituto Tecnológico de Canarias (ITC)

Maroc

Université Ibn Zohr (UIZ)
Institut National de Recherche Halieutique (INRH)
Département Environnement du Ministère de l'Energie, des Mines, de l'Eau et de l'Environnement (SER)
Université Mohamed V (ISR)
Université Hassan II (FSAC)

L'objectif général de l'OMARCOST est de définir et implanter une stratégie pour la durabilité environnementale des zones littorales d'intérêt environnementale, récréatif et productif du territoire transfrontalier grâce à une gestion intégrée préventive sectorielle du milieu littoral et de sa valorisation socio-économique.

Le projet est structuré en quatre activités, chacune avec des actions spécifiques :



Il convient de souligner que la gestion optimale des zones côtières et la mise en œuvre des programmes de contrôle de la qualité représentent, du point de vue touristique et commercial, un avantage concurrentiel par rapport aux autres destinations touristiques, contribuant ainsi au développement commercial des régions. Du point de vue environnemental, en plus de contribuer à l'application de la législation, les plans de gestion font partie intégrante des actions pour le développement durable et constituent une preuve incontestable de la qualité sanitaire pour les utilisateurs.

Dans le cadre du projet, le principal objectif de ce guide est la conscience environnementale chez les adolescents à travers des pratiques présentées ici, destinées aux élèves de l'enseignement secondaire. Grâce à cet ensemble des unités didactiques, nous prétendons mettre en relief la transcendance que la santé des plages ont sur l'économie marocaine et canarienne et de transmettre un message très concis : seulement grâce à une bonne gestion et à un comportement respectueux avec l'environnement, nous pourrions préserver notre environnement.

Objectifs

L'enseignement secondaire est un enseignement qui a un caractère à la fois formatif, préparatoire et d'orientation. Cette triple dimension se reflète dans les unités didactiques élaborées pour ce livre. La nature formative est nécessaire pour que le programme contribue à la formation de citoyens bien informés et critiques. La mise en œuvre des activités prévues dans les différentes unités permettent aux étudiants d'avoir plus d'informations sur des questions spécifiques sur le milieu marin, telles que les caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de mer, les différentes formes de pollution de l'écosystème et de leurs conséquences ou l'étude des sédiments, entre autres.

Ces unités didactiques affectent également la nature propédeutique de l'enseignement secondaire, car leur contenu lié aux concepts, procédures et attitudes mettent d'aborder d'autres études futures avec plus de préparation, non seulement études universitaires à caractère scientifique et technique, mais aussi pour les différentes spécialités de la formation professionnelle supérieure.

En ce qui concerne la nature d'orientation, ce livre contribue à forger et à développer des projets de formation des élèves qui peuvent être concrétisées dans les études ultérieures et la vie professionnelle.

Les unités didactiques proposées contribuent à développer chez les élèves les objectifs suivants :

- Comprendre les modèles, les lois et les théories scientifiques moyennant la conception d'expériences pour vérifier des hypothèses afin d'avoir une vision scientifique de base, ce qui permet aux étudiants de développer des études futures liées à la modalité choisie.
- Appliquer les contenus étudiés en situations réelles de la vie quotidienne, en associer les expériences courantes avec la science.
- Etudier d'une manière intuitive les concepts qui peuvent joindre une difficulté théorique et abstraite, encourageant les étudiants à proposer et à analyser les problèmes pratiques et quotidiens qu'ils trouvent intéressants, en réalisant la conception et la pose des problèmes ouverts et bien fondées.
- Développer des compétences en recherche, aussi bien de recherche documentaire qu'expérimental : gérer de manière ordonnée les tableaux de données et de résultats, effectuer des calculs, déterminer la valeur moyenne, la précision et l'erreur, ajuster les données expérimentales aux courbes théoriques, tracer des graphiques à partir des résultats expérimentaux en cherchant les corrélations entre eux et élaborer des rapports sur les expériences réalisées.
- Acquérir une autonomie suffisante pour utiliser dans différents contextes, avec une approche critique et créative, les apprentissages développés et apprécier l'importance de la participation responsable et la collaboration en équipes de travail.
- Montrer que les attitudes développées dans les travaux scientifiques (intérêt à trouver des informations, importance de la vérification des faits, l'esprit critique, l'ouverture à nouvelles idées, etc.) ne sont pas seulement valeurs de la méthode, mais attitudes à développer dans la vie en société et donc des valeurs que la science ajoute à celle-ci.

Contenus

Le livre est organisé en cinq unités didactiques. La première concerne l'échantillonnage, car cette première étape est essentielle pour aborder toute étude expérimentale. Les autres quatre unités proposent des activités pratiques dans les disciplines fondamentales des sciences : biologie, géologie, physique et chimie. Par ailleurs, nous avons inclus une unité initiale concernant la sécurité dans les laboratoires. Les unités ont été élaborées en tenant compte non seulement les objectifs finals fixés, mais en considérant également la principale difficulté que nous avons rencontrés lorsque les étudiants effectuent un travail en laboratoire ou sur le terrain : les élèves doivent savoir ce qu'ils font et pourquoi. Les élèves doivent apprendre la science des scientifiques, mais avec ses propres objectifs. Les expériences compris dans des unités didactiques connectent avec les problèmes environnementaux liés à l'environnement, afin que les étudiants considèrent comme propre le but de ces expériences.

Ensuite, on indique les contenus conceptuels et de procédure des unités, les contenus comportementaux sont montrés à la fin de la dernière unité, car ils sont communs.

Unité 1		Prise d'échantillons
Concepts		<ul style="list-style-type: none"> • Échantillonnage d'eau de mer • Échantillonnage de sables • Échantillonnage de végétaux marins
Procédures		<ul style="list-style-type: none"> • Connaître les différentes normes et méthodes établies pour l'échantillonnage • Connaître les différentes techniques de conservation des échantillons prélevés et la durée maximale de conservation de ceux-ci avant l'analyse
Unité 2		Biologie des zones côtières
Concepts		<ul style="list-style-type: none"> • Zonage • Chaîne trophique marine • Pigments photosynthétiques chez les algues • Coupes transversales des algues. Structures caractéristiques • Pollution microbiologique de l'eau de mer • Identification des bactéries. Coloration de gram
Procédures		<ul style="list-style-type: none"> • Recherche et identification des espèces animaux et végétaux dans une zone côtière à travers l'observation, la description et la classification des mêmes • Etablir et bien comprendre les relations trophiques qui se produisent entre les différents espèces • Extraction de pigments photosynthétiques des algues à l'aide de différents solvants • Séparation de pigments par la technique de chromatographie sur papier • Obtention de spectres d'absorption des pigments photosynthétiques • Observation microscopique des coupes transversales de différentes algues et identification des structures caractéristiques de ceux-ci • Réalisation des analyses microbiologiques des échantillons d'eaux de mer. Nombre de champignons et levures et de coliformes totaux • Identification des différents types de bactéries par coloration de Gram
Unité 3		Qualité de l'eau de mer. Détermination des caractéristiques physico-chimiques
Concepts		<ul style="list-style-type: none"> • Pollution de l'eau de mer. Sources et types. Méthodes pour le contrôle • Paramètres chimiques : pH, nitrates, phosphates, ammonium, détergents, chlorures, magnésium et calcium (dureté), carbonates et bicarbonates • Paramètres physiques : température, couleur, turbidité, conductivité

	<ul style="list-style-type: none"> • Réalisation de travaux bibliographiques sur les sources de pollution de l'eau de mer, leurs conséquences et les méthodes de contrôle • Mesure de pH, turbidité et conductivité de l'eau de mer • Mesure de nitrates, phosphates et ammonium dans l'eau de mer • Mesure de détergents dans l'eau de mer • Mesure de chlorures en eau de mer • Mesure de la dureté de l'eau : calcium et magnésium • Vérification du pouvoir tampon de l'eau de mer • Mesure de carbonates et bicarbonates dans l'eau de mer • Elaboration et interprétation des tableaux et des graphiques • Tirer des conclusions à partir des expériences de laboratoire, en les présentant correctement dans les rapports pertinents
Procédures	

Unité 4 Géologie des plages

Concepts	<ul style="list-style-type: none"> • Caractéristiques des sables de plages canariennes et marocaines • Granulométrie et angularité des particules constitutives du sable • Composition des sables • Matière organique
Procédures	<ul style="list-style-type: none"> • Détermination de la granulométrie du sable de plage • Élaboration des courbes granulométriques • Détermination de la teneur en matière organique • Détermination de la teneur en cristaux de quartz • Détermination de la teneur en carbonate calcique • Tirer des conclusions à partir des expériences de laboratoire, en les présentant correctement dans les rapports pertinents

Unité 5 Processus physiques dans la côte

Concepts	<ul style="list-style-type: none"> • Les marées • Le vent
Procédures	<ul style="list-style-type: none"> • Elaboration, représentation et interprétation d'un graphique des marées • Elaboration, représentation et interprétation d'une rose des vents à partir de données réelles • Extraction de données à partir de pages Web

Attitudes

- Positive importance que pour le développement social, scientifique et technologique ont les sciences expérimentales.
- Développement des attitudes de travail d'équipe.
- Positive importance du travail individuel et en groupe.
- Disposition pour la réalisation minutieuse des expériences de laboratoire et à l'ordre et l'attention dans la manipulation du matériel.
- Maintenance des normes de sécurité nécessaires pour travailler dans un laboratoire.
- Évaluation de l'importance de la rigueur et de la précision dans l'interprétation des résultats et dans la formulation d'hypothèses.
- Prise en compte de l'importance de l'étude et la connaissance de l'écosystème marin.
- Evaluation critique avant l'impact sur l'environnement de l'activité humaine.
- Prise de conscience de la fragilité de notre planète.
- Promotion des activités décidées par la défense et la préservation de l'environnement.

Méthodologie

La plupart des activités comprises dans ces unités didactiques sont conçues pour être développées dans le laboratoire du centre éducatif. Cependant, il est nécessaire de se déplacer jusqu'à la plage pour la collecte des échantillons qui seront plus tard analysés ainsi que pour les mesures *in situ*.

Il est recommandé de travailler en petits groupes de travail coordonnés par le professeur. Pour maintenir la communication nécessaire entre eux et les élèves, le nombre de groupes ne doit pas dépasser six et chaque groupe serait composé d'un maximum de trois personnes. Les groupes suivront toutes les étapes d'une recherche, en divisant chacune d'eux en tâches à répartir entre ses membres. Les étudiants doivent tenir un cahier de laboratoire dans lequel seront collectées toutes les activités réalisées et les données obtenues. Il est important, en particulier en vue de l'évaluation, que dans le cahier il soit bien différencié le travail qui a été réalisé d'une manière individuelle et ce fait en groupe.

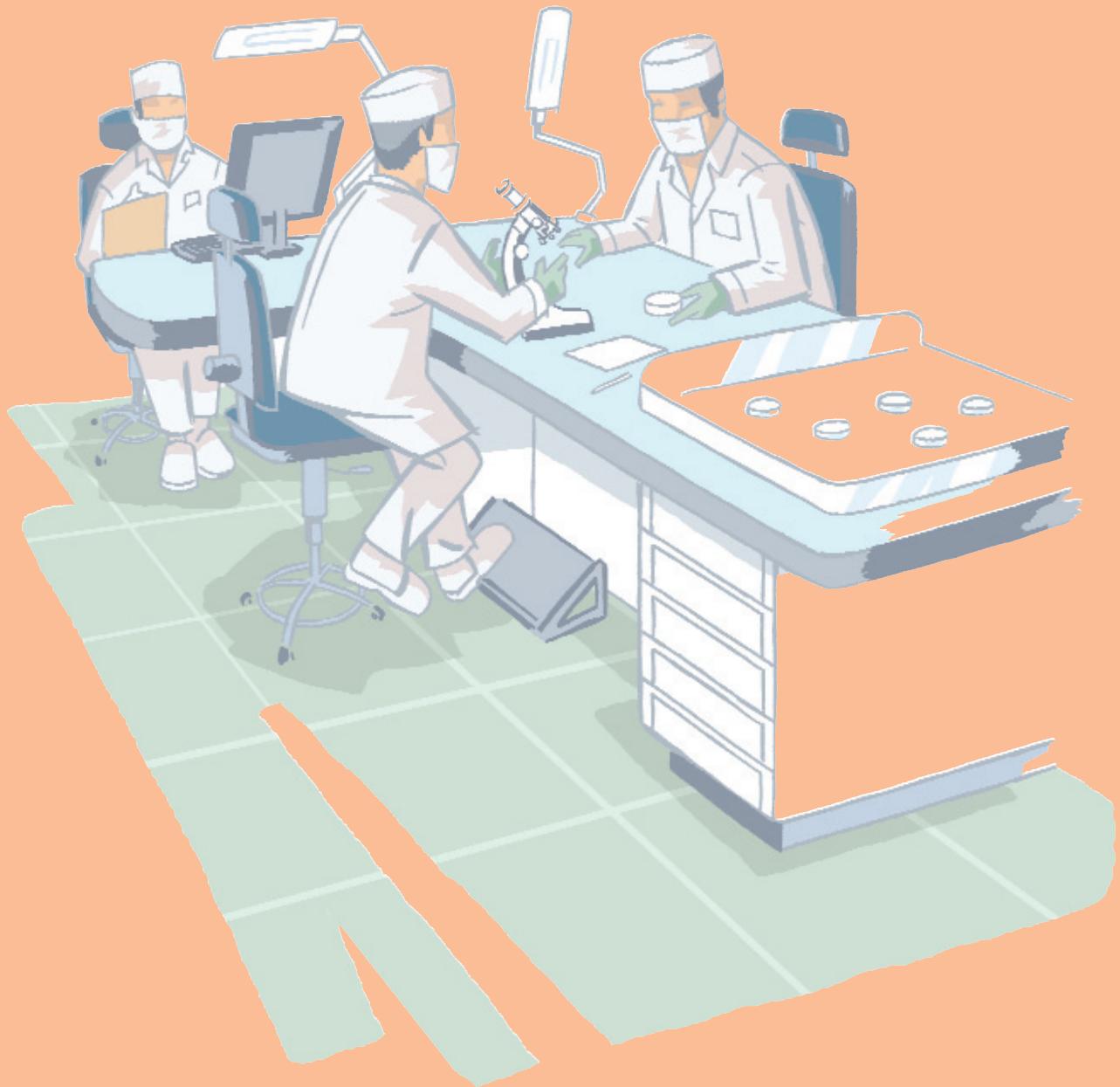
Les élèves travailleront les contenus de chaque unité didactique en envisagent différents projets de recherche sur eux, avec la recherche d'informations précises, le développement de leurs expériences et en exposant leurs résultats aux autres groupes, de manière que ses conclusions peuvent être discutées et tous puisse s'enrichir.

La tâche de l'enseignant sera de guider les recherches simultanées, mais en leur permettant d'avancer à des rythmes différents ; devra aider à évaluer l'intérêt d'un problème, donner des conseils sur la recherche d'informations, de collaborer pour la résolution des problèmes pratiques qui se posent dans la conception expérimentale d'assurer la sécurité de tous les processus, que les étudiants font face à leurs erreurs, évaluer et critiquer la façon dont le travail se développe et être, à tout moment, l'expert qui peut les aider à les mener à terme.

Évaluation

Pour l'évaluation, nous proposons trois instruments de base : le cahier de l'élève, les épreuves écrites et l'observation directe. Nous pouvons examiner aussi bien le travail personnel des élèves comme le travail du groupe. En ce qui concerne au premier, nous pouvons évaluer le niveau d'autonomie ou de dépendance, l'expression orale et l'expression écrite, la méthode de travail, la motivation et l'attitude, la capacité critique, la créativité, l'utilisation du temps, le niveau de concentration sur la tâche, la tolérance, la communication, la responsabilité, etc. Dans le travail de groupe, on peut réparer à l'autonomie ou la dépendance par rapport aux enseignants, la dynamique interne du groupe et la méthode de travail (objectifs qui sont atteints et le coût pour arriver à les obtenir). À partir de ces observations, nous pouvons énoncer les critères d'évaluation suivants :

- Appliquer la méthode scientifique pour l'étude des phénomènes physiques et chimiques.
- Gérer les techniques de calcul, l'élaboration des tableaux de valeurs et des graphiques à partir de données expérimentales pour l'analyse des résultats et l'extraction des conclusions.
- Comprendre et communiquer des messages scientifiques en utilisant correctement la langue orale et écrite, mais aussi les systèmes de notation et de représentation propres du langage scientifique.
- Travailler dans le laboratoire en tenant compte des normes de sécurité.
- Trouver et utiliser différentes sources d'information pour leur permettre de planifier et/ou de tirer des conclusions à partir des expériences de laboratoire.
- Utiliser correctement les instruments de mesure de base et l'observation dans le laboratoire, en respectant les normes d'utilisation et de conservation.
- Concevoir et installer des expériences de laboratoire en analysant les différents phénomènes présents et en mesurant les différentes variables d'intérêt.
- Évaluer le développement des différentes disciplines scientifiques dans la connaissance et la compréhension de la nature, en discutant d'une manière critique et rationnelle l'influence mutuelle entre science, technologie et société.
- Respecter les opinions des autres en montrant un esprit ouvert au dialogue et de tolérance, mais critique à la fois.
- Participer aux tâches individuelles et de groupe avec responsabilité et autonomie.



Unité 0

Normes d'emploi d'un laboratoire chimique et biologique

I. INFORMATION GÉNÉRALE

Avant d'entrer dans le laboratoire, il faut lire très attentivement la pratique pour ainsi avoir une idée plus claire concernant l'objectif, le fondement, les nécessités matérielles et la technique à utiliser.

Les opérations réalisées dans quelques pratiques nécessitent de l'information spécifique de sécurité. Ces instructions sont données par le professeur et/ou recueillies sur le plan de laboratoire. Il faut prêter spéciale attention à ces instructions pour éviter des erreurs et des accidents inutiles.

Noter soigneusement dans un cahier les résultats obtenus, ainsi que les incidences de la pratique.

Agir de manière responsable, travailler avec du calme et penser dans chaque moment ce qu'on est en train de faire. Le laboratoire est un endroit pour travailler sérieusement.

2. LA SÉCURITÉ AU LABORATOIRE

2.1. Normes hygiéniques basiques

Par des raisons d'hygiène et de sécurité, on ne doit jamais ni manger, ni boire dans le laboratoire.

Il est interdit de fumer dans le laboratoire.

Ne pas inhale, goûter ou sentir des produits chimiques sans être convenablement informé. Ne jamais rapprocher le nez pour inhale directement d'une bouteille ou d'un tube à essais.

Se laver toujours les mains très consciencieusement après avoir fait une expérience et avant de quitter le laboratoire.



2.2. Protection : comment s'habiller dans le laboratoire.

L'usage d'une blouse est obligatoire dans le laboratoire : les éclaboussures de produits chimiques sont inévitables, même si l'on fait attention pendant le travail. La blouse sera préféablement en coton, car en cas d'accident, d'autre type de tissus peuvent s'adhérer à la peau tout en augmentant le mal.

L'usage de gants est obligatoire, surtout en cas d'utiliser des substances corrosives ou toxiques. En outre, il faudrait aussi l'usage de lunettes de protection face au risque d'éclaboussures.

On recommande porter des chaussures fermés (pas de sandales). Il n'est pas conseillé de porter des mini-jupes, des shorts ou des collants.

Les cheveux longs constituent un risque en cas de travailler avec du feu. Les cheveux seront toujours en arrière en une queue de cheval.



2.3. L'ordre et la propreté sur le lieu de travail

L'ordre et la propreté doivent être présents dans toutes les expériences de laboratoire.

Chaque groupe de pratiques devra se responsabiliser de sa zone de travail et de son matériel. Il faut maintenir la zone de travail en ordre : les livres, les manteaux, les sacs, les récipients de produits chimiques et d'autres choses inutiles ne font qu'encombrer notre zone de travail.

À la fin de chaque pratique on devra nettoyer soigneusement le matériel employé et laisser la zone de travail comme nous l'avons trouvée.

En cas de déversement de produits chimiques, il est critique de nettoyer rapidement en tenant compte du danger.

2.4. Manipulation de produits chimiques

Avant d'utiliser des composants chimiques ou des réactifs, il faut faire attention à l'étiquette pour lire et interpréter les pictogrammes et les phrases informatives concernant leur danger, emploi correct et la façon de procéder en cas d'ingestion, inhalation, etc.

Les pictogrammes que l'on peut trouver sont :

SYMBOLE	DANGER	PRECAUTION
 Comburante O	Composé chimiques pouvant enflammer des substances combustibles ou favoriser l'ampleur d'incendies déjà déclarés rendant difficile leur extinction.	Éviter le contact avec des substances combustibles.
 Corrosif C	Le contact avec ce type de substances détruit les tissus vivants et d'autres matériaux.	Ne pas inhaller les vapeurs et éviter le contact avec la peau, les yeux et les vêtements.
 Explosif E	Des substances pouvant exploiter sous des conditions concrètes.	Éviter le choc, le frottement, les étincelles et les sources de chaleur.
 Inflammable F	Substances inflammables ou volatiles.	Conserver à l'écart de la chaleur, de toute flamme ou source d'étincelles.
 Dangereux pour l'environnement N	Substances affectant de manière irréversible l'environnement.	Éviter l'inhalation des vapeurs et tout contact direct avec le corps humain.
 Dangereux pour la santé humaine T	Substances que par inhalation, ingestion ou pénétration cutanée peuvent entraîner des risques pour la santé.	Éviter leur élimination de manière incontrôlée.

Outre les pictogrammes, sur l'étiquette apparaissent des phrases H (des indications de danger) et les phrases P (conseils de prudence) qui doivent être prises en compte.

On ne doit jamais sentir, ni toucher, ni goûter les produits chimiques.

Une fois le produit chimique utilisé, on doit garder le récipient bien fermé.

Ne jamais garder l'excédent des produits utilisés dans les récipients d'origine sans consulter le professeur auparavant.

En cas de déversement d'un produit liquide directement de la bouteille, on devra incliner la bouteille afin de pouvoir lire l'étiquette sans abîmer celle-ci à cause de l'écoulement du liquide.

Ne pas pipeter par la bouche. Une poire en caoutchouc, une pompe manuelle, une seringue ou un autre engin approprié du laboratoire devrait être utilisé à cette fin.

Manipuler avec prudence les produits corrosifs (acides, alcalis, etc.) pour éviter l'éclaboussement sur le corps ou sur les vêtements. Pour verser ces produits dans des tubes à essais on doit laisser glisser ceux-ci par les parois du tube : ne jamais verser brusquement !

En cas de diluer un acide, il faut verser l'acide dans l'eau et non l'inverse.

On doit prendre les pipettes de manière que le doigt index couvre l'extrême supérieur pour contrôler la chute de liquide.

Pour ajuster un liquide au trait de jauge, dans une éprouvette ou dans un matras, on doit éléver l'éprouvette graduée à hauteur des yeux jusqu'à observer que la visuelle du trait de jauge est horizontale.

2.5. Chauffage de liquides

Les produits inflammables (gaz, alcool, éther, etc.) doivent être conservés à l'écart des flammes des briques. Pour chauffer les tubes à essai avec ces produits, on doit le faire au bain-marie. Ne jamais chauffer ces produits directement.

Quand on chauffe directement au feu les tubes à essai contenant des liquides, on doit éviter l'ébullition violente à cause du danger de produire des éclaboussements. Ne jamais diriger l'ouverture du tube à essai vers soi ou vers les autres. Incliner le tube à essai en déplaçant celui-ci dans la flamme. La flamme ne doit agir que sur la moitié supérieure du contenu.

Quand l'ébullition commence, on doit retirer le tube à essai et le rapprocher à nouveau dans la flamme. On fera cette action plusieurs fois pour obtenir un chauffage graduel et intermittent.

Si on utilise des briquets à gaz il faut s'assurer de fermer les robinets d'arrêt de sécurité lorsqu'on éteint la flamme.

2.6. Manipulation du verre

Afin d'éviter des bris du matériel en verre, on ne doit jamais refroidir brusquement les tubes à essai après un processus de chauffage.

Les couvre-objets et les porte-objets doivent être manipulés par les extrêmes pour éviter leur engrangement.

Ne jamais forcer les zones de liaison ou les unions vers l'intérieur ou l'extérieur des récipients en verre ou d'autres matériaux fragiles. La glycérine ou le détergeant facilitent la tâche de les séparer.

2.7. Manipulation d'équipements

Tout le matériel, en spécial les appareils délicats, comme des loupes et des microscopes, doivent être manipulés très soigneusement en évitant les coups ou la manipulation par la force de leurs mécanismes.

2.8. Transport de réactifs

Ne jamais transporter inutilement les réactifs d'un emplacement à l'autre du laboratoire.

Les bouteilles doivent être transportées en les prenant par le fond, jamais par le bouchon.

2.9. Risque électrique

Afin d'éviter des décharges électriques par accident, on doit suivre exactement les instructions de fonctionnement et de manipulation des équipements. Ne jamais brancher un équipement sans prise de terre ou ayant des câbles ou des connexions en mal état. Quand on manipule à l'intérieur d'un appareil, il faut toujours vérifier que l'appareil est débranché de la source d'alimentation.

3. ÉLIMINATION DE DÉCHETS

Les mesures de sécurité ne finalisent pas à l'achèvement de l'expérimentation.

Le matériel en verre brisé doit être jeté dans des conteneurs destinés à cette fin. Les papiers et d'autres déchets seront jetés à la poubelle.

Déchets chimiques : les produits chimiques toxiques seront jetés dans des conteneurs spéciaux destinés à cette fin.

- Des produits réagissant avec l'eau (sodium, hydrures, amidures, halogénures d'acide, etc.)
- Des produits inflammables (dissolvants)
- Des produits ayant de mauvaises odeurs (dérivés du soufre) ou étant des lacrymogènes.
- Des produits difficilement biodégradables (polyhalogénés, chloroforme)

Les substances liquides ou les dissolutions que l'on peut jeter dans l'évier doivent être dissoutes auparavant, surtout s'il s'agit d'acides et de bases.

Ne jamais jeter à l'évier des produits ou des déchets solides pouvant boucher celui-ci : déposer les déchets dans des conteneurs appropriés.

Les déchets biologiques (sang, tissus animaux, boîtes de Petri contenant des cultures, etc.) seront récoltés dans des sacs doubles étanchés et étiquetés pour leur postérieure élimination par des services spécialisés.

Seront exemptés les solides pointus ou tranchants qui seront récoltés dans des conteneurs rigides spéciaux.

4. MESURES À PRENDRE EN CAS D'ACCIDENT

En cas d'accident il faut informer le professeur immédiatement. Il faut toujours garder son calme et éviter la panique.

En cas de blessures produites par le bris du matériel en verre, on doit laver la partie lésée immédiatement à l'eau abondante pendant 10 minutes. S'il s'agit de petites blessures, on doit les laver à l'eau et au savon et les couvrir avec des pansements. Si les blessures sont grandes et n'arrêtent pas de saigner on doit aller au service de santé le plus proche.

Les déversements de produits chimiques sur la peau doivent être lavés immédiatement avec de l'eau courant abondante pendant environ 15 minutes. Si la zone affectée est assez grande, on devra utiliser immédiatement la douche de sécurité installée dans le laboratoire et retirer aussitôt que possible les vêtements contaminés : chaque seconde compte et toute perte de temps doit être évitée. La rapidité est très importante pour réduire la gravité et l'extension de la blessure.



DOUCHE DE SÉCURITÉ



BAIN OCULAIRE

En cas d'éclaboussures dans les yeux, laver immédiatement les yeux avec de l'eau pendant au moins quinze minutes à l'aide du bain oculaire ou d'un autre appareil conçu pour cet usage. Pour le lavage, on doit tenir les yeux ouverts, les faire rouler constamment en rinçant abondamment la muqueuse des paupières ; il est recommandé d'appeler le médecin, le plus tôt possible.

Les petites brûlures thermiques produites par du matériel chaud, comme des plaques, pôles, etc., doivent être lavées avec de l'eau froide abondante pendant 10 ou 15 minutes. Il est recommandé d'appeler le médecin ou d'aller à l'hôpital pour les brûlures les plus graves.

On peut éteindre les feux petits et localisés avec du sable ou de la terre, avec un récipient ayant une taille appropriée pour couvrir et étouffer le feu, ou avec un extincteur approprié au type du feu. Il faut d'abord retirer les produits chimiques inflammables situés près du feu. Ne jamais utiliser de l'eau pour étouffer un feu provoqué par l'inflammation d'un dissolvant.

Pour des grands feux, on doit utiliser les extincteurs appropriés. Si le feu ne se contrôle pas rapidement, on doit activer l'alarme incendie et avertir tous les travailleurs afin d'évacuer le laboratoire avec du calme.

Feu sur le corps : si les vêtements prennent du feu, il faut demander de l'assistance. Ne jamais courir : il faut se mettre par terre et rouler pour éteindre le feu. On doit secourir une personne qui est en train de brûler : il faut toujours couvrir la personne avec une couverture anti-feu, conduire la personne jusqu'à la douche de sécurité (si on est près de la douche) ou faire rouler la personne afin d'éteindre le feu. Ne jamais utiliser un extincteur sur une personne.

En cas d'ingestion de produits chimiques, il faut, tout d'abord, demander de l'assistance sanitaire. Ne jamais laisser la personne toute seule. Ne jamais provoquer le vomissement. Couvrir la personne avec une couverture pour qu'il n'ait pas froid. Si la personne est inconsciente, on doit la mettre en position inclinée avec la tête tournée sur un côté et la langue dehors la bouche. Si la personne est consciente on ne doit que la maintenir appuyée.

En cas d'inhalation de produits chimiques, faire respirer de l'air frais et consulter le médecin le plus tôt possible.

5. MATÉRIEL BASIQUE D'UN LABORATOIRE

Le matériel en commun que l'on peut trouver dans la zone de travail d'un laboratoire est le suivant :

- Anses à inoculer
- Toap loading balance ou balance de laboratoire
- Flacons d'échantillons
- Burette
- Creusets en porcelaine
- Ampoule à décanter
- Entonnoir
- Spatules et cuillères
- Support de tubes à échantillons
- Fiole ou matras jaugé
- Matras Erlenmeyer
- Briquet à alcool
- Mortier en porcelaine
- Pèse-substances
- Pinces
- Pipette graduée
- Boîtes de Petri
- Porte-objets et couvre-objets
- Éprouvettes
- Systèmes de filtrage
- Thermomètre
- Tubes à essais
- Béchers
- Verres de montre



Anser à inoculer



Flacons d'échantillons



Burette



Creusets en porcelaine



Matras



Mortier en porcelaine



Pèse-substances et verres de montre



Crystalliseurs



Béchers



Spatules et cuillères



Porte-objets et couvre-objets



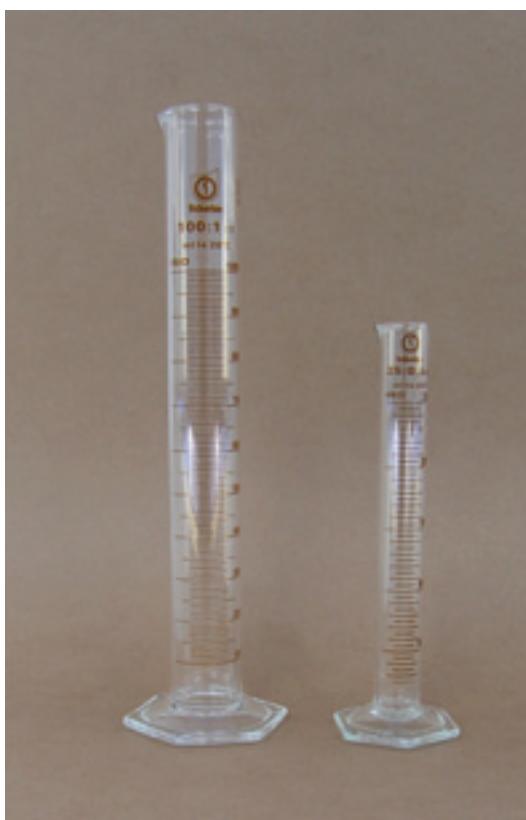
Briquet à alcool



Ampoule à décanter



Fiole ou matras jaugé



Éprouvettes



Tubes à essais



Pince



Pipette graduée



Thermomètre



Boîtes de Petri



Unité 1

Prise d'échantillons

I. PRISE D'ÉCHANTILLONS

La prise d'échantillons ou échantillonnage est le processus d'obtention d'une partie d'une matière plus grande (population) servant à analyser et évaluer selon des critères établis. Les propriétés de l'échantillonnage doivent être identiques ou très semblables à la matière ou population d'origine. L'échantillon doit être représentatif, remarquable et suffisante pour l'analyse.

La proposition et processus d'une correcte prise d'échantillons sont fondamentaux pour mener à bien toute étude. Les échantillons récoltés doivent être représentatifs pour que les données de l'analyse et les conclusions résultantes soient appliquées de manière fiable. Pour ce faire, l'échantillonnage doit être réalisé selon des techniques, normes et méthodes établis.

En réalité, les échantillons possèdent une certaine hétérogénéité, et selon le facteur ou composant, si la prise d'échantillons est faite incorrectement, l'analyse et les résultats peuvent être influencés significativement par l'échantillonnage.

Afin d'éviter des erreurs dans la manipulation postérieure, tous les échantillons doivent être identifiés au moment de la récolte avec un marqueur indélébile. Si le flacon possède un couvercle extractible, il convient de marquer le couvercle et le flacon. Tous les échantillons doivent porter l'information suivante :

- Type d'échantillon
- Personne/groupe responsable du prélèvement
- Lieu de prélèvement
- La date et l'heure de prélèvement

Si le nombre d'échantillons à prendre est élevé, l'emploi d'acronymes, de chiffres ou de codes préétablis évite d'écrire une excessive quantité de données et cela facilite la tâche.

La prise d'échantillons de différentes zones, ou de différentes parties d'une même zone, permettra de comparer les résultats obtenus et d'arriver à des conclusions intéressantes.

2. ORGANISATION DE L'ÉCHANTILLONNAGE DANS LE CADRE DES PRATIQUES

Les échantillons, et celles de l'eau en particulier, sont susceptibles d'être modifiées comme conséquence des réactions physiques, chimiques et biologiques pouvant se produire au moment de l'échantillonnage, du transport, pendant leur stockage dans le laboratoire et au même moment de leur analyse.

L'importance de ces altérations va dépendre considérablement de la nature chimique et biologique de l'échantillon, mais aussi de facteurs contrôlables comme la température, l'exposition à la lumière naturelle du récipient, l'intervalle entre l'échantillonnage et l'analyse, etc. Il est donc fondamental de prendre les précautions nécessaires pour minimiser ces réactions. Le tableau suivant (Tableau I) montre les techniques et mesures appropriées pour le prélèvement et conservation des échantillons d'eau conformément aux Normes Internationales ISO et qui sont décrites dans les méthodes d'analyses d'eau habituelles.

Tableau I. Techniques pour la prise et conservation d'échantillons

Paramètre	Type de récipient	Technique de conservation	Lieu d'analyse	Durée de conservation maximale recommandée avant l'analyse
pH	P ou V	Transport à basse température	In situ Laboratoire	- 6 h
Conductivité	P ou V	Réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Turbidité	P ou V	-	In situ Laboratoire	- 24 h
Solides en suspension	P ou V	-	Laboratoire	24 h
Sulfates	P ou V	Réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	1 semaine
Chlorures	P ou V	-	Laboratoire	1 mois
Carbonates et bicarbonates	P ou V	Réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Dureté	P ou V	Acidification à pH<2	Laboratoire	1 mois
Bore et borates	P	-	Laboratoire	1 mois
Phosphore dissous	V ou VB	Filtrer immédiatement et réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Nitrogène total	P ou VB	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Nitrogène ammoniacal	P ou V	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Nitrate	P ou V	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Détergents anioniques	V	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	48 h
Silicates	P	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	24 h
Métaux en général	P	Métaux dissous, filtrer immédiatement, ajouter HNO ₃ jusqu'à pH<2	Laboratoire	1 mois
DBO ₅	P ou V	Réfrigérer 2-5°C à l'abri de la lumière	Laboratoire	24 h
DCO	P ou V	Ajouter H ₂ SO ₄ jusqu'à pH<2, réfrigérer 2-5°C à l'abri de la lumière	Laboratoire	24 h
Bactéries	Récipient stérile	Réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	8 h
Sables pour analyse microbiologique	Récipient stérile	Réfrigérer 2-5°C	Laboratoire	8 h
Sables pour granulométrie	P	Lieu sec	Laboratoire	-
Algues pour des pigments photosynthétiques	P	Réfrigérer 2-5°C ou congeler	Laboratoire	12 h

Clés : P = plastic (polyéthylène ou équivalent) ; V = verre ; VB = verre borosilicaté

Le tableau précédent est utile pour pouvoir organiser le prélèvement d'échantillons de chaque groupe dans la côte, ainsi que pour ajuster le développement des pratiques dans le laboratoire. Tout cela, en fonction des temps de conservation des échantillons pour chaque paramètre.

3. ÉCHANTILLONNAGE D'EAU DE MER

Le prélèvement d'échantillons sera fait dans les points préalablement assignés en cours. Ce choix va dépendre de l'objectif final de l'étude. Si l'on veut analyser la qualité de l'eau affectée par un déchet, le prélèvement sera fait dans la zone exacte d'affection. Si l'on vise à réaliser une étude simple des propriétés physico-chimiques de l'eau de mer; on pourra prendre l'échantillon dans un point intermédiaire d'une plage ou dans un autre point, pourvu qu'il n'y ait aucun type de pollution.

Figure 1

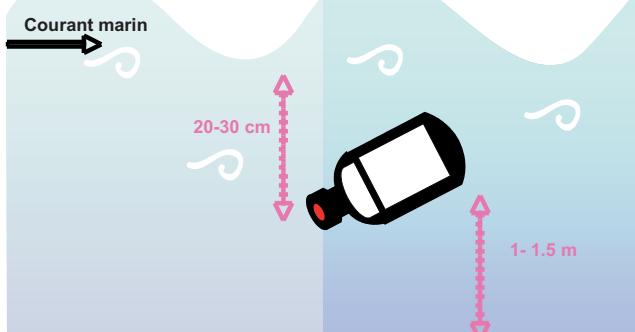


Figure 2

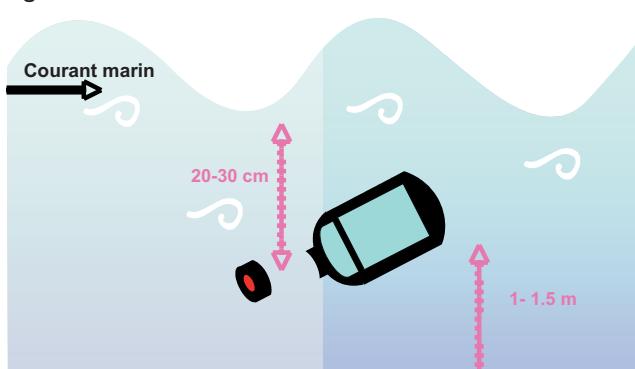


Figure 3



Lorsque l'on veut évaluer l'état sanitaire des eaux de baignade, la prise de l'échantillon est conditionnée aux règles d'usage des baigneurs. Dans ce cas, l'échantillonnage doit être réalisé, de préférence, aux heures de grande affluence et dans les zones les plus fréquentées.

Les échantillons seront prises entre 20 et 30 cm au-dessous de la surface de l'eau et à une profondeur supérieure à 1 m. On doit faire attention avec les houles pour que le prélèvement de l'échantillon soit fait à la profondeur correcte. La personne responsable de prendre l'échantillon doit avoir les mains propres ou utiliser des gants stériles pour prévenir la contamination des échantillons.

Pour l'analyse microbiologique on peut utiliser des flacons stériles transparents et incolores en verre borosilicate, poly-éthylène ou polypropylène. Les récipients doivent rester scellés jusqu'au moment de l'analyse et rester protégés contre la contamination extérieure. Le volume d'échantillon suffisant pour réaliser tous les analyses microbiologiques seront au minimum de 500 ml.

Pour prendre l'échantillon d'eau, on doit prendre le flacon stérile près de la base et immerger celui-ci jusqu'à la profondeur indiquée. Pour ouvrir, on doit tourner la tête du flacon vers le bas.

La bouteille tournera vers le haut et se remplira jusqu'au cou, en laissant un espace libre d'environ 3 cm (voir les figures 1, 2 et 3). La bouteille doit être immédiatement fermée et on observera son apparence : s'il y a un excès de sédiments, on devra répéter le processus.

En outre, on doit tenir compte de :

- Ne jamais rincer la bouteille stérile avec de l'eau à échantillonner.
- Ne jamais remplir la bouteille complètement. On doit laisser un espace permettant le mélange de l'échantillon dans le laboratoire.
- Aucun objet ne doit toucher l'intérieur de la bouteille.
- Maintenir la bouteille complètement fermée jusqu'à son analyse.

Pour l'analyse physico-chimique, le prélèvement d'échantillons d'eau se fera à la même profondeur et de la même manière que les échantillons pour l'analyse microbiologique. Dans ce cas, on doit remplir le flacon entièrement sans laisser de bulles d'air. Pour ce type d'analyse il vaut mieux l'emploi de bouteilles en plastique. Un volume de 2000 ml sera suffisant pour réaliser toutes les analyses.

Tous les échantillons doivent être conservés et transportés au frais dans une glacière portable et à l'abri de la lumière jusqu'au laboratoire.

4. ÉCHANTILLONNAGE DE SABLES

Pour l'objectif de ces pratiques, la prise d'échantillons peut être faite dans un point concret de la plage (à choisir par le professeur ou par l'élève). De préférence, pour que l'échantillon soit plus représentatif, on peut sélectionner trois points équidistants dans la plage pour y prendre des échantillons ayant le même poids. L'échantillon final doit être composé de parties similaires en poids de chacun des points.

On peut prendre d'échantillons, aussi bien dans la partie sèche du sable, que dans la partie humide.

4.1. Pour des analyses microbiologiques

La récolte du sable doit être faite de manière aseptique, tout en évitant la contamination de l'échantillon pendant sa manipulation. Une fois l'emplacement de la prise est choisi, on doit prendre l'échantillon à l'aide d'une spatule ou d'une cuillère stérile (100 g seront suffisants). Ensuite introduire l'échantillon dans un récipient stérile (verre de recueil d'urines 100 ml) et fermer celui-ci. Identifier le récipient avec le nom de l'échantillon et noter la date et l'heure de récolte.

Conserver et transporter les échantillons au frais dans une glacière portable (ayant du glace). Dès notre arrivée au laboratoire, stocker les échantillons dans le réfrigérateur jusqu'à leur analyse.

4.2. Pour des analyses granulométriques

Prendre l'échantillon de sable (200 g seront suffisants) à l'aide d'une pelle. Ensuite, introduire l'échantillon dans un sac propre et fermer celui-ci. Identifier le sac de manière indélébile. Garder et transporter les échantillons jusqu'au laboratoire.

5. ÉCHANTILLONNAGE DE VÉGÉTAUX MARINS

Les objectifs proposés dans les pratiques ne nécessitent pas d'échantillonnage d'algues ni élaboré ni spécifique. En fait, il ne nécessite que la récolte de quelques espèces dans des zones d'estran ou zone intertidale. Néanmoins, on doit suivre des consignes pour que les échantillons récoltés soient valables et arrivent au laboratoire dans de bonnes conditions.

Le prélèvement d'échantillons devra être fait pendant les heures de marées basses, de préférence pendant les jours où la marée-basse est plus élevée. Pour cela, il est convenable d'utiliser les tableaux de marée pour sélectionner le jour et l'heure d'échantillonnage, par exemple :

En Espagne :

http://www.puertos.es/oceanografia_y_meteorologia/redes_de_medida/index.html

Sur prédictions, cliquer « Niveau de la mer » et sélectionner sur la carte le lieu pour lequel on veut le tableau de marée et remplir le formulaire pour obtenir le tableau de marées de l'emplacement qui nous intéresse.

Au Maroc :

http://marine.meteoconsult.fr/meteo-marine/horaires_maree.php

Pendant la récolte d'algues dans des flaques d'eau et des roches, il est important de porter des chaussures appropriées comme des escarpins. Surveiller périodiquement l'état de la mer : ne jamais tourner le dos à la mer pour prévenir de coups de mer.

Il vaut mieux choisir des thalles d'algues entiers, avec peu d'épiphytes bien pigmentés, sans signes de sécheresse et d'insolation. Les algues doivent être arrachées à la main et mises en sacs en plastique à fermeture type zip très soigneusement, pour ne pas les presser excessivement. Il suffit deux échantillons par groupe de récolte des divisions d'algues les plus communes (vertes, brunes et rouges) et abondantes dans la zone.

L'écosystème marin est fragile, par conséquent la prise d'échantillons d'espèces végétales et animales doit être respectueuse : prendre seulement la quantité nécessaire pour réaliser la pratique tout en évitant la destruction indiscriminée de la zone côtière.

Conserver et transporter les sacs contenant les algues jusqu'au laboratoire dans une glacière portable réfrigérée. Si les échantillons vont être utilisés le lendemain, on peut conserver les algues au frais dans la même glacière. Sinon, il faut congeler les échantillons. Pour ce faire, il faut enlever les algues des sacs, retirer l'excès d'eau avec un papier absorbant, nettoyer les épiphytes que l'on observe et garder les algues dans des sacs en plastique propres, étiquetées auparavant. De cette manière les échantillons peuvent être conservés plusieurs mois.

Afin de favoriser un dégivrage graduel, il suffit de sortir du congélateur les échantillons nécessaires la veille de la pratique.



Unité 2

Biologie des zones côtières

Pratique I : Zonage

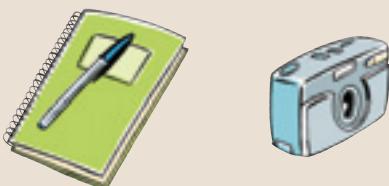


Fondement

Étude de la distribution des diverses communautés d'êtres vivants sur une bande du littoral (plateforme d'abrasion ou zone de flaques d'eau) moyennant l'observation, description et identification des espèces animales et végétales trouvées. Pour faire cette pratique on doit programmer une sortie à une plateforme d'abrasion ou zone de flaques d'eau en basse mer.



Matériel nécessaire



Matériel par groupe

- Cahier
- Stylo ou crayon

Il serait intéressant d'organiser les groupes, de telle manière que chacun des groupes puisse avoir une caméra numérique pour obtenir des photos des espèces trouvées et faciliter, de cette manière, leur identification en classe.



Processus

Sur la côte

ÉTAPE I

Observer et noter le type d'activités réalisées dans la zone d'étude. Par exemple :

Pêche à la ligne	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Pêche de coquillage	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Bain	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Sports nautiques	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Restaurants	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Logements proches	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
Présence de déversoirs ou déchets	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non
D'autres (noter)	<input type="checkbox"/> oui	<input type="checkbox"/> non

ÉTAPE II

Faire une recherche exhaustive sur toute la frange du littoral, des roches sèches jusqu'aux flaques d'eau, pour trouver le plus grand nombre possible d'espèces végétales et animaux.

Identifier sur place les espèces les plus communes trouvées et noter sur le cahier aussi bien leur terme vulgaire que le scientifique (si on connaît ce dernier). On doit aussi noter les suivantes données :

- Hauteur et distance approximative (par rapport à la mer) où les espèces ont été trouvées.
- Description de leur habitat, si la marée arrive, si la marée n'arrive pas, des roches lisses ou sculptées, flaques d'eau, végétation, d'autres espèces, etc.
- Conditions de vie : si les espèces sont en plein jour ou cachées dans des recoins, en groupe ou isolées, etc.

ÉTAPE III

Faire une photographie ou un dessin de chaque espèce et/ou noter les détails de son structure (forme, couleur, taille, nombre de pattes, etc.) étant utiles pour sa postérieure identification.

ÉTAPE IV

Dans la salle de classe, identifier les espèces qui n'ont pas été reconnues à première vue. À partir des photos ou des dessins et des annotations réalisées dans la côte, on doit chercher, sur Internet ou dans un guide d'espèces animales et végétales de nos côtes (voir Annexe II), les termes scientifiques et vulgaires des organismes qui n'ont pas encore été identifiés.

Avec toute l'information recueillie, réaliser un profil de la côte étudiée (du type de la figure ci-jointe) et situer les espèces trouvées selon le cas.



Questions

Répondre aux questions suivantes :

1. Quelles activités humaines avez-vous détecté dans la zone objet d'étude ?
2. Comment croyez-vous que ces activités pourront affecter la faune et la flore côtière de la zone ?
3. Quelles mesures proposeriez-vous pour réduire ou éliminer l'impact de ces activités ?
4. Remarquez-vous un rapport entre la forme de vie des espèces trouvées et la zone littorale où elles y habitent ?
5. Comparer le nombre d'espèces animales et végétales trouvées avec celles que l'on voit habituellement sur la plage. Pourquoi croyez-vous qu'il existe cette différence ?
6. Imaginez qu'il y a un rejet de fuel ou de pétrole dans la zone côtière étudiée. Comment croyez-vous que cet écosystème peut se voir affecté par ce changement dans la qualité des eaux et de la côte ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe et/ou la salle d'informatique.
- 1 jour dans la côte à marée basse.
- 1 séance d'identification, interprétation et mise en commun de résultats dans la salle de classe.

Pratique II : Chaîne trophique dans la mer

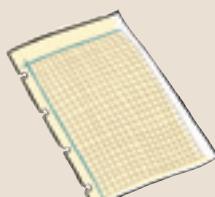


Fondement

Établir et comprendre les rapports de type trophique ayant lieu dans les différentes espèces du milieu marin.



Matériel nécessaire



Matériel par groupe

- Page avec des images d'organismes fourni par le professeur (à titre d'exemple, voir le matériel photocopiable de l'Annexe II)
- Ciseaux
- Colle
- Feuille ou bristol
- Crayons
- Règle
- Stylo ou crayon



Processus

ÉTAPE I

Identifier les organismes représentés sur le matériel photocopiable. Classer ces organismes selon leur appartenant à chaque niveau trophique.

ÉTAPE II

Découper les silhouettes des figures des organismes.

ÉTAPE III

Coller les figures sur la feuille ou sur le bristol afin de représenter la chaîne trophique de l'écosystème auquel appartiennent ces organismes.

ÉTAPE IV

Représenter, à l'aide de flèches et de couleurs, les rapports existants entre les différents niveaux trophiques.



Questions

Répondre aux questions suivantes :

1. Expliquez le concept de chaîne trophique et du niveau trophique.
2. Quel type d'organismes occupe le premier niveau trophique ? Quelle est l'importance de ce premier niveau ?
3. Si pour une raison ou l'autre, ce premier niveau est sérieusement affecté, comment croyez-vous que ce fait affecterait au reste des niveaux trophiques ?
4. Quel type d'organismes occupe le deuxième et le troisième niveau trophique ?
5. Comme les intégrants du deuxième et du troisième niveau trophique sont très appréciés par l'homme, d'après vous, quelles sont les causes qui déclenchaient une surexploitation de ces organismes ?
6. Quelles mesures pourrait-on adopter pour continuer à exploiter ces organismes sans mettre en danger les espèces et l'écosystème ?
7. Quel type d'organismes occupe le 4^{ème} niveau trophique ?
8. Où avez-vous situé l'homme ?
9. Quels facteurs naturels ou non-naturels croyez-vous pouvant affecter le délicat équilibre atteint par tous les organismes dans l'écosystème ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance de réalisation de la pratique dans la salle de classe.
- 1 séance d'interprétation et mise en commun des résultats dans la salle de cours.

Pratique III :

Pigments photosynthétiques des algues



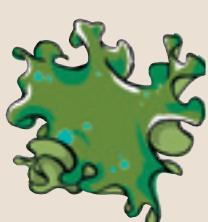
Fondement

Extraction de pigments photosynthétiques d'algues moyennant l'usage des solvants, séparation des pigments au moyen de la technique de la chromatographie en papier, quantification de chlorophylles et obtention de leurs spectres d'absorption.

Comme quelques-uns des équipements nécessaires pour mener à bien cette pratique peuvent résulter très coûteux pour les centres d'enseignement, la pratique peut finir dans la première partie, qui repose sur l'extraction et séparation des pigments par chromatographie.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Spectrophotomètre (optionnel)
- Balance (optionnelle)

Matériel par groupe

- Algues rouges, vertes et/ou brunes
- Ciseaux
- Mortier et pilon
- Alcool de 96°, acétone 90% et hexane
- Entonnoir en verre
- Papier de filtre (on peut employer un filtre à café)
- Cuvettes de développement de 10 x 10 (alternative : flacon en verre de taille moyenne à couvercle)
- Ampoule à décanter de 250-500 ml
- Seringue de 1 ml graduée (optionnel)
- 1 cuve de spectrophotomètre (optionnel)
- Papier millimétré (optionnel)
- 3 éprouvettes de 10 ml

Matériel par personne

- Gants à latex
- Blousse de laboratoire



Processus

Séparation chromatographique de pigments d'algues

ÉTAPE I

Introduire dans le mortier un morceau de l'algue (environ 3 g), couper le morceau de l'algue avec les ciseaux en morceaux d'environ 0.5 cm.

ÉTAPE II

Ajouter un peu d'alcool environ 10 ml.

ÉTAPE III

Broyer le mélange avec le pilon du mortier jusqu'à atteindre la décoloration de l'algue et une couleur intense de l'alcool.



ÉTAPE IV

Filtrer le liquide à travers un filtre à café mis dans l'entonnoir.

ÉTAPE V

Récolter partie du filtrage (5 mm de hauteur) dans la cuvette de développement ou dans le flacon.

ÉTAPE VI

Couper une bande de papier de filtre d'environ 6 cm de large par 10 cm de hauteur. Introduire la bande de papier à l'intérieur d'un flacon, de sorte qu'elle reste partiellement immergée.



ÉTAPE VII

Attendre jusqu'à la séparation des pigments selon leur affinité par le solvant.

ÉTAPE VIII

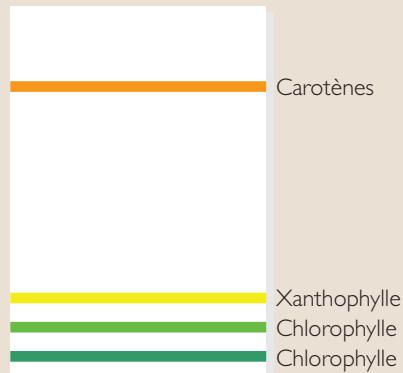
Dans la partie supérieure de la bandelette en papier vont apparaître des bandes en couleurs qui correspondent aux différents pigments.



Les bandes de pigments qui pourraient apparaître dans la bandelette en papier se correspondent avec le schéma suivant :

- **Carotènes** : orange
- **Xanthophylle** : jaune
- **Chlorophylle a** : vert-bleuté
- **Chlorophylle b** : vert-jaune

Identifier chacune des bandes obtenues selon le schéma antérieur.



Quantification de chlorophylles, séparation de pigments par changement de phase et réalisation de spectres d'absorption.

ÉTAPE I

Répéter les étapes de I à VIII du paragraphe précédent tout en employant dans cette occasion comme dissolvant d'extraction de l'acétone 90% (100 – 150 ml). Noter le volume exact de solvant ajouté, ainsi que le poids de l'algue employé.

ÉTAPE II

Prendre 1 ml de l'extrait et l'introduire dans une cuve à spectrophotomètre et prendre les lectures d'absorbance à 664 (A664), 645 (A645) et 647 (A647) nanomètres. Faire au préalable « le blanc » avec le solvant d'extraction. La concentration de chlorophylles dans l'extrait est donnée par les équations suivantes :

$$\text{Chlorophylle a (mg/l)} = 11.93(\text{A664}) - 1.93(\text{A647})$$

$$\text{Chlorophylle b (mg/l)} = 20.36(\text{A645}) - 5.50(\text{A664})$$

Multiplier par le volume total d'acétone 90% employé et diviser par les grammes d'algue utilisés pour connaître la concentration en mg/g de pigment de l'algue. Si l'absorbance est supérieure à 1, on doit diluer l'échantillon et tenir compte du facteur de dilution dans les calculs.

ÉTAPE III

Introduire une partie de l'extrait dans l'acétone dans une ampoule à décanter avec le robinet fermé.

ÉTAPE IV

Ajouter une quantité équivalente d'hexane (50 – 75 ml) et fermer la partie supérieure avec le bouchon de l'entonnoir.



ÉTAPE V

Remuer soigneusement pour éviter que le bouchon ne soit éjecté à cause des gaz générés.

ÉTAPE VI

Laisser en repos pour que la séparation en phase arrive à se produire.

ÉTAPE VII

D'abord, recueillir dans une éprouvette la partie inférieure correspondant à l'hexane tout en enlevant le bouchon supérieur et en ouvrant le robinet.

ÉTAPE VIII

Dans une autre éprouvette recueillir la partie supérieure qui correspond à l'acétone et comparer visuellement les deux extraits.

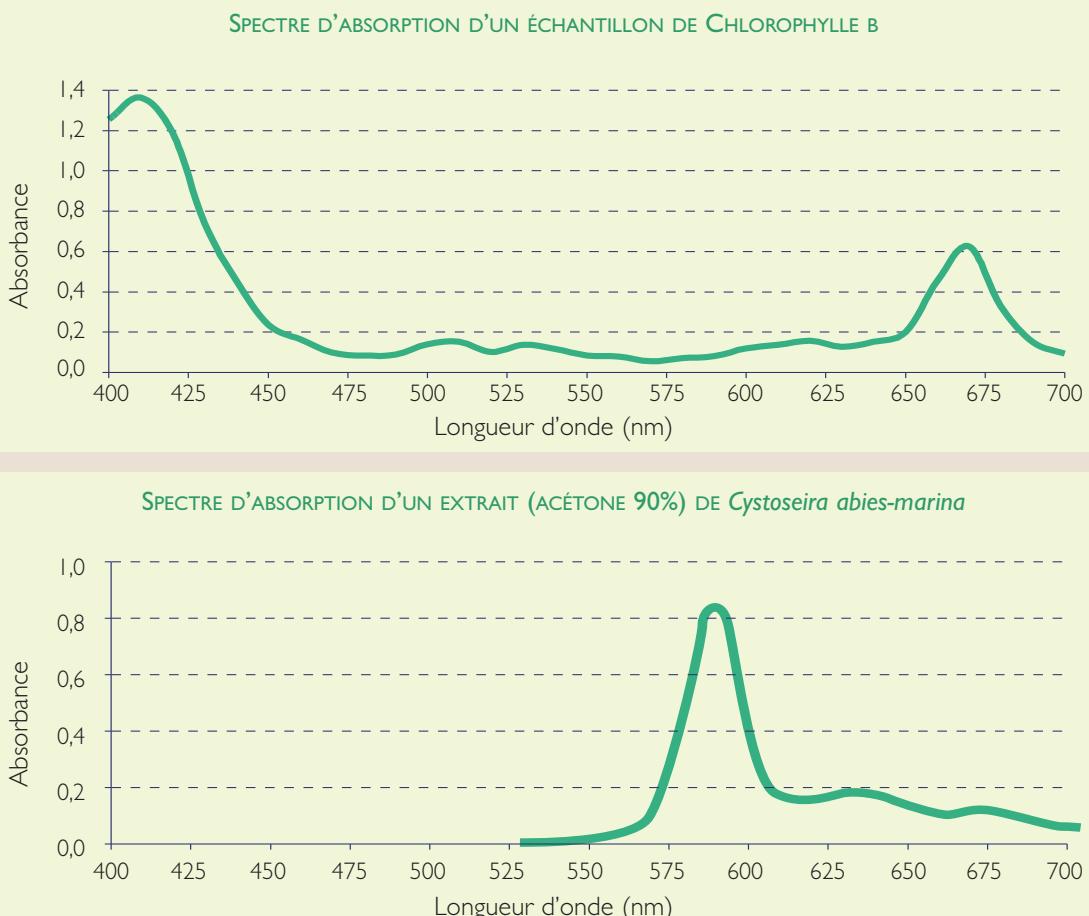
**ÉTAPE IX**

Réaliser un spectre entre 400 et 700 nm pour chacune des 2 fractions obtenues et observer où les maximums d'absorbance sont présentés dans chaque extrait.

Note : avant réaliser le spectre, on doit s'ajouter la lecture à 0 d'absorbance (auto-zéro) pour chaque extrait. Pour ce faire, introduire dans une cuve de l'acétone ou de l'hexane, puis réaliser le spectre de l'extrait correspondant. Si l'équipement, dont on dispose fait des mesures d'absorbances, mais il ne réalise pas de spectres, on doit agir comme suit :

Pour faire un spectre d'absorption, il faut varier la longueur d'onde employée de 25 en 25 nm. Chaque fois, on doit lire et noter les valeurs d'absorbance jusqu'à arriver à 700 nm en ajustant à zéro avant chaque lecture. Le spectre d'absorbance de chaque fraction est représenté moyennant une graphique avec les valeurs d'absorbance dans l'axe Y et les longueurs d'onde sur l'axe X.

LONGUEUR D'ONDE	ABSORBANCE
400	
425	
450	
475	
500	
525	
550	
575	
600	
625	
650	
675	
700	



Questionnaire

À partir de l'observation des bandes obtenues veuillez répondre les questions suivantes :

1. Pour quoi utilise-t-on de l'alcool pour extraire les pigments ?
2. Quel type d'algue avez-vous utilisé : rouge, verte ou brune ?
3. Est-ce que la couleur de l'extrait obtenu correspond à la couleur de l'algue ?
4. Combien de bandes avez-vous obtenues ?
5. Dessinez un schéma du chromatogramme.
6. À quel pigment correspond chacune des bandes ?
7. Qu'est-ce que vous observez dans le filtre à café employé pour filtrer l'extrait ?
8. Comparez les spectres d'absorption obtenus pour chaque groupe.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance pour l'extraction, la séparation et l'étude spectrophotométrique de pigments photosynthétiques dans le laboratoire.
- 1 séance d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique IV :

Observation au microscope de coupes transversales d'algues

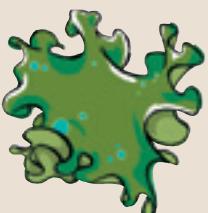


Fondement

Préparation à l'état frais de plusieurs coupes transversales de thalles d'algues appartenant aux différentes divisions et examen au microscope optique. Observation de l'aspect général et configuration du thalle en identifiant les structures cellulaires caractéristique des algues.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Microscope
- Huile d'immersion

Matériel par groupe

- Échantillons d'algues vertes, brunes et rouges récoltées sur la côte
- Loupe
- Porte-objets
- Couvre-objets

Matériel par personne

- Blousse de laboratoire
- Lame ou bistouri (de préférence si l'un des bords est émoussé ou protégé)



Processus

Lorsque l'algue est identifiée à l'aide des guides ou des photos (Annexe II), on doit choisir une partie du thalle de l'algue pour manipuler facilement (environ 2 cm de longueur). Il est préférable qu'il soit dépourvu d'épiphytes pour rendre plus facile la coupe et l'observation.

Pour faire les coupes transversales, on doit maintenir la portion du thalle sur le porte-objet et ajouter quelques gouttes d'eau avec le doigt. Utiliser la lame pour sectionner le thalle en tranches très fines et séparer les coupes séries. Plus la coupe est fine, plus facile sera l'observation des structures au microscope.

Lorsque l'on a des coupes faites, on doit faire une sélection des meilleures coupes à l'aide d'une loupe. Ensuite, on devra mettre celles-ci dans un autre porte-objet avec une goutte d'eau (les coupes ne doivent pas se chevaucher les unes avec les autres), puis on doit couvrir avec un couvre-objet sans former des bulles. La préparation est prête pour être observée au microscope.

Réaliser des coupes d'algues appartenant aux différentes divisions afin de voir les différences structurelles entre elles.



Questions

1. Faire un dessin de la structure générale que l'on voit à première vue de chacune des algues sélectionnées (observation macroscopique).
2. Faire un dessin détaillé des structures que l'on observe au microscope, de chacune des coupes des différentes divisions d'algues (observation microscopique).
3. Comment sont les cellules qui constituent le cortex ?
4. Combien des couches de cellules composent le cortex ?
5. Comment sont les cellules configurant la moelle ?
6. Avez-vous observé la présence d'une structure (par exemple, reproductrice) vous attirant l'attention ?
7. Comparez vos dessins avec les dessins d'autres collègues ayant choisi d'autres algues différentes. Quelles différences observez-vous entre les algues appartenant aux différentes divisions ?



Temporización

- 1 séance d'introduction et de concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance pour faire les coupes et l'observation au microscope dans le laboratoire.
- 1/2 séance d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique V :

Analyse de la pollution microbiologique dans l'eau de mer



Fondement

Analyse microbiologique d'un échantillon d'eau de mer comprenant le comptage total de coliformes totaux, *Escherichia coli*, entérocoques intestinaux, champignons et levures.

Pour le comptage des bactéries, on va employer la méthode de filtration par membrane. Cette méthode se fonde sur la filtration d'un volume déterminé d'échantillons à travers un filtre pour que les micro-organismes que l'on veut déterminer y restent prélevés. Ensuite, on doit transférer le filtre ayant les micro-organismes dans un moyen de culture approprié pour chaque organisme et incuber chaque moyen pendant un temps à une température concrète. Postérieurement, on doit recompter les colonies caractéristiques qui ont grandi dans le moyen et faire toutes les vérifications nécessaires.

Le comptage de champignons et levures se fera moyennant la technique de culture en surface.



Matériel nécessaire



Matériel général

- 2 pôles d'incubation capables d'atteindre les 37 et les 44°C (comme alternative on peut employer une yaourtière pour l'incubation à 37°C)
- Bouteille d'alcool de 96°
- Bandes réactives ou écouvillons commerciaux : test Indole
- Bandes réactives ou écouvillons commerciaux : test Oxydase

Matériel par groupe

- 1 système de filtration, par exemple, porte-filtres avec seringue stérile de 50 ml graduée
- 1 éprouvette de 100 ml
- 3 filtres stériles de 0.45 microns d'esters de cellulose
- 2 boîtes de Petri (55 mm de diamètre) avec moyen de culture Agar Chapman TTC (TTC)
- 1 boîte de Petri (55 mm de diamètre) avec moyen de culture Sianetz Barley (SB)
- 1 boîte de Petri (55 mm de diamètre) avec moyen de culture Agar bile esculin azide (BEA)
- 2 boîtes de Petri (55 mm de diamètre) de moyen de culture Tryptone soja agar (TSA) ou Gélose Tryptone soja
- 1 boîte de Glucose Sabouraud + Chloramphenicol Agar
- 1 pince à pointe pleine
- Anses à inoculer stériles
- 1 briquet à alcool
- 1 marqueur de laboratoire
- 1 pipette en plastic stérile de 1 ml
- Anse de Digrasky

Matériel par personne

- Blouse de laboratoire
- Gants à latex



Processus

Précautions générales

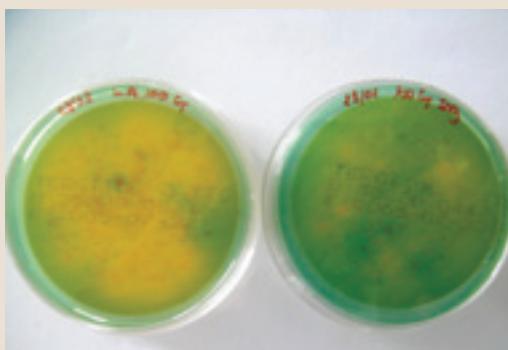
- Les échantillons d'eau à analyser doivent être à température ambiante.
- Les boîtes de Petri avec les moyens de culture doivent être identifiées moyennant un marqueur indélébile, pour éviter des confusions.
- Information de boites : groupe responsable de l'analyse, date, type d'échantillon et type de micro-organisme à déterminer.
- On doit faire attention de ne pas mélanger le matériel pollué avec le matériel stérile.
- La surface de travail et le matériel doit être parfaitement propre et stérile. Pour ce faire, avant commencer la pratique, on doit nettoyer la surface de travail avec de l'alcool. Lorsque la surface est sèche, on doit laisser le briquet à alcool allumé pour créer une atmosphère propre.

Identification et comptage de coliformes fécaux et *E. coli*

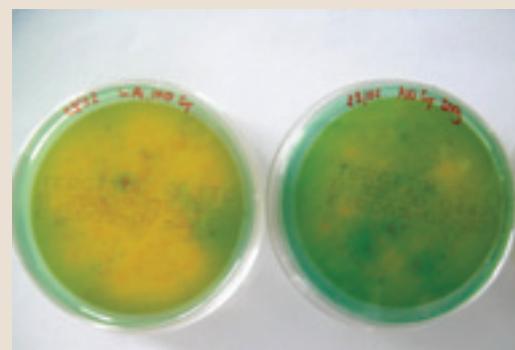
1. Ouvrir le porte-filtres (qui doit être stérile) et à l'aide d'une pince, placer soigneusement le filtre stérile et fermer le porte-filtre. La partie quadrillée de la membrane doit être orientée vers le flux d'eau.
2. Mesurer 50 ou 100 ml d'eau problème (c'est-à-dire, de l'eau que l'on veut analyser) à l'aide de l'éprouvette ou à l'aide d'une seringue stérile.
3. Filtrer l'eau problème à travers du porte-filtre.
4. Ouvrir le porte-filtre et à l'aide des pinces, retirer la membrane et la placer avec la surface quadrillée orientée vers le haut dans une boîte avec moyen de culture Agar Chapman-TTC. Répéter le processus avec une deuxième boîte.
5. Incuber les boîtes en position inverse (avec le quadrillage orienté vers le bas) à 37°C pendant 24 heures pour des coliformes totales et à 44°C pour *Escherichia coli*.
6. Compter toutes les colonies caractéristiques des deux boîtes, lactose positive présentant une coloration jaune dans le moyen sous la membrane.
7. Confirmer les colonies de coliformes caractéristiques qui ont grandi dans la boîte incubée à 37°C moyennant le test oxydase. Pour cela, transférer, à l'aide d'une anse à inoculer stériles, une colonie à une boîte avec moyen de culture TSA et incuber celle-ci pendant 24 h à 37°C.
8. Test d'oxydase : prendre un écouvillon ou bandelette réactive et piquer une colonie parfaitement isolée. Le changement de couleur à une tonalité bleu indigo indique que la réaction est positive, sinon la colonie se considère oxydase négative.
9. Confirmer les colonies de *E. coli* caractéristiques qui ont grandi dans la boîte incubée à 44°C moyennant le test Indole. Pour ce faire, transférer, à l'aide d'une anse à inoculer stérile, une des colonies vers une boîte de culture TSA et incuber celle-ci pendant 24 h à 37°C.
10. Test Indole : étendre sur la bandelette réactive l'une des colonies qui ont grandi dans la boîte de TSA. Ajouter le réactif du kit commercial selon les indications du fabricant.
11. Compter comme des coliformes toutes les colonies caractéristiques qui ont grandi à 37°C oxydases négatives. Compter comme *E. coli* toutes les colonies caractéristiques à 44°C, oxydase négatives et Indole positives. Le comptage des colonies de coliformes totales ou *E. coli* qui ont grandi dans les échantillons d'eau, viendrait donné par la formule suivante :

$$\text{ufc/100 ml} = (\text{nombre de colonies qui ont grandi dans boîte} \times 100) / \text{vol. filtré}$$

où ufc = unités formatrices de colonies



Apparence de colonies de coliformes qui ont grandi en milieu de culture TTC

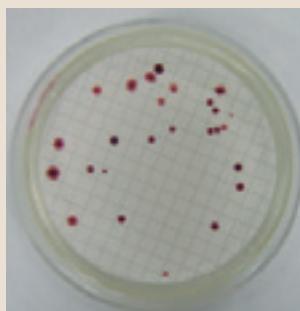


Apparence de colonies de coliformes qui ont grandi en milieu de culture TTC. Revers de boîtes

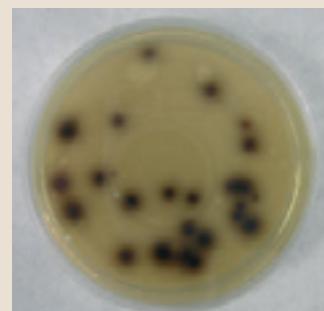
Identification et comptage d'entérocoques intestinaux

1. Dans le même porte-filtre et pour le même échantillon d'eau, mettre un nouveau filtre stérile et fermer le porte-filtre. La partie quadrillée de la membrane doit être orientée vers le flux de l'eau.
2. Mesurer 100 ml de l'eau problème à l'aide de l'éprouvette ou directement à l'aide d'une seringue stérile.
3. Filtrer 50 ou 100 ml de l'eau problème à travers du porte-filtres.
4. Ouvrir le porte-filtres et à l'aide d'une pince, retirer la membrane et placer celle-ci sur la surface quadrillée vers le haut dans une boîte de moyen Slanetz Bartley agar.
5. Incuber la boîte inversée (avec la quadrillée orienté vers le bas) à 37°C pendant 48 heures.
6. Compter les colonies d'entérocoques caractéristiques, celles qui se présentent en couleur rouge brique, marron ou rose.
7. Confirmer les colonies qui ont grandi comme des entérocoques intestinaux. Pour cela, et à l'aide d'une pince, transférer la membrane vers une boîte ayant moyen de culture bile esculin azide et incuber celle-ci à 44°C pendant 2 heures. Identifier les colonies d'entérocoques intestinaux comme celles où le moyen environnant apparaît noir foncé. Le comptage des colonies est donné par la formule suivante :

$$\text{ufc}/100 \text{ ml} = (\text{nombre de colonies qui ont grandi en boîte} \times 100) / \text{vol filtré}$$



Apparence de colonies d'entérocoques intestinaux qui ont grandi en milieu de culture SB



Confirmation d'entérocoques intestinaux en milieu de culture BEA. Revers de boîtes

Identification et comptage de champignons et levures

1. À l'aide d'une pipette ou seringue en plastique stérile prendre 0.1 ml d'eau problème.
2. Verser sur une boîte avec moyen de culture de Glucose Sabouraud + Chloramphénicol Agar.
3. Étendre avec l'anse de Digraskly l'inoculum sur la surface de la boîte en faisant 10 rotations à gauche et à droite et d'autres 10 vers le bas et vers le haut.
4. Incuber à température ambiante de 7 à 10 jours. Ne pas inverser les boîtes. Observer chaque jour la croissance des colonies.

Le comptage de champignons et de levures (C et L), grandis dans les échantillons d'eau, est exprimé par la formule suivante :

$$\text{ufc/ml} = \text{nombre de microorganismes comptés} \times 10$$

Élimination du matériel contaminé

Après avoir utilisé tout le matériel qui a été en contact avec les micro-organismes, celui-ci doit être traité comme du matériel pollué et il doit être éliminé conformément aux bonnes pratiques. Le matériel jetable peut être éliminé après sa stérilisation en autoclave, ou après son immersion dans une dissolution désinfectante pendant un minimum de 6 heures.



Questions

Interprétez et comparez les résultats de votre groupe avec le reste de groupes.

1. Il y a-t-il des différences ?
2. Quelles sont les possibles causes de ces différences ?
3. Il y a-t-il un rapport entre les valeurs obtenues et la zone d'origine de l'échantillon ?
4. Comparez les valeurs obtenues pour *Escherichia coli* et pour entérocoques intestinaux avec les valeurs maximales fixées par la Directive européenne concernant les eaux de baignade 7/2006 (Annexe I). Quelle est la classification sanitaire de l'eau de baignade ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 jour d'échantillonnage d'eau dans la plage (cela devrait être le lundi, le mardi ou le mercredi pour accomplir le délai dans le reste des séances).
- 1 séance longue d'analyse microbiologique dans le laboratoire.
- 1/4 de séance pour le comptage de coliformes et incubation pour des vérifications confirmatives dans le laboratoire.
- 1/4 de séance pour lire le résultat des vérifications confirmatives de coliformes et réaliser le comptage et confirmation d'entérocoques dans le laboratoire.
- 1/4 de séance pour le comptage de champignons et levures dans le laboratoire.
- 1 séance de calculs et interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique VI :

Coloration différentielle de bactéries : Coloration de Gram



Fondement

Il s'agit d'une technique de coloration différentielle de la paroi cellulaire, très employée dans les premiers niveaux d'identification des bactéries. Les bactéries qui se teignent avec le premier colorant et que l'on peut observer avec une couleur bleu-violet, s'appellent les Gram + (positives). Les bactéries se teignant avec le colorant de contraste et acquérant une couleur rouge-rose, sont les bactéries Gram – (négatives).



Matériel nécessaire



Matériel général

- Kit pour coloration Gram-Hücher composé de :
 - Solution alcoolique de verre violet (colorant initial)
 - Solution de lugol (mordant)
 - Solution d'alcool-acétone (7:3) (décolorant)
 - Solution alcoolique de safranine (colorant de contraste)
- Microscope
- Huile d'immersion

Matériel par groupe

- Échantillon de culture bactérienne, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus sphaericus*, *Escherichia coli* dont l'origine peut être :
 - Des colonies provenant de la pratique antérieure qui doivent passer au préalable par boîte de TSA.
 - Achetées à un fournisseur de souches microbiennes
 - Fournies par un laboratoire d'eaux de la zone
- Anses à inoculer en plastic stérile
- Porte-objets
- Couvre-objets
- Briquet à alcool
- 4 pipettes Pasteur en plastic de 3 ml (ou compte-gouttes)
- Plateaux (pour récolter les déchets de la coloration)
- Pissette avec de l'eau distillée.

Matériel par personne

- Blouse de laboratoire
- Un paire de gants en latex



Processus

ÉTAPE I

Prendre une colonie de bactéries de culture bactérienne avec l'anse à inoculer.

ÉTAPE II

Fixer la colonie sur le porte-objet et appliquer un peu de chaleur à l'aide du briquet.

ÉTAPE III

Couvrir avec une solution alcoolique de cristal violet et laisser agir une minute.

ÉTAPE IV

Laver avec de l'eau distillée sur le plateau.

ÉTAPE V

Couvrir avec solution de lugol et laisser agir une minute.

ÉTAPE VI

Laver avec de l'eau distillée sur le plateau.

ÉTAPE VII

Décolorer avec solution alcool-acétone, goutte à goutte, sur le porte-objet incliné jusqu'à ce que la solution ne présente pas de coloration (pas au-dessus d'une minute).

ÉTAPE VIII

Laver avec de l'eau distillée sur le plateau.

ÉTAPE IX

Couvrir avec une solution alcoolique de safranine et laisser agir une minute.

ÉTAPE X

Laver avec de l'eau distillée sur le plateau.

ÉTAPE XI

Laisser sécher.

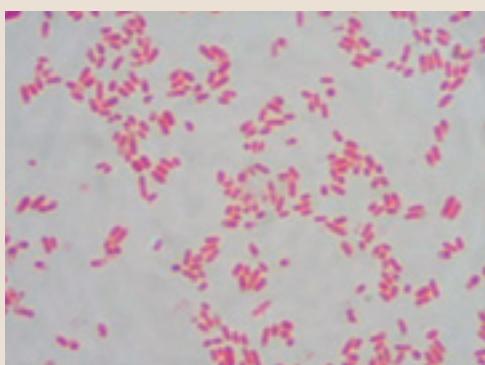
ÉTAPE XII

Couvrir avec le couvre-objets et observer au microscope avec objectif d'immersion.

ÉTAPE XIII

Les bactéries Gram - auront une couleur entre rouge et rose, tandis que les Gram + montreront une couleur entre bleu et violet.

Bactéries Gram –
Escherichia coli



Bactéries Gram +
Enterococcus faecalis

**Questionnaire**

1. Qu'est-ce qu'une coloration différentielle ?
2. Pourquoi se teignent les différentes bactéries en couleur bleu et en couleur rouge ?
3. Quel type de bactéries contenait l'échantillon ?

**Temporisation**

- 1/2 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance pour coloration dans le laboratoire.
- 1/2 séance d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Zonage

On peut définir le zonage comme la distribution des différentes communautés d'êtres vivants du littoral, dans des franges ou zones plus ou moins parallèles, en fonction de leur adaptabilité face aux facteurs environnementaux comme l'humidité, la température, la salinité, l'ensoleillement, substrat, houle, etc. L'ensemble de tous ces facteurs va déterminer la vie des animaux et des plantes qui habitent sur le littoral et qui essayent de se situer dans les meilleures conditions de vie en fonction de leur forme de vie.

Ces facteurs environnementaux sont changeants et ils sont soumis, parmi d'autres, à des phénomènes naturels comme la marée, la saisonnalité, la météorologie, etc., qui vont conditionner que des organismes précis occupent des zones concrètes du littoral. Ces zones ne constituent pas d'espaces idéaux ni définitifs, mais la présence ou le manque de certains organismes permet d'établir quelques parcelles et de caractériser de manière simplifiée un littoral en trois étages : supra-littorale, médiolittoral et infralittoral (Figure 1).

- Étage supra-littoral : cette frange se caractérise par une plus petite influence marine. Elle n'est affectée que des petits éclaboussements de l'eau de mer emportés par le vent (spray marin) et par l'influence directe de la mer pendant des temporels. À cause de ces circonstances, la vie marine dans cette zone est peu variée et la densité d'espèces est faible. Cet étage est délimité dans sa partie supérieure par la ligne des crustacés *Balanus sp.*, et occupe jusqu'à la limite supérieure des littorines (*Littorina sp.*)
- Étage médiolittoral (intertidale) : elle constitue l'étroite frange de terre comprise entre les limites de la pleine mer et de la marée basse. Pour cette raison, cet étage est soumis à des périodes d'immersion ou d'émergence périodique. Il s'agit de l'habitat typique des êtres habituels dans la zone côtière se caractérisant par la présence d'une grande variété d'espèces : patelles (*Patella sp.*), algues (*Fucus sp.*, *Enteromorpha sp.*, *Cystoseira sp.*, etc.), lièvres de mer (*Aplysia sp.*), crabes, mullet à grosse tête, gobie et juvéniles d'autres espèces.
- L'étage infralittoral est la partie du littoral qui s'étend vers la mer ouverte, à partir de

la zone de descente de la marée, et elle ne reste que partiellement découverte lors des grandes marées vivantes. Dans cette zone, les conditions environnementales commencent à être plus stables que dans des zones supérieures, sans la pression constante des marées, sans ensoleillement direct, ni des altérations brusques de salinité, etc.

Ce type de caractérisation du littoral ne constitue aucune norme générale, il n'est qu'un outil qui nous permet de déterminer et de classer des zones de manière simplifiée. Chaque point du littoral observé aura ses propres particularités et caractéristiques favorisant l'établissement des organismes d'une manière concrète et que leur nombre, variété et distribution change au fur et à mesure que les conditions environnementales varient.

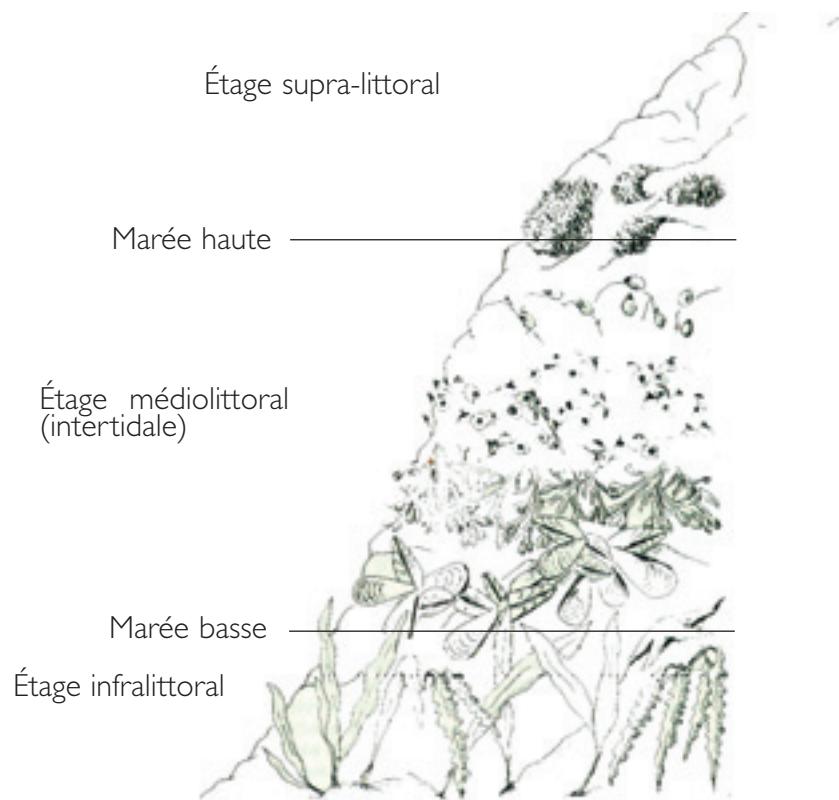


Figure 1. Exemple de zonage

Chaîne trophique

C'est le cours de transfert de matière et d'énergie dans un écosystème à travers les différents organismes qu'y habitent. Chaque étape de la chaîne trophique est appelé niveau trophique.

Le premier niveau trophique est composé d'organismes utilisant l'énergie solaire pour fixer CO₂ moyennant le processus de photosynthèse, ce sont les producteurs primaires. Dans ce niveau se trouvent le phytoplancton, les algues et les plantes supérieures.

Dans le deuxième niveau se situent les organismes herbivores ou consommateurs primaires s'alimentant des organismes du niveau trophique antérieur, comme le zooplancton, les invertébrés herbivores et quelques poissons herbivores.

Le troisième niveau trophique est composé d'organismes carnivores s'alimentant des herbivores, il s'agit des consommateurs secondaires, comme les crustacés, quelques mollusques et les poissons carnivores.

Dans le quatrième niveau trophique se situent les consommateurs tertiaires qui s'alimentent du niveau trophique antérieur, comme les grands poissons et l'homme.

Les chaînes d'alimentation se présentent comme une pyramide (Figure 1) dans laquelle la base est le phytoplancton et au sommet les derniers carnivores. Néanmoins, la réalité est plus compliquée, car un même organisme peut s'alimenter de différentes espèces en fonction des circonstances du moment et du moyen où il se trouve. De même, un organisme peut être la proie de plusieurs espèces dans un même niveau trophique. Pour cela, le transport d'énergie ne se réalise pas de manière linéale, mais en établissant un réseau alimentaire dont les noyaux seraient occupés par les différents espèces.

Les relations trophiques des communautés marines sont compliquées par la tendance des organismes de niveaux trophiques plus élevés à s'alimenter, de manière alternative, d'autres organismes n'étant pas nécessairement du différent niveau.

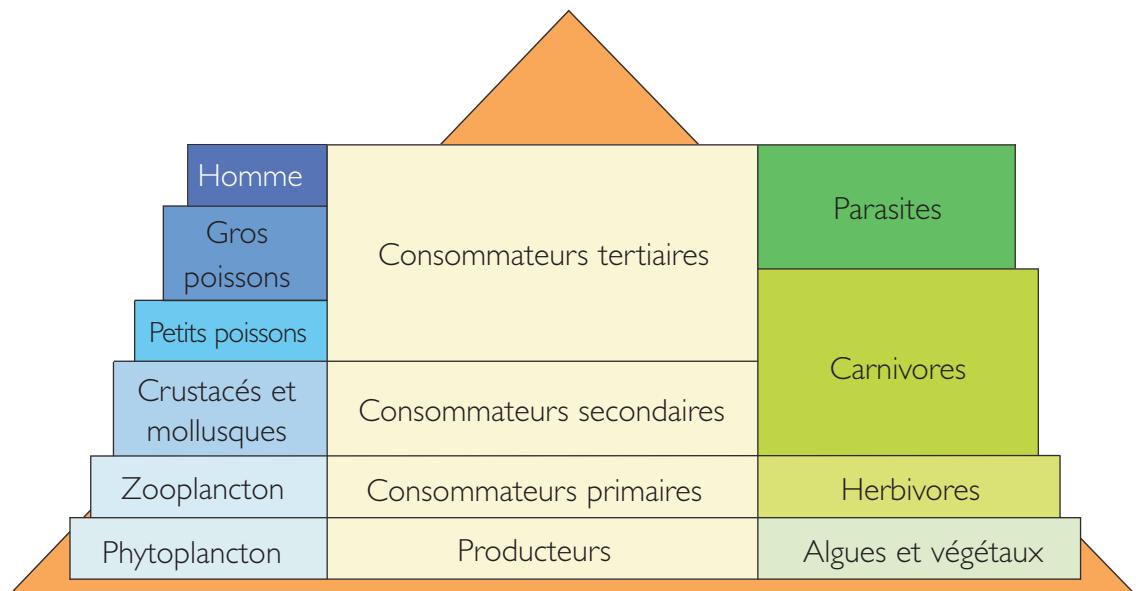


Figure 1. Pyramide trophique

Pigments photosynthétiques

La photosynthèse est le processus permettant aux végétales de fixer CO_2 et d'obtenir la matière et l'énergie nécessaires pour développer leurs fonctions vitales. La photosynthèse est menée à bien grâce à la présence de pigments photosynthétiques capables de capter l'énergie lumineuse.

Les plantes et les autres organismes photosynthétiques possèdent des différents types de chlorophylles. La chlorophylle est présente dans tous les organismes photosynthétiques (plantes, cyanobactéries, algues, etc.). Les pigments accessoires absorbent de l'énergie que la chlorophylle ne peut pas absorber, de telle manière qu'ils agissent comme des antennes tout en conduisant l'énergie absorbée jusqu'au centre de réaction.

Les principaux pigments accessoires sont la chlorophylle b (dans des algues et protistes), la chlorophylle c, d et e, la xanthophylle (jaune), les carotènes (orangés) et dans le cas des algues rouges et des cyanobactéries, les phycobilines (qui comprennent la phycoeritrine de couleur rouge et la phycocyanine de couleur bleu).

La *chlorophylle a* absorbe les longueurs d'onde violette, bleu, orangé-rougeâtre, rouge et peu des radiations des longueurs d'onde intermédiaires (verte-jaune-orangé).

Les caroténoïdes absorbent la longueur d'onde dans le bleu et un peu le vert; ces pigments tendent à être rouges, jaunes ou orangés. La *chlorophylle b* absorbe dans le bleu et dans le rouge et dans l'orangé du spectre (avec des longueurs d'onde longues et faible énergie). Les fycobilines absorbent dans le vert laissé par les deux pics maximums d'absorption de la chlorophylle.

Les spectres d'absorption de différents pigments présents dans des algues se montrent dans la Figure I.

Tous les pigments mentionnés se trouvent dans les plastes et ils confèrent aux feuilles des plantes leur coloration caractéristique. Dans le moyen marin, les représentants du royaume végétal sont les algues et les phanérogames marines.

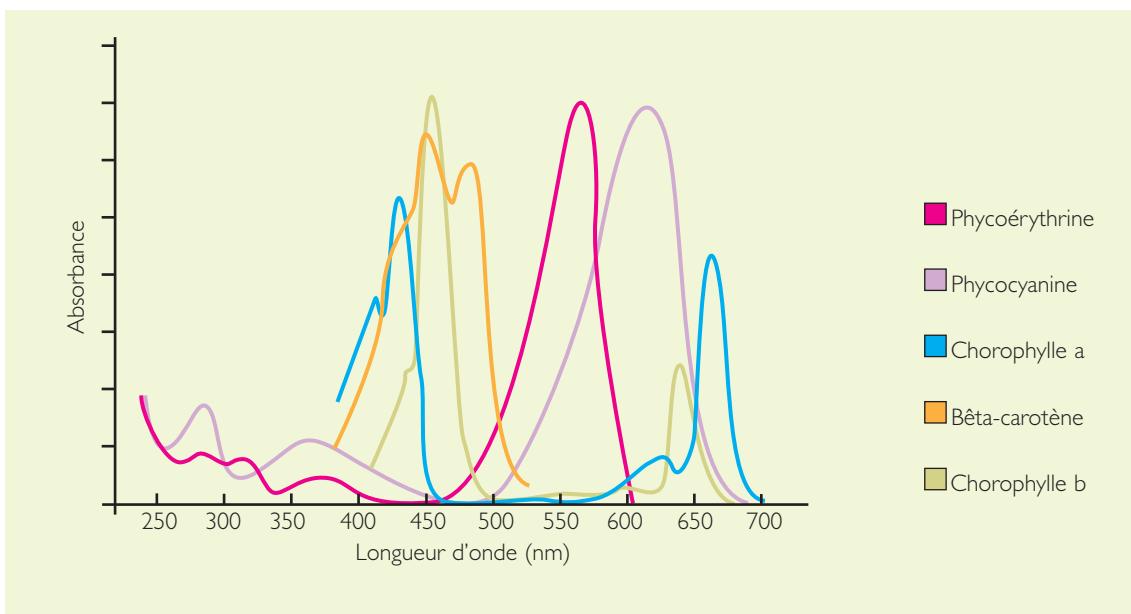


Figure 1. Spectres d'absorption de différents pigments.

Dans le cas concret des algues, le rôle des pigments photosynthétiques peut être simplifié dans les points suivants :

- Toutes possèdent de la chlorophylle a, fondamentale pour la photosynthèse absorbant les radiations bleus et rouges.
- Les pigments supplémentaires, xanthophylles, carotènes et phycobilines absorbent dans les radiations complémentaires.
- Les algues rouges (Rhodophyta) sont capables d'absorber moyennant la phycoérythrine les radiations vertes leur permettant de vivre à plus grande profondeur.
- En général, il n'existe pas de parallélisme très étroit entre les pigments et la profondeur. En fait, il y a des nombreuses algues rouges en surface et vertes habitant à des grandes profondeurs.

La plupart de ces pigments photosynthétiques (à l'exception des phycobilines) sont insolubles dans le solvant universel : l'eau. Les chlorophylles sont légèrement solubles dans l'eau. La structure chimique de ces molécules est composée principalement d'atomes d'hydrogène et de carbone, avec quelques groupes ayant des atomes de nitrogène et d'oxygène. Les structures chimiques de quelques pigments se montrent dans la Figure 2. Les chlorophylles « a » et « b » sont structurellement identiques, à l'exception de la chlorophylle « a », qui possède un groupe méthyle ($-\text{CH}_3$), tandis que la « b » possède un groupe aldéhyde ($-\text{CHO}$). Ce groupe confère une certaine polarité à la molécule de chlorophylle « b ». Pour cette raison, la molécule de chlorophylle devient légèrement plus polaire et par conséquent plus soluble dans des dissolvants polaires comme l'éthanol et l'eau, que la chlorophylle « a ». Les xanthophylles possèdent une structure très similaire à la structure du β -carotène, mais elles ont aussi des groupes hydroxyles ($-\text{OH}$). Ces groupes sont très polaires et font que les xanthophylles soient considérablement plus solubles dans l'eau et dans l'alcool que les chlorophylles ou les carotènes. Les pigments du chloroplaste sont extraits généralement avec des dissolvants organiques comme l'éther et l'acétone.

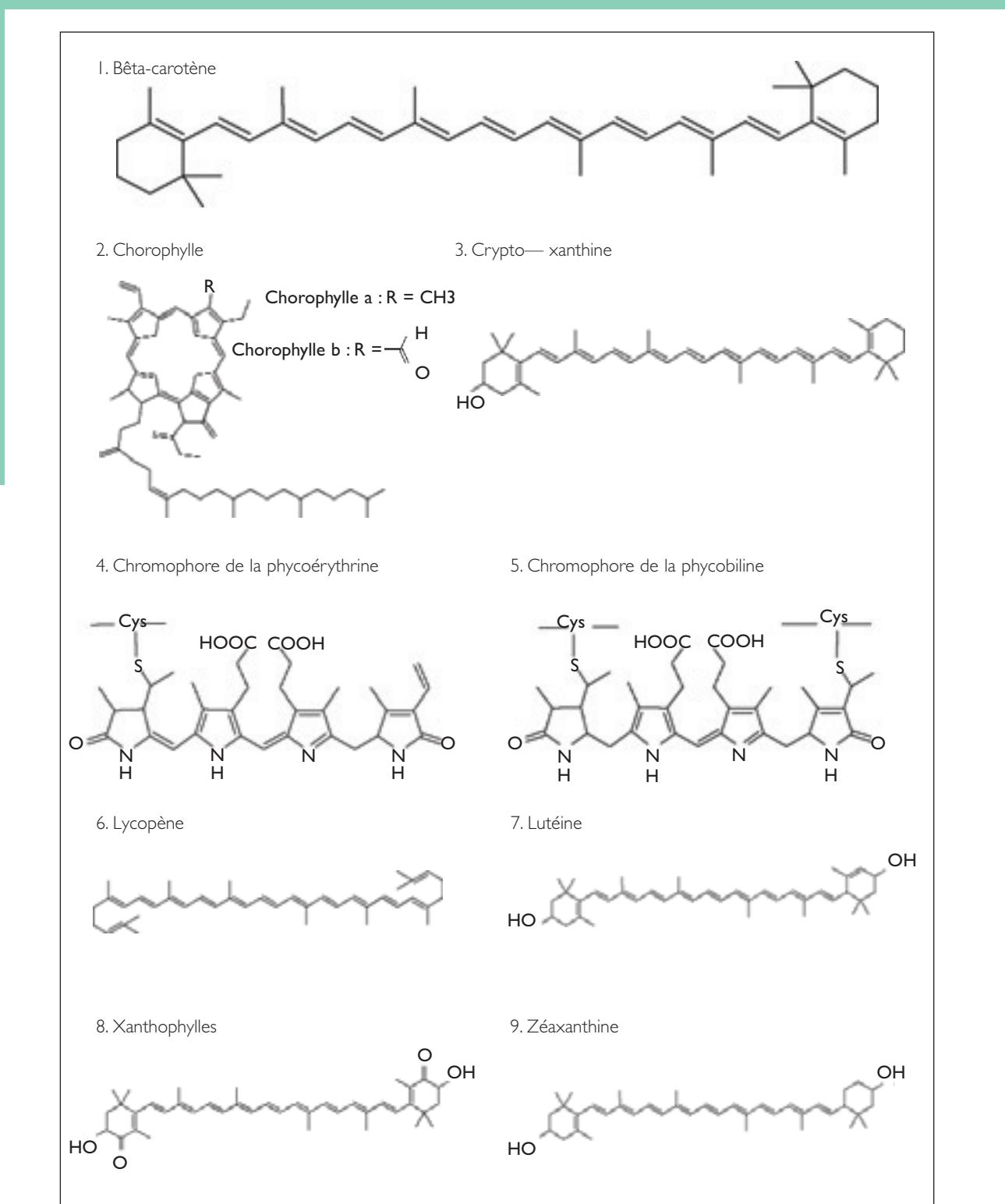


Figure 2. Structures chimique de divers pigments.

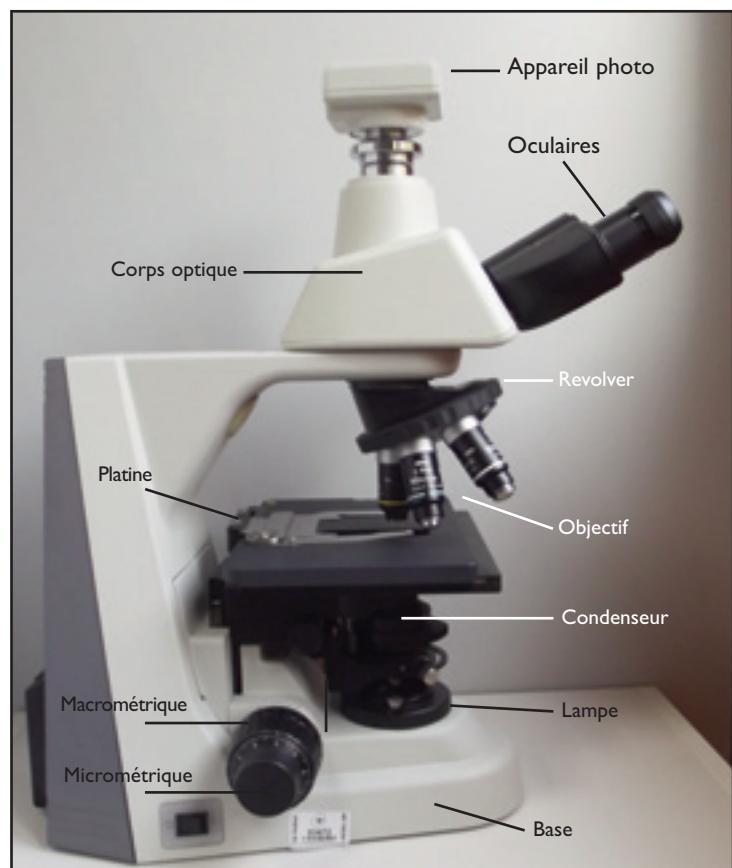
La technique chromatographique permet de séparer les substances d'un même mélange sur un support inerte, en fonction de l'affinité chimique de chacune des substances pour le dissolvant. Dans la chromatographie en papier, quand l'on introduit une bandelette en papier de filtre dans le mélange, le solvant emporte chacun des pigments à différente vitesse et les sépare permettant leur identification en fonction de la couleur.

Le microscope optique

Le microscope est un instrument optique employé pour augmenter les images d'objets et d'organismes qui ne sont pas perceptibles à l'œil. Les parties composant un microscope sont détaillées dans la figure suivante :

Un microscope est composé fondamentalement de :

- Un système mécanique, qui est composé d'une série de pièces, dans lesquelles sont installées les lentilles permettant le mouvement pour faire la mise au point. Ces pièces sont :
 - *Le support* : qui supporte la partie optique. Il a deux parties : le pied ou base et le bras.
 - *La platine* : lieu où l'on dépose la préparation.
 - *Le corps optique* : contenant les systèmes de lentilles oculaires et qui peuvent être monoculaire ou binoculaire.
 - *Le revolver* : qui contient les systèmes de lentilles objectifs. Il permet le changement du grossissement par rotation.
 - *La vis de mise au point* : le réglage macrométrique qui permet une première approximation du réglage focal et le réglage micrométrique, qui permet l'ajustage précis de la netteté.



- Le système optique comprend un ensemble de lentilles disposées pour obtenir une augmentation des images observées. Elles font partie de ce système :
 - *L'oculaire : lentille située près de l'œil de l'observateur. Elle augmente l'image de l'objectif.*
 - *L'objectif : lentille située près de la préparation. Elle augmente l'image de celle-ci.*
 - *Le condenseur : Optimise l'éclairage pour obtenir une meilleure résolution et un meilleur contraste d'image.*
- Le système d'éclairage comprend les parties du microscope qui reflètent, transmettent et règlent la quantité de lumière nécessaire pour réaliser l'observation à travers le microscope. De ce système font partie :
 - *Le diagramme : qui règle la quantité de lumière qui entre dans le condensateur*
 - *La lampe : qui dirige les rayons vers le condensateur.*

Les microscopes optiques généralement agrandissent de 1000 fois la taille originale. La résolution et l'augmentation sont limitées (la limite d'augmentation est environ de 2000 fois). Ils fournissent de l'information sur la taille, la forme et l'aspect général des cellules. Tous les micro-organismes, à l'exception des virus, peuvent être observés au moyen des microscopes optiques.

Manipulation et emploi du microscope optique

1. Choisir l'objectif à plus petit agrandissement et descendre la platine complètement (celle-ci est la manière de laisser le microscope après son usage).
2. Placer la préparation sur la platine à l'aide d'une pince métallique.
3. Commencer l'observation avec l'objectif à plus petit agrandissement.
4. Pour réaliser la mise au point:
 - Rapprocher au maximum la lentille de l'objectif à la préparation à l'aide du vis macrométrique. Pour ce faire, il faut regarder directement et pas à travers l'oculaire, car on risque d'incruster l'objectif dans la préparation, pouvant abîmer l'un des deux ou les deux.
 - Regarder à travers les oculaires et séparer lentement l'objectif de la préparation avec le macrométrique. Dès que l'échantillon se présente claire, tourner le micrométrique jusqu'à obtenir une mise au point plus fine.
5. Passer au suivant objectif. L'image devrait être presque mise au point et pour cela il suffit de bouger un peu le micrométrique afin d'atteindre une mise au point plus fine. Si l'on change d'objectif, on va perdre complètement l'image, alors il vaut mieux refaire la mise au point avec l'objectif précédent et répéter l'opération à partir de l'étape 3.
6. L'objectif de 40x fait une mise au point à une distance courte de la préparation et par conséquent ils peuvent arriver deux types de contretemps : la possible incrustation dans la préparation et/ou tacher l'objectif en cas d'employer de l'huile d'immersion.
7. Emploi de l'objectif d'immersion :
 - Descendre complètement la platine.
 - Élever complètement le condenseur pour voir clairement le cercle de lumière nous indiquant la zone à visualiser et où l'on devra placer de l'huile.

- Tourner le revolver vers l'objectif d'immersion, puis laisser le revolver à mi-chemin entre l'objectif d'immersion et celui de 40x.
- Placer une petite goutte d'huile d'immersion sur le cercle de lumière.
- Finir de tourner doucement le revolver jusqu'à la position de l'objectif d'immersion.
- En regardant directement l'objectif, éléver la platine lentement jusqu'à ce que la lentille touche la goutte d'huile. En ce moment on s'apercevra que la goutte s'élève et se colle sur la lentille.
- Faire la mise au point soigneusement avec le micrométrique. La distance de travail entre l'objectif d'immersion et la préparation est encore plus petite qu'avec celui de 40x. Par conséquent, le risque de contretemps est supérieur.
- Une fois l'huile d'immersion est sur la préparation, il est impossible de pouvoir réutiliser l'objectif 40x sur cette zone, car il se tacherait d'huile. Par conséquent, si on veut faire une mise au point d'autre champ, il faut descendre la platine et répéter l'opération à partir de l'étape 3.
- Une fois l'observation de la préparation est finie, on descend la platine et on met l'objectif à plus petit agrandissement en tournant le revolver. En ce moment, on peut retirer la préparation de la platine. Ne jamais retirer avec l'objectif d'immersion en position d'observation.
- Nettoyer l'objectif d'immersion soigneusement avec un papier spécial pour optique. Il faut passer le papier par la lentille dans un seul sens et très doucement. Vérifier que l'objectif 40x est parfaitement propre.

Conservation et précautions

1. Lorsque le travail est fini, on doit laisser l'objectif à plus petit agrandissement et la platine dans la position la plus basse. Couvrir avec l'étui de protection.
2. Lorsqu'on n'utilise pas le microscope, il doit rester dans l'étui de protection pour éviter toute poussière pouvant abimer les lentilles.
3. Ne jamais toucher les lentilles avec les mains. Si celles-ci se salissent, il faut les nettoyer très doucement avec un papier de filtre ou un papier d'optique pour éviter les rayures.
4. Il convient de nettoyer et réviser les microscopes à la fin de chaque séance pratique.
5. Ne pas laisser le porte-objet sur la platine si on n'utilise pas le microscope.
6. Après avoir utilisé l'objectif d'immersion, il convient de nettoyer l'huile restant le plus tôt possible. Si l'huile est sèche et collée à l'objectif, il faut le nettoyer avec un mélange d'alcool et d'acétone (7:3) ou xylol. Il ne faut pas abuser de ce type de nettoyage parce une application excessive de dissolvant peut abimer les lentilles et sa fixation.
7. Ne jamais forcer les vis tournants du microscope (macrométrique, micrométrique, platine, revolver et condenseur).
8. Maintenir la platine du microscope sèche et propre. En cas d'écoulement d'un liquide, sécher la platine avec un chiffon sec. En cas d'une tâche d'huile nettoyer avec un chiffon humecté en xilol.

Pollution microbiologique de l'eau de mer

Le climat doux des îles Canaries et de la côte atlantique marocaine rend possible de d'aller à la plage pendant presque toute l'année. Ce fait, avec l'importance du tourisme dans l'économie des deux régions, ont déclenché un accroissement de la population dans les zones côtières et par conséquent la détérioration environnementale. Dans des nombreux cas, le développement de la construction n'est pas accompagné d'une infrastructure d'assainissement appropriée. Cela entraîne le rejet d'eaux usées urbaines directement dans la mer sans aucun traitement préalable, ce qui représente la principale source de pollution des zones côtières.

La pollution marine représente pour l'homme sa principale incidence sur la frange littorale, car c'est là, où l'homme développe la plupart de son activité et par conséquent dans cette zone converge la plupart des sources de pollution. La pollution des plages normalement se produit par des phénomènes naturels, comme la pluie intense ou les marées rouges, et principalement par l'activité humaine dans la zone côtière et continentale.

La pollution des plages vient aussi des activités développées dans les grandes concentrations urbaines ne possédant pas de couverture suffisante concernant le service de nettoyage, d'égouts et de traitement d'eaux usées. Dans les zones côtières, il est faisable la présence de ce problème pendant l'époque de vacances, car les services urbaines surpassent leurs limites et les excédantes arrivent à la mer, les plages ou les lagunes côtières tout en affectant leurs conditions sanitaires.

En ce qui concerne le risque sanitaire, la pollution microbiologique implique la libération sur la mer d'un grand nombre de micro-organismes pathogènes (bactéries et virus) provenant de malades ou de porteurs, avec les postérieurs effets nocifs que ce fait peut déclencher sur la santé publique. Ces micro-organismes peuvent provenir d'activités agricoles, de décharges d'eaux usées sans traiter ou partiellement épurées et du ruissellement de la pluie.

Les eaux usées contiennent une grande variété d'organismes pathogènes pouvant provoquer des maladies entre les humains (Tableau 1) quand elles sont rejetées dans les zones de baignade. Le mélange de ces eaux peut représenter un risque pour le baigneur; car une dose infectieuse des micro-organismes peut se transmettre par le fait d'engloutir de l'eau

de mer, par le simple contact avec la peau, les oreilles, les yeux, le nez ou le tractus respiratoire supérieur. Il faut faire attention aux enfants, aux personnes âgées et aux personnes ayant des maladies chroniques ou ayant des systèmes immunologiques affectés : ils ont la prédisposition à acquérir des maladies lorsqu'ils entrent en contact avec de l'eau polluée.

Tableau 1. Micro-organisme infectieux potentiellement présents dans l'eau usée domestique brute

MICRO-ORGANISMES	QUELQUES MALADIES ET SYMPTÔMES
Bactéries <i>Escherichia coli, Salmonella, Leptospira, Shigella, Vibrio chloreae, Yersinia</i>	Gastroentérite (y-compris diarrhée et douleurs abdominaux), salmonellose (intoxication par aliments), choléra, otite, conjonctivite, maladies respiratoires, de la peau, etc.
Virus <i>Adenovirus, Enterovirus, Hepatitis A, Agente Norwalk, Retrovirus, Rotavirus</i>	Fièvres, anomalies cardiaques, gastroentérite, diarrhée, infections respiratoires, hépatite.
Protozoaire <i>Balantidium coli, Cryptosporidium, Entamoeba histolytica, Giardia lamblia</i>	Gastroentérite, balantidiase, cryptosporidiose et giardiase (y-compris diarrhée et crampes abdominaux), dysenterie.
Helminthes <i>Ascaris lumbricoides, Enterobius vericularis, Fasciola hepatica, Hymenolepis nana, Tenia saginata, T. solium, Trichuris trichuria</i>	Ascaridiose, oxyurose, taeniase, infections de plathelminthes, troubles digestifs, vomissement, malaise, toux, douleur dans la cage thoracique, fièvre et diarrhée.

La détermination de la présence de tous les organismes pathogènes impliquerait plusieurs jours d'analyse, des coûts élevés et du matériel très spécialisé. En plus, les méthodologies spécifiques pour détecter quelques organismes dans certains types d'eau sont en phase de développement et vérification. Face à ces difficultés et aux besoins de faire une évaluation rapide et fiable de la présence de pathogènes dans l'eau, il est devenu nécessaire de travailler avec d'organismes indicateurs. Les micro-organismes indicateurs sont ceux ayant un comportement similaire aux pathogènes (concentration et réaction face aux facteurs environnementaux et barrières artificielles), mais étant plus rapides, économiques et faciles à identifier. Actuellement, pour évaluer la qualité sanitaire d'une plage, on analyse la concentration en eau de ces organismes indicateurs pour estimer le degré de pollution fécal de l'eau. Pour les eaux de baignade, on utilise comme indicateur les entérocoques intestinaux et *Escherichia coli*. Ces micro-organismes se trouvent dans le tracte intestinal des animaux à sang chaud, y compris les humains.

Escherichia coli est le coliforme plus étroitement associé à la source fécale, il constitue le témoin le plus spécifique de pollution fécale récente parce qu'il survit très peu de temps dans l'environnement. *E. coli* est une espèce bactérienne dans le groupe des coliformes appartenant à la famille Enterobacteriaceae (Figure 1). Toutes les Enterobacteriaceae sont des bacilles (rod-shaped), ne formant pas de spores et de gram-négatives.

Quelques bactéries de ces familles, la plupart appartenant au genre *Escherichia*, *Citrobacter*, *Klebsiella* et *Enterobacter*, sont capables de pousser en présence de sels biliaires et sont cytochromes-oxydase négative. Les coliformes se distinguent par leur capacité pour fermenter le lactose à 35 ou 37°C avec la production d'acide, gaz et aldéhyde dans les 24 à 48 heures d'incubation. Les bactéries coliformes, étant aussi capables de grandir et de fermenter le lactose avec production de gaz et d'acide à 44°C dans les premières 48 heures d'incubation, s'appellent coliformes thermotolérants (coliformes fécales).

Les genres prédominants de la famille Enterobacteriaceae se détaillent dans les groupes coliformes et non-coliformes représentés dans la Figure 2. Les coliformes thermotolerants comprennent des espèces des genres *Escherichia* et *Klebsiella*. Néanmoins, *Escherichia coli* est la seule espèce de la famille Enterobacteriaceae liée à l'origine fécale humain ou animal.

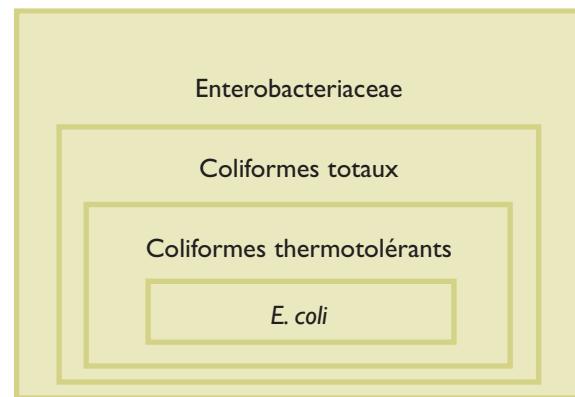


Figure 1. Rapport entre *E.coli* et la famille Enterobacteriaceae

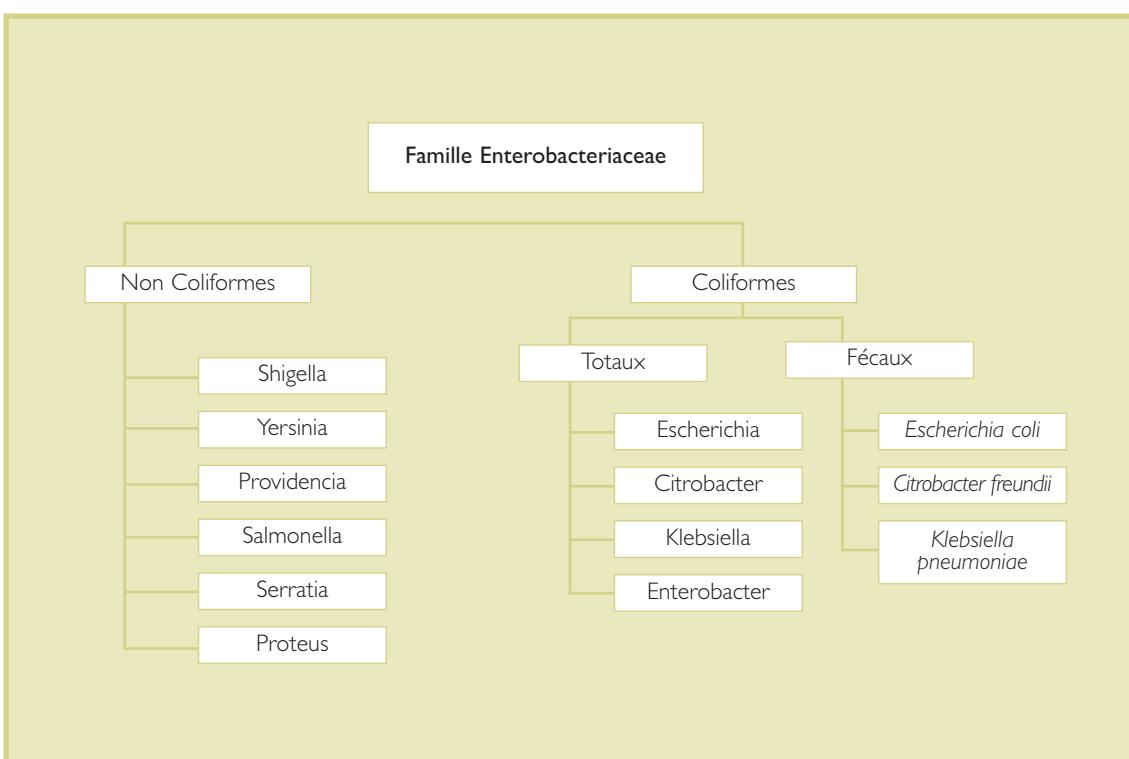


Figure 2. Structure résumé de la famille Enterobacteriaceae

Le groupe des entérocoques représente un sous-groupe des streptocoques. Les streptocoques fécaux sont des bactéries coccus, gram positives, aérobies et anaérobies facultatives, catalase négatives et qui fermentent le glucose avec production d'acide à 37°C dans un temps maximal de 48 heures. La taxonomie de ce groupe comprend des espèces de deux genres : Entérocoques et Streptocoques. Les entérocoques se distinguent du reste de streptocoques par leur capacité de grandir dans du chlorure de sodium à 9.5% à un pH de 9.6 et à des températures entre 10 et 45°C. Les espèces les plus prédominantes dans des systèmes aquatiques pollués sont *Enterococcus faecalis*, *E. faecium* et *E. durans*.

Le contrôle sanitaire des eaux de baignade constitue une mesure de prévention basique et fondamentale pour maintenir le niveau de santé approprié de nos côtes. Le contrôle de la qualité microbiologique des eaux de baignade nécessite une série d'analyses pour déterminer la présence de micro-organismes pathogènes. Le diagnostic de ces micro-organismes nécessite de programmes, personnel et laboratoires spécialisés.

Aux Canaries, le Servicio de Sanidad Ambiental del Servicio Canario de Salud, appartenant à la Consejería de Sanidad del Gobierno de Canarias sont les responsables de développer, de dessiner, d'évaluer et d'informer le Programme de Contrôle et de Surveillance de Zones de Loisirs et Côtières de Canaries (<http://www.gobiernodecanarias.org/sanidad/scs>). Ce programme est mené à bien chaque année pendant la période de baignade, il fixe des visites d'inspection périodiques aux plages, ainsi que des analyses tous les 15 jours des eaux de baignade, déterminant ainsi leur qualité sanitaire conformément aux critères de la Directive communautaire des eaux de baignade 07/2006 (voir Annexe I) abrogeant la Directive 76/160/CEE. Tous les 15 jours on qualifie la qualité des plages et on informe les municipalités et les citoyens à travers divers moyens.

Au Maroc, le Ministère de l'Équipement et des Transports (MET) et le Ministère de l'Énergie, des Mines, de l'Eau et de l'Environnement (MEMEE) sont chargés de mener à bien la surveillance et l'évaluation de la qualité des eaux de baignade. Pour ce faire, on doit adopter la norme NM 03 7 200, se basant fondamentalement sur la Directive Européenne de surveillance de la qualité des Eaux de baignade 76/160/CEE. Pour les plages intégrées dans le programme de surveillance, la périodicité d'échantillonnage pendant l'époque de baignade est bimensuelle pendant la saison balnéaire et elle se concentre sur la détermination de coliformes fécaux et streptocoques fécaux. Les rapports contenant les résultats obtenus dans chaque période peuvent être consultés sur la web :

[http://www.equipementtransport.gov.ma/MET_New/Fr/MenuHautPrincipal/Publications/Pub
lications+Maritimes+et++Portuaires/La+Qualit%C3%A9+des+eaux+de+baignade.htm](http://www.equipementtransport.gov.ma/MET_New/Fr/MenuHautPrincipal/Publications/Publications+Maritimes+et++Portuaires/La+Qualit%C3%A9+des+eaux+de+baignade.htm)

Même si la surveillance systématique de la qualité des plages et des zones de baignade ne se borne qu'à la qualité de l'eau, il est aussi important de considérer l'échantillonnage et l'analyse microbiologique des sédiments dans la zone de contact eau-plage (sable humide) et sable sec, comme on est en train de faire de plusieurs pays, y compris le Maroc.



Unité 3

Caractéristiques physico-chimiques de l'eau de mer

Pratique I :

Mesure de pH, turbidité et conductivité de l'eau de mer



Fondement

La détermination du pH se base sur la mesure de la différence de potentiel existant entre une électrode en verre sensible à l'ion hydrogène et l'électrode de référence calomel (généralement argent/chlorure d'argent) immergés dans une même dissolution. Cette différence de potentiel est fonction linéale de l'activité des ions hydrogène présents dans la dissolution à une température donnée.

La conductivité spécifique d'une eau est l'aptitude de celle-ci pour transmettre le courant électrique. La conductivité dépend de l'activité des ions dissous et de la température à laquelle se réalise la mesure. Pour mesurer la conductivité, on doit employer un pont de Wheatstone et une cellule de conductivité appropriée, puis on doit comparer, à la même température, la résistance électrique de l'échantillon et la résistance électrique d'une solution standard de chlorure potassique.

La mesure de turbidité se base sur la comparaison de l'intensité de la lumière dispersée par un échantillon dans des conditions définies et la dispersée par une dissolution étalon de référence dans des conditions identiques.

La mesure des paramètres de pH, conductivité et turbidité se réalise avec des instruments spécifiques : pH-mètre, turbidimètre et conductimètre respectivement. Avant mesurer l'échantillon, on doit calibrer chacun des appareils à l'aide de dissolutions étalon ou de référence.



Matériel nécessaire

Matériel général

- pH-mètre et étalon de pH 4, 7 et 10
- Turbidimètre et étalons de turbidité entre 0 et 50 NTU (Unités Néphéломétriques de Turbidité)

- Conductimètre et étalon de conductivité (11.67 mS/cm)

Matériel par groupe

- Béchers de 50 ml
- Pissettes ayant de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

Calibrer les appareils conformément aux instructions du manuel et du fabricant. Remplir le bêcher avec l'échantillon problème et mesurer les différents paramètres. Dans tous les cas, il est important de suivre les instructions et l'ordre établit dans les manuels des appareils.

Tout le matériel en verre employé dans la pratique doit être très propre et rincé à l'eau distillée.

Mesure du pH

ÉTAPE I

Calibrer le pH-mètre avec les étalons de pH selon le manuel d'instructions.

ÉTAPE II

Rincer à l'eau distillée l'électrode de pH.

ÉTAPE III

Introduire l'électrode dans l'échantillon et mesurer la valeur de pH.

ÉTAPE IV

Noter dans le cahier la valeur obtenue. Exprimer le résultat en unités de pH.

Ne pas toucher l'extrême de l'électrode, car il peut se polariser et donner des lectures incorrectes.

Ne pas laisser sécher l'électrode. À la fin de chaque journée de travail, ou quand il n'est pas utilisé, il faut s'assurer qu'il reste immergé dans une dissolution, normalement KCl 3 M, qui vient indiquée dans les instructions du fabricant.

Ci-dessous, on montre le processus général pour transférer l'électrode d'une dissolution à une autre : sortir l'électrode de la dissolution qui est en train d'être mesuré, rincer l'électrode très bien avec de l'eau distillée, éliminer l'excédante d'eau de l'électrode avec de brèves secousses et introduire l'électrode dans la nouvelle solution à mesurer.

Mesure de la conductivité

ÉTAPE I

Calibrer le conductimètre avec l'étalon de conductivité selon son manuel.

ÉTAPE II

Rincer à l'eau distillée l'électrode de conductivité.

ÉTAPE III

Introduire l'électrode dans l'échantillon, en s'assurant que la cellule reste complètement immergée. Mesurer la valeur de conductivité dans l'échantillon.

ÉTAPE IV

Noter dans le cahier la valeur obtenue. Exprimer le résultat en mS/cm ou μ S/cm.

Mesure de la turbidité

ÉTAPE I

Calibrer le turbidimètre avec les étalons de turbidité disponibles selon le manuel.

ÉTAPE II

Rincer la cuve de mesurage à l'eau distillée.

ÉTAPE III

Opérer selon les indications du fabricant et mesurer la turbidité dans l'échantillon.

ÉTAPE IV

Noter dans le cahier la valeur obtenue. Exprimer le résultat en unités NTU (Unités Néphélosométriques de Turbidité).

Mesurer le pH, la conductivité et la turbidité des différents types d'eau, comme l'eau de mer, l'eau embouteillée, l'eau du robinet avec plusieurs additions de sel commun, jus de citron, etc.



Questions

Faire un tableau avec les résultats obtenus pour chaque paramètre dans les échantillons d'eau et répondre aux questions suivantes :

1. Pour quoi les appareils doivent être calibrés avant mesurer l'échantillon ?
2. Que nous indique un $\text{pH} < 7$? Et un $\text{pH} > 7$?
3. En cas d'avoir analysé l'eau embouteillé, est-ce que les valeurs obtenues coïncident avec les valeurs figurant sur l'étiquette ?
4. Est-ce qu'il existe un paramètre des mesurés nous indiquant de la pollution ?
5. Si la réponse antérieure est affirmative, de quel type? Quelle serait la cause ? Comment pourrait-on l'éviter ?

6. Pourquoi l'eau de mer est salée ?
7. Chercher et comparer dans une échelle, les valeurs de pH des suivants substances : eau embouteillée, jus de citron, vinaigre, boisson rafraîchissante, café, salive, urine, eau de mer et eau de javel.
8. Chercher et comparer, sur une échelle, les valeurs de conductivité des suivantes dissolutions : eau de pluie, eau embouteillée, eau du robinet et eau de mer.

Comparez vos réponses avec celles de vos camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique II :

Mesure de nitrates, phosphates et ammonium dans l'eau de mer



Fondement

Le principe analytique de ces méthodes de détermination de nitrates, phosphates et ammonium dans l'eau de mer est le même : la colorimétrie.

La colorimétrie constitue une technique instrumentale dont l'objectif est celui de déterminer l'absorption de la lumière visible pour un échantillon, qui peut être une substance pure ou bien un mélange ou dissolution. L'absorption de radiation pour un échantillon dans la région visible, et en général dans n'importe quelle zone du spectre, est réglé par la loi de Lamber – Beer. D'après cette loi, plus le nombre de molécules sur lesquelles tombent les radiations est élevé, plus la fraction de lumière absorbée par un échantillon est grande. Quelques composés agissent avec des réactifs spécifiques pour produire une réaction colorée. L'intensité de la couleur de la réaction est directement proportionnelle à la concentration de la substance analysée. Moyennant la comparaison visuelle de la couleur avec une échelle de la couleur standardisée, on peut connaître la concentration de la substance à déterminer.

Pour la réalisation de cette pratique, on propose un système de colorimétrie type Kit, de la marque commerciale Macherey-Nagel (Panreac), mais on peut trouver des systèmes similaires d'autres marques commerciales comme Merck, Hanna, Lovibond, etc.

Le type de réactif spécifique employé dans la réaction, la nature chimique du composé coloré final formé et le type de réaction sont détaillés dans les instructions du kit d'essais employé et peuvent varier d'une marque commerciale à l'autre. Par conséquent, il est recommandable d'inclure ces instructions dans cette pratique et donner aux élèves cette information.



Matériel nécessaire

Matériel général

- Kit d'essai Visocolor ECO nitrate, rang 4-120 ppm
- Kit d'essai Visocolor ECO phosphate, rang 0.2-5 ppm

- Kit d'essai Visocolor ECO ammonium, rang 0.2-3 ppm

Matériel par groupe

- 2 seringues de 5 ml graduées
- Éprouvette haute de 50 ml
- Bécher en verre de 50 ml
- Pissette ayant de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

Pour la détermination de l'ammonium dans l'eau de mer, réaliser au préalable une dissolution 1:10 avec 5 ml d'eau de mer et 45 ml d'eau distillée.

Pour la détermination des nitrates et des phosphates, il ne faut pas diluer au préalable l'échantillon d'eau de mer.

Dans tous les cas, pour faire les déterminations des trois paramètres dans l'échantillon, il ne suffit que de suivre les instructions des manuels du kit correspondant.

Mesurer la concentration de nitrates, phosphates et ammonium dans différents types d'eau : eau embouteillée, eau du robinet, eau de mer, etc.



Questions

Faire un tableau avec les résultats obtenus pour chaque paramètre dans les échantillons d'eau et répondre aux questions suivantes :

1. Pourquoi faut-il diluer quelques échantillons d'eau et pas d'autres ?
2. Y a-t-il un paramètre indiquant de la pollution dans l'échantillon d'eau de mer ?
3. Si la réponse antérieure est affirmative, de quel type ? Quelle peut être la cause ? Comment pourrait-on l'éviter ?
4. Quels risques et quels effets environnementaux peuvent provoquer la présence d'une haute concentration de nutriments (nitrates, phosphates) dans les eaux littorales ?

5. En cas d'avoir analysé de l'eau embouteillée, est-ce que les valeurs obtenues coïncident avec les valeurs figurant sur l'étiquette ?
6. En cas d'avoir commis une erreur au cours de l'essai, et il n'existe pas de résultats fiables, dans quelle étape avez-vous commis l'erreur ? D'après vous, où se trouve l'erreur ? Pourquoi ?

Comparez vos réponses avec celles de vos camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique III :

Mesure de détergents dans l'eau de mer



Fondement

La méthode utilisée pour la détermination de détergents anioniques se base sur le fait que, sous des conditions concrètes, ces détergents agissent avec le bleu de méthylène, tout en formant un complexe coloré qui peut être extrait avec un dissolvant organique.

Après la réaction entre l'échantillon et les réactifs spécifiques et les séparations de phases, l'intensité de la couleur résultante est directement proportionnelle à la concentration de détergents anioniques, ce qui se détermine moyennant la comparaison avec une échelle de couleur de référence.

Pour la réalisation de cette pratique, on propose un système de colorimétrie type Kit, de la marque commerciale Macherey-Nagel (Panreac), mais on peut trouver des systèmes similaires d'autres marques commerciales comme Merck, Hanna, Lovibond, etc.



Matériel nécessaire

Matériel général

- Kit rapide pour détergents anioniques, range 0.1-5.0 mg/l MBAS (Visocolor) qui contient:
 - 1 comparateur : détergents anioniques
 - 1 seringue en plastique avec pointe
 - 1 flacon de 30 ml de réactif TA-1
 - 1 cuve en verre avec bouchon
 - 1 flacon de 10 ml de réactif TA-2
 - 1 verre en plastique pour la prise de l'échantillon

- 1 flacon de 10 ml de réactif TA-3
- 1 compte-gouttes (pipette d'égouttement)
- 2 flacons de 50 ml de réactif TA-4 (chloroforme)

Matériel par groupe

- 1 kit par groupe
- Pissette ayant de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

ÉTAPE I

Laver la cuve en verre avec le liquide à analyser plusieurs fois. Remplir la cuve jusqu'à la marque de 5 ml.

ÉTAPE II

Ajouter 10 gouttes de réactif TA-1 et remuer soigneusement pour mélanger.

ÉTAPE III

Ajouter 4 gouttes de réactif TA-2 et mélanger.

ÉTAPE IV

Ajouter 2 ml de réactif TA-4* avec la pipette.

(*): Le réactif TA-4 contient du chloroforme, qui est nocif. Il faut pousser à l'extrême les précautions.

ÉTAPE V

Fermer la cuve avec le bouchon et remuer pendant 30 - 40 secondes, tout en maintenant le bouchon serré. Après la séparation de phases (environ 2 min), extraire la phase supérieure avec la seringue et jeter celle-ci par le déversoir avec de l'eau abondante.

ÉTAPE VI

Ajouter à la phase inférieure qui reste dans la cuve 5 ml d'eau distillée, 4 gouttes de TA-3 et mélanger pendant 30 secondes doucement.

ÉTAPE VII

Après la séparation en phases (environ 2 min), comparer la phase inférieure avec l'échelle de couleur de référence. Pour faciliter la lecture, il convient de maintenir une feuille de papier blanc derrière la cuve et le comparateur.

Note: Parfois, après la séparation des phases, la phase inférieure n'apparaît pas homogène. Pour éliminer cet effet, on doit remuer la phase doucement avec la spatule ou la tige en verre.

Laver sans retard la cuve et la seringue avec de l'eau.

La phase organique doit être recueillie dans un récipient spécifique pour une élimination appropriée comme déchet spécial (hydrocarbures chlorés). La phase aqueuse peut être versée dans le déversoir avec de l'eau abondante.



Questions

Répondre aux questions suivantes :

1. Quelle concentration de détergents avez-vous obtenu dans votre échantillon d'eau ?
2. Pourquoi et à quelle fin on utilise la séparation de phases ?
3. Quels sont les risques et les effets environnementaux pouvant occasionner la présence d'une concentration élevée de détergents dans des eaux littorales ?
4. Si au cours de l'essai se produit une erreur et il n'existe pas de résultats fiables, dans quel étape est-ce vous avez trompé ? D'après vous, quelle est la cause possible de l'erreur ? Pourquoi ?

Comparez vos réponses avec celles de vos camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique IV :

Mesure de chlorures en eau de mer



Fondement

La concentration de chlorures dans l'eau de mer peut être déterminée moyennant la méthode titrimétrique. Cette méthode repose sur la titration de l'échantillon avec du nitrate d'argent, tout en employant comme indicateur le chromate potassique. De cette manière, les chlorures formeront du chlorure d'argent qui précipitera. Une fois tout le chlorure précipité, l'ion chromate de couleur jaune réagit avec l'argent pour former un deuxième précipité de chromate d'argent (Ag_2CrO_4) de couleur rouge indiquant le point final de la titration.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Chromate potassique (K_2CrO_4) al 5%
- Nitrate d'argent (AgNO_3) 0.01 M

Matériel par groupe

- Éprouvette de 50 ml
- Matras Erlenmeyer de 100 ml

- Pipette en plastique ou compte-gouttes
- Burettes de 50 ml
- Support et pince pour burette
- Fiole jaugée de 100 ml
- Pissette avec de l'eau distillée
- Pipette ou seringue de 1 ml

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

ÉTAPE I

Avec l'éprouvette prendre 50 ml d'échantillon d'eau de mer diluée 1:100 (dans la fiole jaugée), ensuite introduire celle-ci dans l'Erlenmeyer de 100 ml.

ÉTAPE II

Ajouter 4-5 gouttes de la solution de K_2CrO_4 à 5% à l'aide d'une pipette ou compte-gouttes.

ÉTAPE III

Remplir et ajuster la burette avec $AgNO_3$ 0.01 M.

ÉTAPE IV

Titrer, tout en agitant énergiquement, avec la solution de nitrate d'argent jusqu'à ce que la couleur change de jaune à jaune-rose. Noter le volume de solution employé.



Point final pour la mesure de chlorures

Calculs

$$\text{Clorures (mg/l)} = \frac{35,45 \times M \times 1000 \times V}{V'} \times F$$

M = Molarité de la solution de AgNO_3 .

V = Volume en ml de la solution de nitrate d'argent employé dans la titration de la solution problème.

V' = Volume en ml de l'échantillon.

F = Facteur de dilution.

Réaliser la même expérience avec différents types d'eau, comme l'eau embouteillée, du robinet, du robinet à différentes additions de sel commun, etc.

**Questions**

Répondre aux questions suivantes :

1. Écrivez le nom du matériel illustré au début de cette expérience.
2. Quelle concentration en chlorures avez-vous obtenue dans l'eau de mer ?
3. Avec quel autre paramètre on peut mettre directement en rapport la concentration en chlorures ?
4. Quelles concentrations en chlorures avez-vous obtenues pour les autres échantillons d'eau ?
5. Si vous avez analysé de l'eau embouteillée, est-ce que les valeurs obtenues coïncident avec les valeurs qui figurent sur l'étiquette ?
6. En cas d'avoir commis une erreur au cours de l'essai et il n'existe pas de résultats fiables, dans quelle étape avez-vous commis l'erreur ? D'après vous, où se trouve l'erreur ? Pourquoi ?
7. Comment prépareriez-vous un litre de dissolution de nitrate d'argent 0,01 M à partir du sel AgNO_3 (masse moléculaire $\text{AgNO}_3 = 169,9$, considérée ayant un degré de pureté de 100%) ?

Comparez vos réponses avec les réponses des autres.

**Temporisation**

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance pour détermination de chlorures dans l'eau de mer dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique V :

Mesure de calcium et de magnésium : dureté de l'eau



Fondement

La concentration en calcium et en magnésium dans les eaux peut être déterminée au moyen de titrage complexométrique. La dureté d'une eau correspond aux concentrations de cations multivalents, principalement le calcium et le magnésium.

La détermination du Ca est basée sur la capacité des ions de calcium de former un complexe avec un sel de l'acide éthylène diamine tétraacétique (EDTA) dans un milieu tamponné à pH 12-13. À cette valeur de pH, les ions Mg^{2+} précipitent sous forme d'hydroxydes et n'interviennent pas dans la réaction. L'indicateur employé dans la réaction est l'acide calconcarboxylique. L'EDTA agit, d'abord avec les ions de calcium libres, et ensuite avec les ions de calcium combinés avec l'indicateur. Le point final de la titration est indiqué par le virage de couleur de la dissolution de rose-rouge à pourpre-bleu claire.

Le Mg se détermine de manière similaire. Les ions de calcium et de magnésium forment un complexe avec le sel d'EDTA en dissolution aqueuse à pH 10. L'indicateur employé dans cette titration est le noir d'eriochrome T, qui forme un complexe de couleur rose avec le magnésium. L'EDTA réagit d'abord avec les ions Ca^{2+} et Mg^{2+} libres et postérieurement avec le Mg^{2+} complexé avec l'indicateur. Le point final de la titration est aussi marqué par un changement de couleur de la dissolution de rose à bleu.

Pour le calcul de la dureté on utilise une formule dans laquelle interviennent les concentrations de Ca et Mg déjà déterminées.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Hydroxyde sodique (NaOH) 1 M
- Murexide
- Solution EDTA 0.01 M
- Solution tampon pH 10 pour complexométrie
- Noir d'ériochrome T à 1%

Matériel par groupe

- 1 seringue de 1 ml
- Fiole jaugé de 100 ml
- Éprouvette de 50 ml
- 2 seringues de 5 ml
- Spatule
- Burette de 10 ml
- Support et pince pour burette
- 2 Matras Erlenmeyer à bouche large de 250 ml
- Pissette avec de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

La détermination complexométrique de calcium et de magnésium dans l'eau de mer n'est pas une méthode approprié, car il se produit la précipitation de sels aux valeurs de pH employés dans l'analyse, tout en rendant difficile l'interprétation des virages de couleur. La détermination de ces paramètres dans l'eau de mer se réalise avec d'autres techniques analytiques plus sophistiquées, comme par exemple la spectroscopie d'absorption atomique ou spectroscopie d'émission de plasma. À des effets approximatifs et didactiques, pour la réalisation de la titration complexométrique, on peut aussi réaliser cette pratique en eau de mer, tout en faisant au préalable une dilution 1:100.

Processus pour le Ca

- Introduire 50 ml de l'échantillon dans le matras Erlenmyer de 250 ml.
- Ajouter 2 ml d'hydroxyde de sodium 1 M et une pointe de spatule de murexide.
- Titrer avec la solution d'EDTA 0.01 M jusqu'au virage de la couleur de rose-rouge à pourpre-bleu clair.

Processus pour le Mg

- Introduire 50 ml de l'échantillon dans le matras Erlenmeyer de 250 ml.
- Ajouter 2 ml de la solution tampon pH 10 et 2 gouttes d'indicateur noir d'erichrome T.
- Titrer avec EDTA 0.01 M jusqu'à ce que la couleur rose de la dissolution vire à couleur bleu.



Point final pour la détermination du calcium



Point final pour la détermination
du magnésium

Calculs :

$$\text{Calcium (mg/l)} = \frac{V \times M \times 40 \times 1000}{V_e} \times F$$

V = Volume en ml d'EDTA consommé dans la titration.

M = Molarité de l'EDTA.

V_e = Volume en ml d'échantillon employé.

F = Facteur de dilution.

$$\text{Magnesium (mg/l)} = \frac{(V' - V) \times M \times 24,31 \times 1000}{V_e} \times F$$

V = Volume en ml d'EDTA consommé dans la titration du calcium.

V' = Volume en ml d'EDTA consommé dans la titration du magnésium.

M = Molarité de l'EDTA.

V_e = Volume en ml d'échantillon employé.

F = Facteur dilution.

La dureté de l'échantillon viendrait exprimé selon la formule suivante :

$$\text{Dureté (mg/l)} = \frac{\text{Ca (mg/l)}}{20,04} + \frac{\text{Mg (mg/l)}}{12,15}$$

Réaliser la même expérience avec différents types d'eau, comme l'eau embouteillée, du robinet, etc.



Questions

Faire un tableau contenant les résultats obtenus et répondre aux questions suivantes :

1. Écrire le nom du matériel illustré au début de cette expérience.
2. Commentez le tableau de résultats obtenus. Y a-t-il une valeur remarquable ? Si oui, comment expliquerez-vous celle-ci ?
3. Si vous avez analysé de l'eau embouteillée, est-ce que les valeurs obtenues coïncident-elles avec les valeurs qui figurent sur l'étiquette ?
4. Quel problème peut provoquer une « eau dure » ? Comment pensez-vous que l'on peut « adoucir » l'eau ?
5. En cas d'avoir commis une erreur au cours de l'essai et il n'existe pas de résultats fiables, dans quelle étape avez-vous commis l'erreur ? D'après vous où se trouve l'erreur ? Pourquoi ?

Comparez vos réponses avec les réponses des autres camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique VI : Pouvoir tampon de l'eau de mer



Fondement

Il s'agit de vérifier le pouvoir tampon de l'eau de mer par addition à celle-ci de dissolutions acides ou basiques et ensuite comparer les variations de pH produites avec les variations observées dans d'autre type d'eau, par exemple dans l'eau de robinet.



Matériel nécessaire



Matériel général

- pH mètre et étalons de pH

Matériel par groupe

- 1 éprouvette de 100 ml
- Matras Erlenmeyer de 250 ml
- 3 pipettes Pasteur en plastique (ou compte-gouttes)
- Jus de citron, vinaigre et bicarbonate sodique
- Pissette avec de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blousse de laboratoire



Processus

ÉTAPE I

Calibrer le pH mètre avec les étalons disponibles selon les instructions du fabricant.

ÉTAPE II

Mesurer le pH d'un échantillon de 100 ml d'eau du robinet.

ÉTAPE III

Mesurer le pH d'un échantillon de 100 ml d'eau de mer.

ÉTAPE IV

Ajouter la même quantité d'acide (acide citrique d'un citron ou acide acétique du vinaigre) ou de base (bicarbonate sodique) à l'eau du robinet et à l'eau de mer.

ÉTAPE V

Mesurer à nouveau le pH des deux échantillons.



Questions

Faire un tableau avec les résultats obtenus et répondre aux questions suivantes :

1. Dans les mêmes conditions, quelles variations de pH observez-vous dans les différents types d'eau avec l'addition d'acide et de base ?
2. Comment expliquez-vous ce comportement dans chaque type d'eau ?
3. Quelle importance écologique possède le pouvoir tampon de l'eau de mer ?
4. Quelles substances acides ou basiques connaissez-vous ? Mentionnez-les.
5. Comment prépareriez-vous une solution ayant un pouvoir tampon élevé ?

Comparez vos réponses avec les réponses de vos collègues.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique VII :

Mesure de carbonates et bicarbonates dans l'eau de mer



Fondement

Les carbonates et bicarbonates d'un échantillon d'eau se déterminent par neutralisation d'un certain volume d'eau avec un acide minéral étalon (HCl ou H_2SO_4) en présence d'indicateurs acide-base.

L'indicateur employé pour la titration des carbonates est la phénolphthaléine (pH 8.3). L'apparition d'une couleur rose lorsque la phénolphthaléine est ajoutée à l'échantillon, révèle la présence de carbonates. Le point final de la titration est indiqué par le changement de couleur de la dissolution de rose à incolore.

L'indicateur utilisé pour la titration des bicarbonates est l'orange de méthyle (pH 4.3). Le point final de la titration est indiqué par le changement de couleur de la dissolution de jaune à orange.

Les réactions ayant lieu dans les deux titrations sont :



Matériel nécessaire



Matériel général

- Phénolphthaléine à 1%
- Méthylorange à 0.04%
- Solution normalisée de HCl 0.1 M ou HCl 0.02 M

Matériel par groupe

- 1 Éprouvette de 100 ml
- 1 Matras Erlenmeyer de 250 ml
- 2 pipettes Pasteur en plastique (ou compte-gouttes)
- Burette de 25 ml
- Support et pince pour burette
- Pissette avec de l'eau distillée

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blousse de laboratoire



Processus

Verser dans un Erlenmeyer de 250 ml un volume entre 50 et 100 ml d'eau problème (eau de mer).

Pour la détermination du carbonate

Ajouter à l'eau problème 3 gouttes de phénolphthaléine. S'il y a des carbonates, la solution deviendra de la couleur rose. Titrer par addition d'acide sous agitation jusqu'à ce que la solution devienne incolore. Noter le volume d'acide employé (V_1).

Pour la détermination du bicarbonate

Dans le même récipient antérieur, ajouter 3 gouttes d'orange de méthylorange et mener à bien la titration du bicarbonate avec la solution d'acide, jusqu'à ce qu'il se produise le virage de la couleur jaune à la couleur orange. Noter le volume d'acide employé (V_2).

Les concentrations en carbonate et en bicarbonate viennent données par les équations suivantes :

$$CO_3^{2-} \text{ (mg/l)} = \frac{V_1 \times M \times 60 \times 1000}{V}$$

$$HCO_3^- \text{ (mg/l)} = \frac{(V_2 - V_1) \times M \times 61 \times 1000}{V}$$

V_1 = ml de HCl utilisés jusqu'au point de virage de la phénolphtaléine.

V_2 = ml de HCl dépensés jusqu'au point du virage du méthylorange.

M = Molarité de l'acide.

V = Volume d'échantillon problème.

Réaliser la même expérience avec différents types d'eau, comme par exemple : de l'eau embouteillée, du robinet, etc. et comparez les résultats obtenus.



Questions

Faire un tableau avec les résultats obtenus pour chaque paramètre dans les échantillons d'eau et répondre aux questions suivantes :

1. Écrivez le nom du matériel illustré au début de cette expérience
2. Commentez le tableau de résultats obtenus. Y a-t-il des valeurs remarquables ? Si oui, veuillez expliquer ces valeurs.
3. En cas d'avoir analysé l'eau embouteillé, est-ce que les valeurs obtenues coïncident avec les valeurs qui figurent sur l'étiquette ?
4. En cas d'avoir commis une erreur au cours de l'essai, et il n'existe pas de résultats fiables, dans quelle étape avez-vous commis l'erreur ? D'après vous, quelle est la cause l'erreur ? Pourquoi ?
5. Comment prépareriez-vous un litre de dissolution HCl 0.01 M à partir d'une solution commerciale de HCl à 35% (v/v) (densité HCl = 1.2 g/cm³, masse moléculaire = 36.5) ?

Comparez vos réponses avec celles de vos camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et des concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'analyse dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Composition physico-chimique de l'eau de mer

L'eau de mer est une dissolution aqueuse dans laquelle ils se trouvent dissous une grande variété de solides (des sels principalement) et des gaz atmosphériques. Néanmoins, il faut aussi comprendre d'autres matériaux solides en suspension de type organique et inorganique. Quelques organismes microscopiques végétaux (phytoplancton) et animaux (zooplancton) font aussi partie de cette dissolution aqueuse. Ces organismes, en plus de peupler cette dissolution, participent de sa composition, agissant sur les concentrations des substances dissoutes ou suspendues.

Les constituants majoritaires de l'eau de mer sont ceux dont la concentration est supérieure à 1 mg/l et qui composent plus de 99,99% des sels dissoutes dans les océans.

Tableau I. Principaux constituants de l'eau de mer

CONSTITUANT	SYMBOLE	g/kg DANS L'EAU DE MER	% PER MASSE
Chlorure	Cl ⁻	19,35	55,07
Sodium	Na ⁺	10,76	30,62
Sulfate	SO ₄ ²⁻	2,71	7,72
Magnésium	Mg ²⁺	1,29	3,68
Calcium	Ca ²⁺	0,41	1,17
Potassium	K ⁺	0,39	1,10
Bicarbonate	HCO ₃ ⁻	0,14	0,40
Bromure	Br ⁻	0,067	0,19
Strontium	Sr ²⁺	0,008	0,02
Baryum	Ba ²⁺	0,004	0,01
Fluorure	F ⁻	0,001	0,01
Total	----	----	99,99

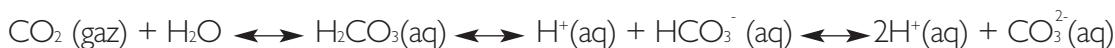
Les constituantes minoritaires et les éléments-trace constituent le reste des éléments de l'eau de mer. Ces composés sont « non-conservatifs » et leur concentration augmente ou diminue en fonction des processus biologiques et chimiques. Les nutriments essentiels pour la croissance des plantes : nitrate (NO₃⁻), phosphate (PO₄³⁻), nitrite (NO₂⁻), silicate

$\text{Si}(\text{OH})_4$ et ammonium (NH_4^+) font partie des constituants secondaires et ils jouent un rôle important en rapport avec l'activité biologique de la mer.

Environ 10% du phosphate inorganique de la mer se présente sous forme de PO_4^{3-} et pratiquement le reste existe sous forme de HPO_4^{2-} . Les formes de phosphore organique, comme les phospholipides et les phosphonucléotide, se trouvent dans les couches superficielles de la mer comme des produits en décomposition et d'excrétion des organismes.

Le nitrate est le produit final de l'oxydation des composés azotés. Le nitrate et le phosphate sont utilisés par les organismes pour former leurs tissus mous. La silice ou silicate structure les squelettes des plantes (diatomées) et des animaux (radiolaires) du plancton qui peuvent aussi être composés de carbonate calcique.

Les principaux gaz dissous dans l'eau de mer sont le dioxyde de carbone, l'oxygène et le nitrogène. L'oxygène dissous provient de l'atmosphère ou du processus de la photosynthèse des végétaux marins. Le dioxyde de carbone se trouve sous forme de gaz dissous et faisant partie des bicarbonates (principale forme du C dans la mer) et des carbonates selon l'équilibre chimique suivant :



Les concentrations des gaz dissous dans la mer sont affectées par la température et la salinité de l'eau, par l'activité biologique produite et par les processus de mélange provoqués par les mouvements de l'eau de mer.

Les principaux paramètres physico-chimiques pour déterminer la qualité de l'eau de mer (et d'autre type d'eaux : usées, approvisionnement, etc.) sont les suivants :

- Température : elle peut se voir affectée par des effluents d'eaux usées chaudes, des eaux provenant des tours de refroidissement des centrales électriques, des industries, etc. Les variations de la température de l'eau affectent la solubilité, viscosité et densité des gaz qui contient (parmi ces gaz se trouve l'oxygène). Lorsque la température augmente, la solubilité de l'oxygène dans l'eau se réduit, ce qui peut tuer les poissons et augmenter la susceptibilité de quelques organismes aquatiques face aux parasites, maladies et toxines. Une augmentation de la température de l'eau élève la tasse de décomposition de la matière organique, de même qu'elle affecte la reproduction des poissons.
- Couleur, transparence et matières flottantes : celles-ci sont les premières propriétés à considérer quand on examine l'eau. L'eau doit être incolore, transparente et sans des matières flottantes, sinon, on se trouve face au premier indicateur de pollution.
- pH : l'eau en fonction de la valeur de pH peut être acide (pH entre 0 et 7), neutre (pH=7) ou alcaline (pH entre 7 et 14). La valeur du pH dépend de la proportion d'ions

hydrogène (H^+) et d'ions hydroxyle (OH^-) présents dans le milieu. Plus grande est la proportion d'ions H^+ , plus acide sera l'eau. L'eau de mer possède un excellant pouvoir tampon, de manière que la variation du pH est petite (normalement se trouve entre 7.5 et 8.5). Toute substance acide ou alcaline rejetée dans la mer en grandes quantités provoque la perte du pouvoir tamponnant et la mise en danger de la vie marine.

- Turbidité : la matière en suspension (matière organique et inorganique, plancton, micro-organismes, etc.) possède l'effet d'augmenter le niveau de turbidité de l'eau, empêchant la correcte pénétration de la lumière. Cela entraîne une réduction de la tasse photosynthétique et de la croissance des plantes, ce qui affecte directement sur la population de végétaux marins, poissons, mollusques, etc. Ces particules peuvent provenir des eaux usées, de l'érosion naturelle à cause d'une mauvaise conservation des sols, de l'extraction minière, de l'agriculture, de la sylviculture, de la construction, etc. Pour cela, comme des mesures de prévention, il est toujours recommandé de traiter les eaux usées et de mener à bien une bonne conservation des sols.
- Conductivité électrique : elle est définie comme la capacité que possèdent les sels inorganiques en solution (électrolytes) pour conduire le courant électrique. Plus la quantité de sels dissous est grande, plus la conductivité sera élevée. Cela veut dire que l'eau pure (distillée) ne conduit quasiment pas le courant électrique, tandis que l'eau contenant des sels dissous, comme l'eau de mer, est une très bonne conductrice de l'électricité. La conductivité de l'eau de mer est de l'ordre de 50 mS/cm.
- Nitrates et phosphates : les concentrations élevées de ces nutriments dans l'océan sont d'origine anthropogénique et proviennent de déchets organiques, lixiviats de fertilisants des cultures (nitrates), déchets industriels, détergents (phosphates) et du traitement inapproprié des eaux usées. Ces hautes concentrations provoquent ce que l'on appelle eutrophisation, c'est-à-dire, une augmentation de nutriments dans l'eau. Cet apport extra de nutriments déclenche une augmentation démesurée de la population d'algues, habituellement appelée *bloom*, et la postérieure diminution de la concentration en oxygène dissous à cause de la décomposition aérobie de celles-ci. Cette diminution en oxygène provoque la mort ou la fuite des poissons et l'augmentation d'autres espèces, ce qui déclenche un déséquilibre dans l'écosystème aquatique. Comme méthode de prévention et contrôle, il est recommandable le traitement avancé des déchets industriels et domestiques, une gestion appropriée des eaux usées et des déchets d'animaux et minimiser l'érosion du sol.
- Ammonium : le nitrogène dans l'eau apparaît normalement sous ses formes les plus oxydées, NO_2^- (nitrites) ou NO_3^- (nitrates). Les micro-organismes aérobies présents dans l'eau consomment O_2 dissous lors de la dégradation de la matière organique présente. Quand l'oxygène diminue, d'autre type de micro-organismes (bactéries dénitritifiantes) réduisent les composés de nitrogène oxydés, jusqu'à des formes plus réduites comme l'ammonium

(NH_4^+). La présence de concentrations élevées d'ammonium dans l'eau indique une pollution récente, principalement à cause d'eau usées.

- Chlorures : on peut affirmer que l'eau de mer est une solution aqueuse de sels. Le chlorure de sodium (sel commun) ressort par sa quantité, en fait il représente 80% des sels. La quantité des différents sels reste pratiquement constante, ce qui permet de mesurer la salinité en fonction de la quantité de chlore existant dans l'eau de mer, d'où vient le terme de *chlorinité*.
- Magnésium et calcium : après le chlore et le sodium, le magnésium est l'élément le plus abondant dans l'eau de mer. Il se trouve dans une relation constante par rapport au chlore. Il se combine avec d'autres éléments pour former du chlorure de magnésium, du sulfate de magnésium et du bromure de magnésium. Il est présent dans le squelette de quelques organismes marins. La quantité de calcium contenue dans les eaux de mer est inférieure à la quantité des éléments antérieurs et la relation avec le chlore reste relativement constante. Ce calcium, combiné avec les carbonates, constitue la structure du squelette calcaire, intérieur et extérieur, d'un grand nombre d'organismes (foraminifères, crustacés, mollusques, etc.). À la mort de ces organismes, leurs squelettes se déposent sur le fond marin et forment des accumulations sous-marines de grande extension. Ce calcium se dissous lentement et à cause de ce comportement cyclique, la quantité de calcium dans la mer reste constante. Dans l'eau de mer et dans l'eau de distribution en général, la concentration en ions de magnésium et de calcium détermine la dureté de l'eau. Ainsi, plus élevée est la quantité en calcium et en magnésium, plus l'eau sera dure.
- Huiles et graisses : la présence de ces substances dans la mer indique l'existence de pollution. Ces substances proviennent des déchets de machines et voitures, des opérations de nettoyage à l'intérieur des citernes et réservoirs des bateaux, de la rupture de tuyauteries, des stations pétrolières, etc. Elles se déposent dans la surface de la mer en empêchant l'oxygénation des eaux et la pénétration de la lumière solaire. Elles peuvent provoquer des troubles dans les écosystèmes (portant préjudice à la végétation et aux poissons). En outre, elles transmettent aux eaux de l'odeur et de la saveur; elles provoquent des dommages sur les côtes (économiques, esthétiques et d'usage), etc. Les mesures de prévention et de contrôle se basent sur la régulation du transport et stockage de ce type de substance, de même que sur un correct système de récolte et de traitement dans les stations de service et les industries.
- Tensioactifs : plus connus comme détergents. Il s'agit de substances faisant partie de la composition des détergents utilisés pour le nettoyage. Quelques-uns sont biodégradables et leur présence dans l'océan provoque une consommation excessive d'oxygène, ce qui génère des mousses qui rendent difficile l'oxygénation de l'eau et qui évitent le passage de la lumière. Tout cela a comme conséquence des effets nocifs dans l'écosystème marin.

Pouvoir tampon de l'eau de mer : carbonates et bicarbonates

Le haut pouvoir tamponnant présenté par l'eau de mer permet que la valeur du pH ne varie pas drastiquement en cas de lui ajouter d'autres substances à nature acide ou basique. Ce pouvoir s'explique par le type et la concentration des ions dissous dans l'eau de mer. Ces ions se présentent sous les formes suivantes :

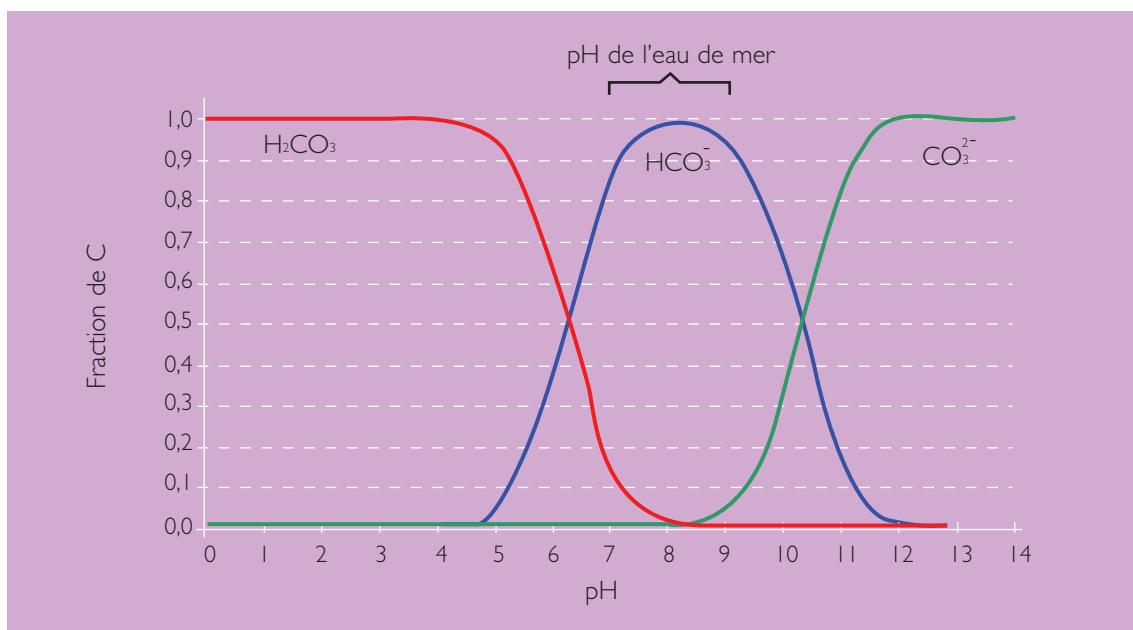
- Dioxyde de carbone (CO_2)
- Acide carbonique (H_2CO_3)
- Bicarbonates (HCO_3^-)
- Carbonates (CO_3^{2-})

Les quatre formes sont dans la relation d'équilibre suivante :



De tel manière que la proportion de chacune des formes trouvées dans le milieu aqueux est dépendante de la valeur du pH de ce milieu.

Le graphique suivant montre la variation de la proportion de chacune des formes de l'équilibre dans un milieu aqueux en fonction du pH. Le CO_2 ne se présente pas sur le graphique parce qu'il est peu soluble dans l'eau de mer.



Si l'on observe la graphique, on déduit que le pH habituel de l'eau de mer (7.5 – 8.5), la forme ionique prédominante est le bicarbonate.

Face à une variation de pH du milieu (variation dans la concentration d'ions H^+), l'équilibre, selon le principe de Le Chatelier, se déplacera à droite ou à gauche, de manière que le pH va rester toujours constant, c'est-à-dire, si l'on augmente le pH (on réduit la concentration de H^+), le bicarbonate (HCO_3^-) tendra à libérer son proton au milieu pour compenser, en se transformant en carbonate (CO_3^{2-}). Si au contraire, on réduit le pH (on augmente la concentration de H^+), le bicarbonate (HCO_3^-) tendra à prendre un proton du milieu et à se transformer en acide carbonique (H_2CO_3). Ce pouvoir pour maintenir le pH constante s'appelle pouvoir tampon ou tamponnant.



Unité 4

Géologie des plages

Pratique I :

Détermination de la granulométrie du sable de plage



Fondement

L'analyse granulométrique d'un sable nous permet de caractériser la distribution des tailles des particules qui composent ce sable. Pour déterminer la granulométrie d'un échantillon de sable on prend pour l'essai une portion concrète. Cette portion est tamisée au travers plusieurs mailles ayant un diamètre connu et on pèse la masse des fractions retenus dans chacun des tamis pour ensuite calculer les pourcentages partiels retenus.

La courbe granulométrique est la représentation graphique de la granulométrie. Elle nous permet d'obtenir une vision objective de la distribution de tailles des grains du sable. Elle sert aussi à comparer visuellement des matériaux différents entre eux.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Balance
- Une série de tamis et une base (fond). Les tamis seront sélectionnés en fonction de la taille de particule de chacune des fractions de sable selon le tableau suivant :

Fraction sédimentaire	mm
Gravier	4 - 2
Sable très gros	2 - 1
Gros sable	1 - 0,5
Sable moyen	0,5 - 0,25
Sable fin	0,25 - 0,125
Sable très fin	0,125 - 0,062
Boue	< 0,062

Si on ne dispose pas de tamis, on peut les construire à partir des mailles en plastiques ou métalliques (on peut les acheter dans une quincaillerie) à différentes tailles d'ouverture de maille (pore). Le plus approprié serait de les construire de forme ronde, entourant le contour avec un morceau de tuyau à arroser qui se fixera à l'aide d'une corde. Il est aussi nécessaire un récipient pour ramasser les particules qui passent au travers les tamis.

Matériel par groupe

- 1 plateau
- 1 marqueur indélébile
- 4 verres en plastique
- 1 cuillère

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blouse de laboratoire



Processus

Préparation de l'échantillon (*1 jour avant*)

L'échantillon prise sur la plage doit être transporté jusqu'au laboratoire. Une fois l'échantillon dans le laboratoire, on doit remuer le sac contenant le sable pour homogénéiser son contenu. Ensuite, on doit bien étendre le sable sur un plateau (ne pas oublier de l'identifier) et le laisser sécher au soleil jusqu'au jour suivant. Si après avoir séché les particules composant l'échantillon, celles-ci sont encore compactées, il faut les désagréger manuellement.

Granulométrie

- Peser approximativement 500 g d'échantillon et noter la masse exacte.

- Préalablement au tamisage, il faut s'assurer que le tamis soit propre et sec.
- Le tamisage doit se faire de telle manière que, avec une main on fait tourner l'échantillon moyennant des mouvements circulaire, tandis qu'avec l'autre on donne des petits coups sur le tamis. On ne doit jamais induire le passage d'une particule au travers le tamis sous pression de la main.
- Tout d'abord, l'échantillon doit passer à travers le tamis à plus grosses mailles.
- Peser la portion de sable retenue dans le tamis à plus grosse maille à l'aide du verre et de la cuillère et on note la valeur.
- Répéter le processus successivement avec le reste des tamis, toujours allant du tamis le plus grand au plus petit : noter la masse de chacune des fractions retenues.
- Reporter les résultats obtenus sur le tableau suivant :



Tamis (mm)	Masse retenue (g)
4 - 2	
2 - 1	
1 - 0,5	
0,5 - 0,25	
0,25 - 0,125	
0,125 - 0,062	
< 0,062	

Note : Réserver un peu de sable sans tamiser, de même que chacune des fractions pour réaliser le reste des expériences proposées dans les pratiques postérieures.

Courbe granulométrique

Pour l'obtenir on doit faire un nouveau tableau:

Tamis (mm)	Masse retenue (g)	% retenu	% retenu accumulé	% qui passe
4 - 2				
2 - 1				
1 - 0,5				
0,5 - 0,25				
0,25 - 0,125				
0,125 - 0,062				
< 0,062				
TOTAL				

La deuxième colonne se remplit avec les données déjà notées dans le tableau antérieur. Pour le calcul de % retenu (colonne 3) il faut calculer la masse totale à partir de l'addition des masses de toutes les fractions retenues plus la fraction du fond ou récipient récepteur. Exprimer chacune des masses retenues comme pourcentage retenu par rapport à la masse totale de l'échantillon.

$$\% \text{ retenu} = \frac{100 \times \text{masse matérielle retenue sur tamis}}{\text{masse totale échantillon}}$$

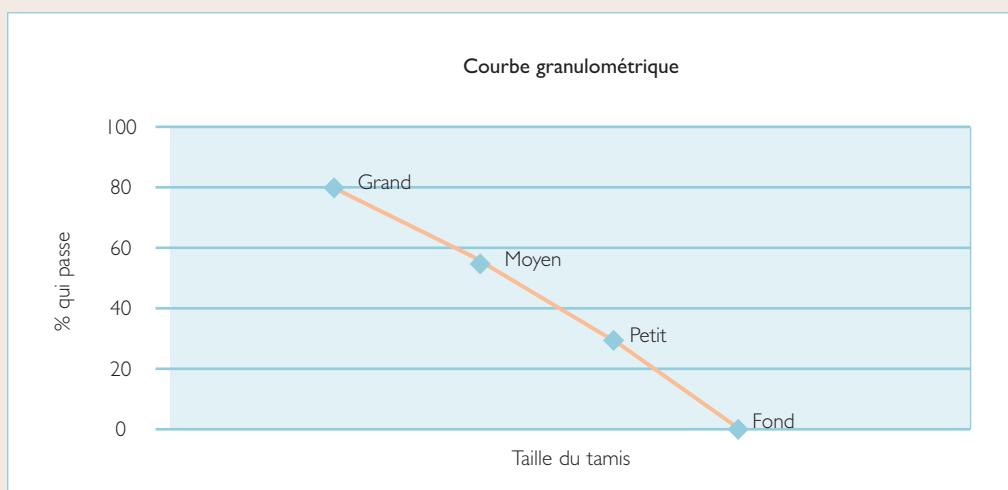
Copier dans la colonne 4 les pourcentages retenus accumulés.

Dans la colonne 5 on enregistre le pourcentage accumulé qui passe, celui-ci ne sera que la différence entre 100 et le pourcentage retenu accumulé :

$$\% \text{ qui passe} = 100 - \% \text{ retenu accumulé}$$

La courbe granulométrique s'obtient moyennant la représentation sur l'axe vertical (ordonnée) des pourcentages accumulés qui passent et sur l'axe horizontal (abscisse) les différentes ouvertures des tamis.

Exemple :



Questions

Répondre aux questions suivantes:

1. Écrivez le nom du matériel illustré au début de cette expérience.
2. Selon les résultats observés, est-ce que la taille du sable étudié est homogène ou hétérogène ?
3. D'après vous, quelle peut être la cause ?
4. Quelle est la fraction la plus abondante de votre échantillon de sable ?
5. Et la moins abondante ?

Comparez vos réponses avec les réponses de vos camarades.



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance longue pour l'étude granulométrique des sables dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique II :

Détermination de plusieurs composants présents dans le sable de plage



Fondement

Réalisation de plusieurs expériences pour déterminer la présence de matière organique, carbonate calcique et verre de quartz dans le sable de plage.

Pour établir la présence/absence de matière organique dans l'échantillon de sable, on procède à l'oxydation de l'échantillon, en ajoutant un agent oxydant comme l'eau oxygéné (peroxyde d'hydrogène). L'apparition de bouillonnement révèle l'existence de matière organique.

La présence de carbonate calcique dans l'échantillon de sable se manifeste si, après l'ajout d'un acide fort comme le chlorhydrique, on observe de l'effervescence.

L'existence de verre de quartz et l'aspérité des particules se distinguent grâce à l'observation directe de l'échantillon sous la loupe.



Matériel nécessaire



Matériel général

- Eau oxygénée (20 volumes)
- Acide chlorhydrique (HCl) 25%
- Balance
- Plaque chauffante
- 1 loupe binoculaire

Matériel par groupe

- 5 verres de montre
- Baguette d'agitation en verre
- Éprouvette de 100 ml
- Bécher de 50 ml
- 1 marqueur
- 2 pipettes Pasteur en plastique ou compte-gouttes
- 1 cuillère
- 1 plateau

Matériel par personne

- Gants en latex
- Blousse de laboratoire

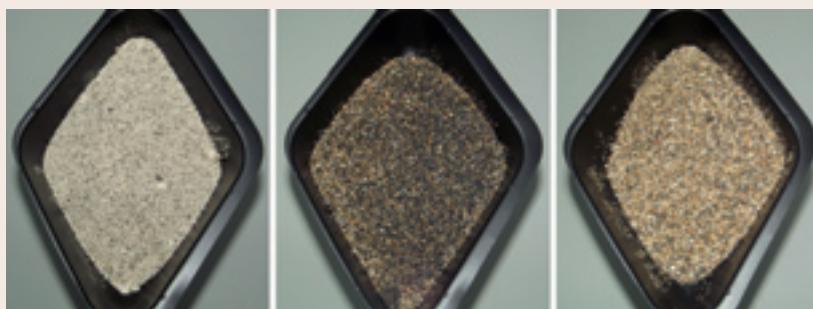


Processus

Préparation de l'échantillon (*1 jour avant*)

Remuer l'échantillon de sable pour homogénéiser le contenu du sac. Étendre bien l'échantillon sur un plateau (ne pas oublier de l'identifier). Laisser sécher au soleil jusqu'au jour suivant.

Lorsque l'échantillon est sec, observer des ajouts de particules. Défaire ceux-ci à la main jusqu'à ce que les particules restent désagrégées.



Différents types de sables de plage

Présence de matière organique

- Peser 20 g de sable et les introduire dans un verre sec.
- Ajouter 100 ml d'eau oxygénée et remuer. Chauffer à 60°C dans la plaque chauffante pendant deux heures, remuer le mélange de temps en temps avec la baguette d'agitation en verre.

On observera une ébullition plus ou moins intense par effet de la décomposition de la matière organique avec génération d'oxygène. Cet oxygène, en présence d'un milieu réducteur, comme dans le cas de la matière organique du sable, provoque la transformation du carbone organique en dioxyde de carbone libéré sous forme gazeuse.

- Ajouter un peu plus d'eau oxygénée pour vérifier s'il y a de l'effervescence. Si oui, chauffer pendant 20 minutes à 100 °C et vérifier que tout le liquide s'est évaporé.
- Repeser l'échantillon (seulement le sable) lorsque il s'est refroidit.
- Le % de matière organique est donné par la formule suivante :

$$\% \text{ Mat. organique} = \frac{100 \times (M - M')}{M}$$

M = grammes d'échantillon initial sec

M' = grammes de l'échantillon sec après l'essai

Présence de carbonate calcique

Renforcer les précautions quand on travaille avec de l'acide chlorhydrique.

- Mettre une demi-cuillère de l'échantillon de sable sur un verre de montre.
- Ajouter quelques gouttes d'acide chlorhydrique à l'aide d'une pipette Pasteur ou compte-gouttes.

La production d'effervescence (libération de CO₂) indique la présence de carbonates (CaCO₃). Si l'effervescence est accompagnée d'une odeur d'oeuf pourris, celle-ci se produit à cause de la réaction des sulfures de la partie inorganique, ce qui déclenche la libération de H₂S (acide sulfhydrique).

Présence de verres de quartz

Mettre un peu de l'échantillon de sable sur un verre de montre et observer directement sous la loupe.

S'il y a des verres blanchâtres, on est devant un sol ayant du quartz.

Aspérité

Avec le même échantillon antérieur, aussi sous la loupe, classer les particules selon leur forme : arrondies, sous-arrondies, sous-angulaires et angulaires.

Recueillir tous les résultats sur un tableau similaire au suivant :

Échantillon	Caractéristiques
.....	<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité

Étude par fractions

Laver les verres de montre et répéter les expériences (présence de matière organique présence de carbonate calcique, présence de verres de quartz et aspérité) avec chacune des fractions obtenues dans le tamisage de la pratique I de granulométrie.

Exprimer les résultats obtenus sur un tableau comme le suivant:

Fraction	% en masse	Caractéristiques
Retenu dans le tamis grand		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Retenu dans le tamis moyen		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Retenu dans le tamis petit		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Sur le fond		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Total	100	



Questions

Répondre aux questions suivantes:

1. Décrire les caractéristiques trouvées dans le sable sans tamiser et dans chacune des fractions. Voyez-vous des différences entre les caractéristiques de l'échantillon de sable sans tamiser et celles de chacune des fractions ?
2. Quelle peut être la cause ?
3. Connaissez-vous des plages ayant des sables de couleurs différentes ? Citez trois exemples différents. Quelle est la cause de cette différence de couleur ?
4. Comment fonctionne une loupe ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance longue pour l'étude granulométrique des sables dans le laboratoire.
- 1 séance de calcul et interprétation de résultats dans la salle de classe.

Caractéristiques des sables de plages canariennes et marocaines

Les plages sont des accumulations de sédiments non-consolidés situées dans la zone d'union entre l'eau et la terre, se trouvant exposées au mouvement des vagues, des courants marins et du vent.

Les plages subissent de l'érosion pendant les tourmentes et se régénèrent pendant les périodes de calme. Le sable peut arriver jusqu'aux plages à partir de différentes sources : des ravins (fleuves, ruisseaux, etc.), érosion de zones proches, des glissements et météorisation de roches, mouvements de vagues portant du sable de dépôts anciens, érosion éolienne et érosion de récifs coralliens. Les sédiments se redistribuent le long de la ligne côtière par effet des courants littoraux induits par les houles qui déferlent.

Les plages sableuses et de cailloux sont les plus nombreuses des îles orientales des îles Canaries. Normalement elles sont composées de couches de sable sur une plateforme rocheuse. La taille du grain de sable peut varier de grosse (2 mm) à plus fine (0.1 mm). Tandis que, dans les îles occidentales les plages de cailloux, situées au pied de falaises et/ou d'embouchure de ravins, sont celles qui prédominent .Il faut remarquer, par leur singularité, les bancs de sable et les champs de dunes mobiles de Corralejo et de l'isthme de La Pared à Fuerteventura, les Dunes de Maspalomas à Grande Canarie et du Jable à Lanzarote.

D'une autre coté, la côte atlantique marocaine, avec plus de 1000 km de littoral, compte avec plusieurs milieux physiques, comme par exemple : longues plages de sable fin et blanc, cordons dunaires, falaises abruptes, lagunes, etc.

L'étude détaillée des caractéristiques des sables d'une plage, nous donnent une idée de la règle dynamique de celles-ci. Ces caractéristiques sont :

- Texture et granulométrie : il s'agit de la distribution selon la taille des particules d'un échantillon de sol. Connaître cette granulométrie est essentiel pour toute étude du sol, car elle est directement en rapport avec la maniabilité, la demande d'eau, la compacité et la résistance mécanique. La taille des sédiments constitue un paramètre ayant, très probablement, un plus grand effet sur les organismes, car de la taille dépend la quantité d'eau retenue dans les espaces interstitiels.

La distribution des particules avec une taille supérieure à 0.075 mm est déterminée au moyen du tamisage avec une série de mailles normalisées. Pour des particules au-dessous de 0.075 mm, leur taille est déterminée par l'observation de la vitesse de sédimentation des particules dans une suspension de densité et de viscosité connues.

- Courbe granulométrique : il s'agit de la représentation graphique de la granulométrie et elle nous permet d'avoir une vision objective de la distribution de tailles des grains du sable. La courbe granulométrique sert à comparer visuellement des matériaux différents entre eux.



Système de tamisage automatique utilisé dans les laboratoires pour l'étude granulométrique des sols.

- Matière organique : elle est composée de tissus d'animaux et végétaux principalement composés de carbone, nitrogène et oxygène. La décomposition de cette matière organique apporte au sol différents minéraux comme l'ammonium, les nitrates, les phosphates, etc., qui sont des éléments clés pour la formation d'un sol et le postérieur établissement d'espèces végétales. Les plages ont à peine un apport de matière organique. Elles sont le résultat de phénomènes érosifs ou de l'accumulation récente d'apports alluviaux de sable et elles sont considérées des sols non-évolués (sols brutes) très proches de la roche mère.
- Carbonate calcique : sa présence dans le sable est à cause de restes d'animaux (coquilles et/ou squelettes d'animaux marins) ou végétaux (des fragments d'algues calcaires). Plus la proportion de carbonate calcique est grande, plus le sable sera blanc.
- Verres de quartz : au fur et à mesure que la proportion de quartz augmente dans un échantillon de sable, on parle de plus grande maturité de l'échantillon.
- Aspérité : les particules conformant le sol ou le sable sont classées en fonction de leur forme :
 - Particules arrondies
 - Particules sous-arrondies
 - Particules sous-angulaires
 - Particules angulaires

Pratique I

Tableau intermédiaire pour l'élaboration de la courbe granulométrique.

Tamis (mm)	Masse retenue (g)	% retenu	% retenu accumulé	% qui passe
Grand				
Moyen				
Petit				
Fond				
Total				

COMMENTAIRES

Pratique II

Tableaux résumé des essais réalisés à chaque échantillon.

Échantillon	Caractéristiques
.....	<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité

Fraction	% en masse	Caractéristiques
Retenu dans le tamis grand		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Retenu dans le tamis moyen		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Retenu dans le tamis petit		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Sur le fond		<input type="checkbox"/> matière organique <input type="checkbox"/> carbonate calcique <input type="checkbox"/> sulfures <input type="checkbox"/> quartz Aspérité
Total	100	

COMMENTAIRES



Unité 5

Processus physiques dans la côte :
les marées et le vent

Pratique I :

Détermination des paramètres des marées



Fondement

Élaboration, représentation et interprétation d'un graphique de marées à partir d'une série de données obtenues d'un portail web spécifique.



Matériel nécessaire



Matériel par groupe

- Ordinateur ayant connexion à l'Internet (pas indispensable)
- Crayon
- Règle
- Papier quadrillé



Processus

Il est intéressant que les groupes choisissent des données différentes (niveaux moyens de la mer face au temps) afin de comparer les résultats. On pourra travailler avec les données suivantes :

- Différents secteurs et saisons
- Différentes dates:
 - Dates corrélatives pour observer comment se déplacent les heures de la marée basse et de la pleine mer
 - Cycles lunaires: nouvelle lune, pleine lune, lune croissante et lune décroissante
 - Équinoxes (20/21 mars et 22/23 septembre) ou solstices (21/22 décembre et 21/22 juin)

Processus spécifique

ÉTAPE I

Pour l'Espagne, aller sur la page web:

http://www.puertos.es/oceanografia_y_meteorologia/redes_de_medida/index.html

Note : si les élèves n'ont pas d'accès à l'Internet, le professeur fournira les données nécessaires pour la pratique ou photocopiera les tableaux de marée que l'on trouvera plus bas.

ÉTAPE II

Cliquez sur Nivel del Mar de la section Datos históricos (Niveau de la Mer dans la section de Données Historiques).

ÉTAPE III

Cliquer sur l'un des marégraphes qui apparaissent sur la carte (si nécessaire utiliser le zoom), par exemple, el Puerto de Arinaga (Grande Canarie).

ÉTAPE IV

Vérifier qu'il s'agit de l'option du Niveau. Sélectionner un an et marquer l'option Tabla de datos observados (cada 5 Min) (Tableau de données observées (tous les 5 minutes)).

ÉTAPE V

Spécifier à nouveau l'année et sélectionner le mois et le jour, par exemple : le 8 septembre 2011.

ÉTAPE VI

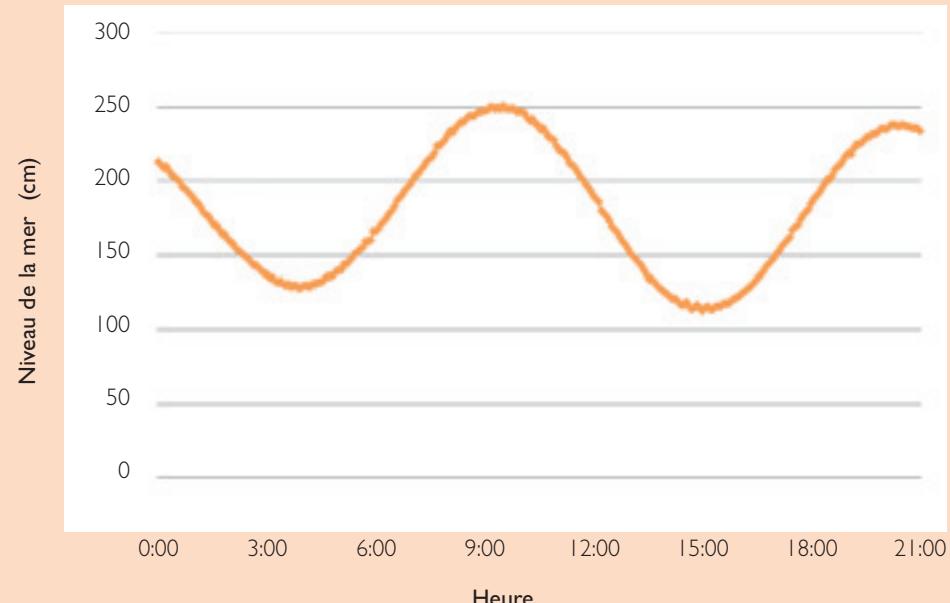
Si l'on suit les données de l'exemple, on obtiendra le tableau suivant:

NIVEAU DE LA MER (CM) TOUS LES 5 MINUTES À ARINAGA, LE 8 SEPTEMBRE 2011

Heure	Niveau										
0:00	213	4:00	130	8:00	201	12:00	235	16:00	124	20:00	169
0:05	211	4:05	131	8:05	204	12:05	236	16:05	122	20:05	170
0:10	209	4:10	129	8:10	205	12:10	233	16:10	121	20:10	174
0:15	210	4:15	130	8:15	208	12:15	230	16:15	121	20:15	177
0:20	207	4:20	130	8:20	210	12:20	229	16:20	119	20:20	179
0:25	204	4:25	128	8:25	213	12:25	228	16:25	117	20:25	181
0:30	203	4:30	129	8:30	215	12:30	224	16:30	117	20:30	185
0:35	201	4:35	130	8:35	216	12:35	221	16:35	119	20:35	188
0:40	200	4:40	130	8:40	219	12:40	220	16:40	116	20:40	190
0:45	196	4:45	129	8:45	224	12:45	219	16:45	114	20:45	192
0:50	195	4:50	131	8:50	224	12:50	216	16:50	115	20:50	195
0:55	193	4:55	131	8:55	226	12:55	212	16:55	117	20:55	198
1:00	191	5:00	132	9:00	228	13:00	211	17:00	115	21:00	201
1:05	189	5:05	132	9:05	231	13:05	209	17:05	113	21:05	201
1:10	186	5:10	133	9:10	234	13:10	206	17:10	115	21:10	204
1:15	185	5:15	135	9:15	233	13:15	203	17:15	116	21:15	208
1:20	182	5:20	136	9:20	236	13:20	201	17:20	114	21:20	210
1:25	179	5:25	136	9:25	238	13:25	198	17:25	114	21:25	211
1:30	177	5:30	137	9:30	240	13:30	196	17:30	116	21:30	214
1:35	176	5:35	139	9:35	240	13:35	193	17:35	116	21:35	217
1:40	173	5:40	140	9:40	242	13:40	190	17:40	116	21:40	219
1:45	170	5:45	140	9:45	244	13:45	188	17:45	118	21:45	218
1:50	170	5:50	144	9:50	244	13:50	186	17:50	118	21:50	222
1:55	167	5:55	144	9:55	244	13:55	180	17:55	118	21:55	225
2:00	164	6:00	146	10:00	246	14:00	178	18:00	120	22:00	225
2:05	164	6:05	148	10:05	247	14:05	176	18:05	121	22:05	226
2:10	161	6:10	151	10:10	247	14:10	173	18:10	122	22:10	228
2:15	159	6:15	152	10:15	248	14:15	169	18:15	123	22:15	230
2:20	158	6:20	154	10:20	248	14:20	167	18:20	125	22:20	230
2:25	155	6:25	155	10:25	250	14:25	165	18:25	126	22:25	232
2:30	153	6:30	159	10:30	250	14:30	162	18:30	128	22:30	232
2:35	152	6:35	159	10:35	249	14:35	159	18:35	129	22:35	233
2:40	150	6:40	160	10:40	250	14:40	157	18:40	131	22:40	235
2:45	149	6:45	166	10:45	249	14:45	154	18:45	133	22:45	236
2:50	147	6:50	166	10:50	251	14:50	151	18:50	135	22:50	235
2:55	145	6:55	168	10:55	249	14:55	149	18:55	137	22:55	236
3:00	143	7:00	171	11:00	249	15:00	147	19:00	139	23:00	238
3:05	143	7:05	173	11:05	249	15:05	145	19:05	142	23:05	238
3:10	141	7:10	175	11:10	249	15:10	143	19:10	144	23:10	238
3:15	139	7:15	178	11:15	247	15:15	140	19:15	146	23:15	237
3:20	138	7:20	180	11:20	247	15:20	137	19:20	148	23:20	238
3:25	137	7:25	183	11:25	247	15:25	134	19:25	151	23:25	238
3:30	135	7:30	187	11:30	246	15:30	134	19:30	153	23:30	237
3:35	135	7:35	189	11:35	243	15:35	132	19:35	156	23:35	237
3:40	133	7:40	191	11:40	241	15:40	130	19:40	158	23:40	236
3:45	132	7:45	194	11:45	242	15:45	128	19:45	160	23:45	236
3:50	133	7:50	196	11:50	239	15:50	127	19:50	162	23:50	236
3:55	131	7:55	198	11:55	238	15:55	125	19:55	167	23:55	234

ÉTAPE VII

Avec les données du tableau résultant, on représente graphiquement les heures (axe X) face au niveau de la mer (axe Y). Cette représentation peut être réalisée avec Microsoft Excel ou en papier quadrillé (représenter des données tous les 20 ou 30 minutes pour que le nombre de données ne soit pas assez grand).

**Questions**

Répondre aux questions suivantes à l'aide de votre graphique et des graphiques des autres camarades :

1. Identifier dans les graphiques : la marée basse, la pleine mer, la marée montante, la marée descendante, l'ampleur de la marée et le niveau moyen.
2. Combien de temps s'écoule entre la marée basse et la pleine mer ?
3. Combien de pleines mer et marées basses se produisent dans une journée ?
4. Combien de centimètres de différence dans le niveau de la mer est-ce qu'il y a entre la marée basse et la pleine mer ? Comment s'appelle cette différence ?
5. Quelles sont les différences entre la marée avec la nouvelle lune, la pleine lune, la croissante et la décroissante ?
6. Avec quelle des phases la hauteur du niveau moyen de la mer est plus élevée ?
7. Pour quelle raison ?

8. Quelles amplitudes des marées ont lieu pendant les mois qui correspondent aux équinoxes et aux solstices ?
9. Pour une même date, y a-t-il des différences entre ce qui se passe au cours des différentes saison étudiées ? Pour quelle raison ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et de concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance d'obtention de données de la Web et construction de graphiques de marées dans la salle d'informatique.
- 1 séance d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Pratique II : Élaboration d'une rose des vents



Fondement

Élaboration et interprétation d'une rose des vents à partir d'une série de données de vent réelles.



Matériel nécessaire



Matériel par groupe

- Série de données de vents
- Tableau intermédiaire de fréquences et Tableau de pourcentages
- Rose des vents « vide »
- Calculatrice ou ordinateur
- Crayons ou feutres de couleurs
- Règle



Processus

- On fournit à chaque groupe d'élèves (2-3) une série de données brutes réelles d'une station météorologique des îles située près de la côte. Il serait intéressant de distribuer des tableaux de données appartenant à des époques de l'année, à des zones ou à des hauteurs différentes.
- À l'aide d'une calculatrice ou d'un ordinateur, on devra transformer le tableau de données brutes pour remplir le tableau intermédiaire de distribution de fréquences et avec celui-ci, le tableau de pourcentages.
- À partir de ce tableau de pourcentages, on élabore la rose des vents.
- Moyennant l'interprétation de la rose des vents on pourra répondre une série de questions.

Processus spécifique

ÉTAPE I

On part d'une série de données bruts de vent ayant toute l'information sur la date, heure, vitesse et direction du vent. Le professeur fournira les données nécessaires pour la pratique ou il photocopiera les tableaux de vent qui sont plus bas. Prenez comme exemple la série suivante:

STATION: Pozo Izquierdo (GRANDE CANARIE) 60 M		
21/12/2012		
Heures	Vitesse (m/s)	Direction
0	4,73	NNE
1	3,63	NE
2	3,68	NE
3	3,34	NE
4	3,50	NE
5	3,61	NNE
6	4,53	NNE
7	3,45	NE
8	3,98	NE
9	4,60	NNE
10	4,96	NNE
11	4,46	NE
12	5,14	NE
13	4,90	NE
14	3,65	NE
15	4,45	NE
16	5,00	NE
17	5,26	NE
18	4,97	NNE
19	5,23	NNE
20	5,66	NNE
21	5,84	NNE
22	5,67	N
23	5,72	N

ÉTAPE II

Remplir le tableau intermédiaire de distribution de fréquences. Pour ce faire, il faut compter combien des fois apparait chaque combinaison « rang de vitesse-direction ». Cette quantité doit être écrite sur le tableau intermédiaire de fréquences. Avec les données de l'exemple, le tableau resterait comme on montre ensuite :

m/s	DIRECTION DU VENT																Totaux
	N	NNE	NE	ENE	E	ESE	SE	SSE	S	SSO	SO	OSO	O	ONO	NO	NNO	
0-1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1-2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3-4	0	1	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
4-5	0	5	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
5-6	2	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
6-7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7-8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8-9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10-11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11-12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Totaux	2	9	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	24

ÉTAPE III

Transformer les résultats du tableau précédent en pourcentages et remplir le tableau des pourcentages. Pour chaque grille, on doit transformer la donnée en pourcentage en tenant compte du nombre total de résultats. Dans notre exemple ($24 = 100\%$) :

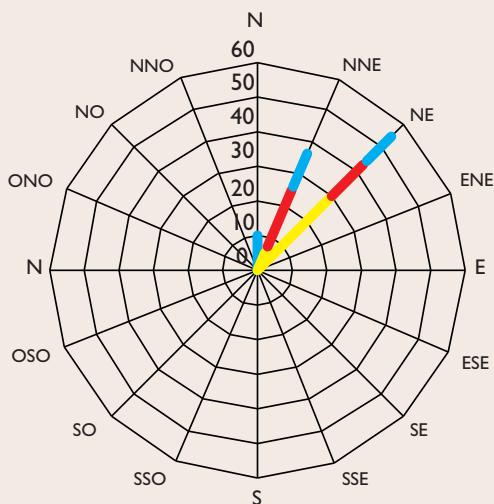
m/s	DIRECTION DU VENT																Totaux
	N	NNE	NE	ENE	E	ESE	SE	SSE	S	SSO	SO	OSO	O	ONO	NO	NNO	
0-1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1-2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3-4	0	4,17	29,17	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	33,33
4-5	0	20,83	12,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	33,33
5-6	8,33	12,5	12,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	33,33
6-7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7-8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8-9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10-11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11-12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Totaux	8,33	37,5	54,17	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100

ÉTAPE IV

Avec l'information du tableau de l'étape antérieur, élaborer la rose des vents. Pour chacune des directions représenter sur celle-ci :

- La fréquence : comme longueur à l'aide des radiaux
- La vitesse à l'aide des codes de couleur fourni plus bas

Pour l'exemple réalisé, la rose des vents obtenue serait:



m/s	* Code couleur
0-1	Jaune claire
1-2	Jaune foncé
2-3	Orange claire
3-4	Orange foncé
4-5	Rouge
5-6	Bleu
6-7	Bleu foncé
7-8	Vert
8-9	Violet
9-10	Rose fuchsia
10-11	Marron foncé
11-12	Noir

- * Les codes de couleur fournis sont un guide. Chaque groupe peut utiliser sa propre échelle à condition de l'indiquer clairement.



Questions

Répondre aux questions suivantes à partir de l'observation de la rose des vents pour cette zone et date concrètes :

1. Quelle est la direction prédominante du vent ?
2. Quelle est la vitesse maximale atteinte ?
3. Est-ce qu'il y a des différences concernant la vitesse du vent entre les heures diurnes et les nocturnes ?
4. En cas de déchets d'eaux usées dans la zone, vers quelle direction se dirigerait-ils ?
5. Imaginez que vous devez planifier un parc éolien dans votre région, où placerez-vous ce parc ? Pourquoi ?

En comparant vos réponses avec les réponses de vos camarades:

6. Pour une même zone, y a-t-il des différences dans les caractéristiques du vent en fonction de la date ? Quelle est la possible raison ?
7. Pour une même date, y a-t-il des différences dans les caractéristiques du vent en fonction de la zone. Quelle est la possible raison ?
8. Pour une même zone et date, y a-t-il des différences dans les caractéristiques du vent en fonction de la hauteur? Quelle est la possible raison ?



Temporisation

- 1 séance d'introduction et concepts préalables dans la salle de classe.
- 1 séance de construction de la rose des vents à partir de données brutes dans la salle d'informatique.
- 1 séance d'interprétation de résultats dans la salle de classe.

Les marées

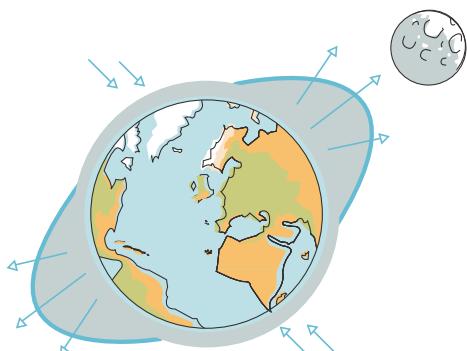
Si l'on observe pendant une journée complète les oscillations de la mer, on peut voir le cycle suivant : le niveau de l'eau s'élève (flux) jusqu'à ce qu'il arrive au maximum appelé « pleine mer » ou « marée haute ». Ensuite le niveau reste en état stationnaire pendant une période de temps, on parle donc de « l'étale de la marée ». Postérieurement le niveau commence à descendre (reflux) jusqu'à ce que l'on arrive au niveau minimum appelé « marée basse ». Ensuite, un nouveau cycle recommence avec l'élévation de la marée. Ces mouvements périodiques ascendants et descendants du niveau de la mer s'appellent marée.

Les marées hautes et basses se succèdent dans un cycle continu qui se répète chaque jour lunaire (durée moyenne : 24 h 50' 28"), en produisant deux marées hautes et deux basses dans chaque cycle. Les variations produites entre les niveaux de marée haute et basse sont connues comme ampleur de la marée.

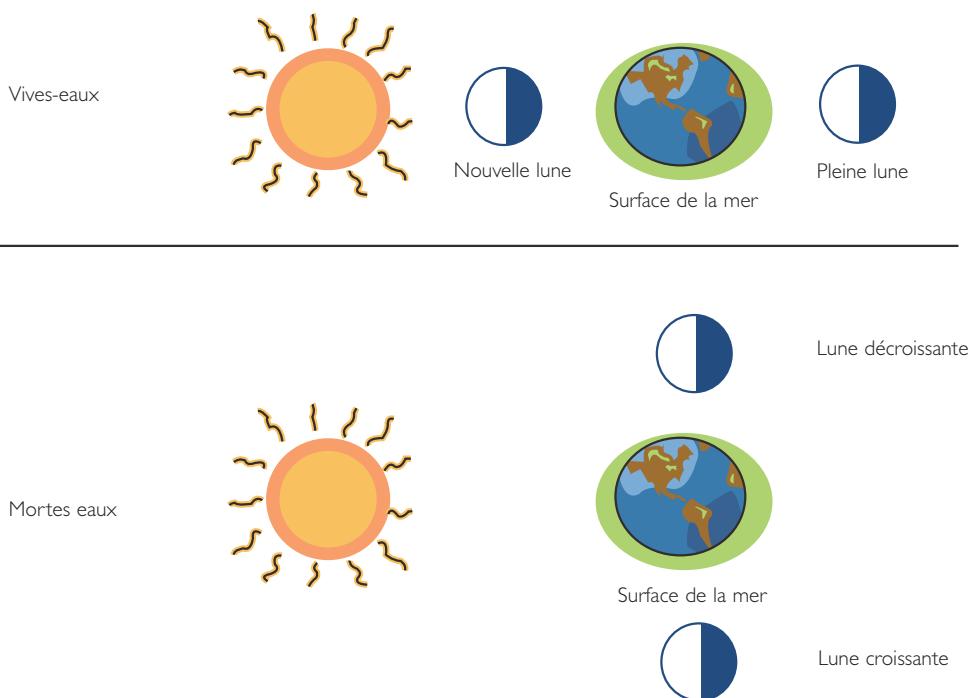
Les mouvements de marée se produisent à cause de l'attraction gravitaire de la Lune et du Soleil sur l'eau et la propre Terre. Cette force d'attraction gravitationnelle provoque une oscillation rythmique des masses d'eau à cause des mouvements orbitaux de la Terre autour du Soleil et de la Lune autour de Terre.

Comme la Lune est plus proche de la Terre est la responsable des marées. Ainsi, quand la Lune est justement sur un point donné de la Terre, la combinaison de forces déclenche l'élévation des eaux au-dessus du niveau normal. Cela est appelé marée haute ou plaine mer. Le même effet se produit avec les régions situées sur le côté opposé de la Terre. Cependant, dans les zones perpendiculaires à l'axe de marées, ils se produisent des phases de marée basse.

De la même manière, le Soleil provoque l'élévation de deux crêtes opposées, mais comme le Soleil est loin de la Terre, sa force pour générer des marées est significativement inférieure à celle de la Lune.



Le résultat de l'addition des forces exercées par la Lune et le Soleil est celui d'une onde composée de deux crêtes, dont leur position dépend des positions relatives du Soleil et de la Lune à un moment donné. Ainsi, par exemple, pendant les phases de la nouvelle Lune et de la pleine Lune (quand le Soleil, la Lune et la Terre sont alignés) les forces d'attraction solaire et lunaire s'ajoutent en créant une marée appelée « vives-eaux ». Quand cela se produit, les marées hautes s'élèvent plus et les marées basses descendent plus que d'habitude. Néanmoins, quand la Lune est dans le premier ou troisième quadrant (dernier quartier ou premier quartier) et que le Soleil forme un angle droit par rapport à la Terre, les forces d'attraction du Soleil et de la Lune sont opposées et elles se soustraient. Cet état est connu comme « mortes eaux » (dans cet état les marées hautes sont plus basses et les marées basses sont plus hautes que d'habitude).



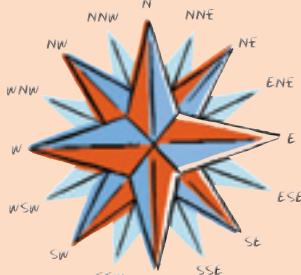
D'autres facteurs ayant de l'influence sur l'évolution des marées sont la latitude, la profondeur de la mer, la forme de la côte, le type de côte, etc. L'instrument de mesure des marées s'appelle marégraphe.

Le vent

Le vent est le mouvement des masses d'air provoqué par le réchauffement inégalement réparti entre différentes zones de la Terre et de l'atmosphère. Les masses d'air chaud (moins denses) montent et les masses environnantes d'air froid (plus denses) occupent la place laissée par les masses d'air chaud.

Les principaux paramètres caractérisant le vent sont:

- Vitesse, exprimée en m/s, km/h, nœuds, etc.
- Direction : donnée en degrés ($^{\circ}$) ou en composants (Nord (N), Nord-est (NE) ; Est (E), etc.).

DIRECTIONS DE LA ROSE DES VENTS		DEGRÉS OU ARCS
N		360
NNE		22,5
NE		45
ENE		67,5
E		90
ESE		112,5
SE		135
SSE		157,5
S		180
SSW		202,5
SW		225
WSW		247,5
W		270
WNW		292,5
NW		315
NNW		337,5

La vitesse du vent est mesurée avec un appareil appelé anémomètre. Cet appareil est composé d'un axe vertical avec un moulinet ayant 3-4 coupelles, qui tournent avec le vent et permettent de mesurer sa vitesse. La direction du vent est établie moyennant une girouette.

Les stations météorologiques peuvent fournir d'enregistrements constants de vitesses et de directions du vent en créant quotidiennement une énorme quantité de données que l'on doit

traiter. Pour pouvoir manipuler et interpréter ces données, il faut leur traitement statistique et leur représentation graphique d'une manière simple. Cela nous permettra d'obtenir des conclusions plus facilement.

Aussi bien dans le cas des îles Canaries, que dans le cas de la côte atlantique du Maroc, le vent principal est l'Alizé. L'Alizé prend son origine dans l'anticyclone des Açores. Cet anticyclone produit des vents à composante nord-est et nord-nord-est avec quelques 20-22 km/h de vitesse moyenne. Cependant, ils peuvent aussi atteindre les 60-70 km/h. Ils sont plus fréquents et intenses pendant les mois d'été, entre avril et septembre.

Lorsque l'anticyclone des Açores se retire, il se produit le rapprochement d'air polaire maritime provenant de l'Atlantique Nord vers les deux régions (cet air polaire est accompagné de bourrasques, fronts, creux barométriques, etc.). Ce vent produit un temps très instable, avec des vents forts, basses températures et fortes houles en haute mer et dans les côtes. Ces conditions météorologiques prédominent entre l'automne et le printemps.

En outre, à cause de l'affaiblissement ou du retrait de l'anticyclone des Açores, les Canaries et le littoral atlantique du Maroc sont affectés par des invasions d'air saharien. Cet air doux et sec est normalement chargé de poussière en suspension (*calima*). En général, il s'agit de vents forts avec une composante est ou sud-est très marquée qui se produisent principalement pendant les mois d'été.

Le vent, outre son importance comme source d'énergie éolienne, joue aussi un rôle fondamental dans la dynamique de plages, plus concrètement dans la formation de dunes. Les dunes littorales sont des accumulations de sable produites par la rétention (normalement grâce à l'effet de la végétation) des sédiments transportés par le vent.

Pour pouvoir décrire clairement les vents, Beaufort a créé une échelle très simple pour décrire leur intensité : on connaît ce tableau comme Échelle des vents de Beaufort :

FORCE	DÉNOMINATION	VITESSE (NŒUDS)	SPÉCIFICATIONS
0	Calm	< 1	La mer est comme un miroir.
1	Très légère brise	1-3	La mer commence à moutonner.
2	Légère brise	4-6	Vaguelettes ne déferlant pas (brise très faible).
3	Petite brise	7-10	Très petites vagues. Les crêtes commencent à déferler (brise faible). Parfois quelques moutons épars.
4	Jolie brise	11-16	Petites vagues (brise modérée), de nombreux moutons.
5	Bonne brise	17-21	Vagues modérées (brise fraîche), moutons, éventuellement des embruns.
6	Vent frais	22-27	Commence la formation de grandes vagues (brise forte) ; les crêtes d'écume blanches sont partout. Les embruns augmentent et la navigation est dangereuse pour les petites embarcations.
7	Grand vent frais	28-33	Trainées d'écume vers la direction du vent (vent fort) ; la mer est grosse.
8	Coup de vent	34-40	Tourbillons d'écumes à la crête des lames, trainées d'écume (vent dur).
9	Fort coup de vent	41-47	Très grosses vagues. L'écume est menée en couches épaisses (très dur). La mer commence à rugir. Les embruns rendent difficile la visibilité.
10	Tempête	48-55	Très grosses lames à longues crêtes en panaches (tempête). La surface des eaux semble blanche. La visibilité est réduite. La mer rugit à l'excès.
11	Violente tempête	56-63	Lames exceptionnellement hautes (bourrasque), les navires de moyen tonnage peuvent, par des instants, être perdus de vue. La mer est complètement recouverte de bancs d'écume blanche. La navigation est impossible.
12	Ouragan ou bombe météorologique	64-71	L'air est plein d'écume et d'embruns (hurricane). La visibilité est presque nulle. Toute sorte de navigation est impossible.

Note : un nœud correspond à un mille marin par heure, c'est-à-dire, 1,852 km/h

Pratique 1

NIVEAU DE LA MER (CM) TOUS LES 5 MIN À ARINAGA, LE 8 SEPTEMBRE 2011

Heure	Niveau										
0:00	213	4:00	130	8:00	201	12:00	235	16:00	124	20:00	169
0:05	211	4:05	131	8:05	204	12:05	236	16:05	122	20:05	170
0:10	209	4:10	129	8:10	205	12:10	233	16:10	121	20:10	174
0:15	210	4:15	130	8:15	208	12:15	230	16:15	121	20:15	177
0:20	207	4:20	130	8:20	210	12:20	229	16:20	119	20:20	179
0:25	204	4:25	128	8:25	213	12:25	228	16:25	117	20:25	181
0:30	203	4:30	129	8:30	215	12:30	224	16:30	117	20:30	185
0:35	201	4:35	130	8:35	216	12:35	221	16:35	119	20:35	188
0:40	200	4:40	130	8:40	219	12:40	220	16:40	116	20:40	190
0:45	196	4:45	129	8:45	224	12:45	219	16:45	114	20:45	192
0:50	195	4:50	131	8:50	224	12:50	216	16:50	115	20:50	195
0:55	193	4:55	131	8:55	226	12:55	212	16:55	117	20:55	198
1:00	191	5:00	132	9:00	228	13:00	211	17:00	115	21:00	201
1:05	189	5:05	132	9:05	231	13:05	209	17:05	113	21:05	201
1:10	186	5:10	133	9:10	234	13:10	206	17:10	115	21:10	204
1:15	185	5:15	135	9:15	233	13:15	203	17:15	116	21:15	208
1:20	182	5:20	136	9:20	236	13:20	201	17:20	114	21:20	210
1:25	179	5:25	136	9:25	238	13:25	198	17:25	114	21:25	211
1:30	177	5:30	137	9:30	240	13:30	196	17:30	116	21:30	214
1:35	176	5:35	139	9:35	240	13:35	193	17:35	116	21:35	217
1:40	173	5:40	140	9:40	242	13:40	190	17:40	116	21:40	219
1:45	170	5:45	140	9:45	244	13:45	188	17:45	118	21:45	218
1:50	170	5:50	144	9:50	244	13:50	186	17:50	118	21:50	222
1:55	167	5:55	144	9:55	244	13:55	180	17:55	118	21:55	225
2:00	164	6:00	146	10:00	246	14:00	178	18:00	120	22:00	225
2:05	164	6:05	148	10:05	247	14:05	176	18:05	121	22:05	226
2:10	161	6:10	151	10:10	247	14:10	173	18:10	122	22:10	228
2:15	159	6:15	152	10:15	248	14:15	169	18:15	123	22:15	230
2:20	158	6:20	154	10:20	248	14:20	167	18:20	125	22:20	230
2:25	155	6:25	155	10:25	250	14:25	165	18:25	126	22:25	232
2:30	153	6:30	159	10:30	250	14:30	162	18:30	128	22:30	232
2:35	152	6:35	159	10:35	249	14:35	159	18:35	129	22:35	233
2:40	150	6:40	160	10:40	250	14:40	157	18:40	131	22:40	235
2:45	149	6:45	166	10:45	249	14:45	154	18:45	133	22:45	236
2:50	147	6:50	166	10:50	251	14:50	151	18:50	135	22:50	235
2:55	145	6:55	168	10:55	249	14:55	149	18:55	137	22:55	236
3:00	143	7:00	171	11:00	249	15:00	147	19:00	139	23:00	238
3:05	143	7:05	173	11:05	249	15:05	145	19:05	142	23:05	238
3:10	141	7:10	175	11:10	249	15:10	143	19:10	144	23:10	238
3:15	139	7:15	178	11:15	247	15:15	140	19:15	146	23:15	237
3:20	138	7:20	180	11:20	247	15:20	137	19:20	148	23:20	238
3:25	137	7:25	183	11:25	247	15:25	134	19:25	151	23:25	238
3:30	135	7:30	187	11:30	246	15:30	134	19:30	153	23:30	237
3:35	135	7:35	189	11:35	243	15:35	132	19:35	156	23:35	237
3:40	133	7:40	191	11:40	241	15:40	130	19:40	158	23:40	236
3:45	132	7:45	194	11:45	242	15:45	128	19:45	160	23:45	236
3:50	133	7:50	196	11:50	239	15:50	127	19:50	162	23:50	236
3:55	131	7:55	198	11:55	238	15:55	125	19:55	167	23:55	234

NIVEAU DE LA MER (CM) TOUS LES 5 MIN À ARINAGA, LE 21 DÉCEMBRE 2011

Heure	Niveau										
0:00	197	4:00	105	8:00	198	12:00	209	16:00	95	20:00	187
0:05	195	4:05	105	8:05	200	12:05	207	16:05	95	20:05	191
0:10	192	4:10	104	8:10	202	12:10	206	16:10	93	20:10	192
0:15	189	4:15	106	8:15	205	12:15	202	16:15	94	20:15	196
0:20	188	4:20	107	8:20	207	12:20	200	16:20	94	20:20	200
0:25	184	4:25	106	8:25	209	12:25	197	16:25	94	20:25	201
0:30	180	4:30	107	8:30	211	12:30	196	16:30	93	20:30	205
0:35	178	4:35	108	8:35	215	12:35	193	16:35	93	20:35	208
0:40	177	4:40	109	8:40	216	12:40	189	16:40	95	20:40	212
0:45	173	4:45	110	8:45	218	12:45	186	16:45	95	20:45	213
0:50	169	4:50	111	8:50	220	12:50	184	16:50	95	20:50	216
0:55	169	4:55	111	8:55	222	12:55	181	16:55	96	20:55	220
1:00	166	5:00	113	9:00	224	13:00	177	17:00	97	21:00	221
1:05	161	5:05	115	9:05	225	13:05	175	17:05	98	21:05	225
1:10	159	5:10	117	9:10	228	13:10	171	17:10	99	21:10	227
1:15	157	5:15	116	9:15	229	13:15	168	17:15	101	21:15	229
1:20	155	5:20	119	9:20	230	13:20	165	17:20	102	21:20	232
1:25	151	5:25	121	9:25	232	13:25	162	17:25	104	21:25	233
1:30	149	5:30	122	9:30	232	13:30	158	17:30	105	21:30	236
1:35	148	5:35	123	9:35	233	13:35	156	17:35	106	21:35	238
1:40	143	5:40	126	9:40	235	13:40	154	17:40	108	21:40	239
1:45	142	5:45	129	9:45	235	13:45	149	17:45	111	21:45	240
1:50	140	5:50	130	9:50	236	13:50	147	17:50	113	21:50	243
1:55	138	5:55	132	9:55	237	13:55	144	17:55	114	21:55	244
2:00	134	6:00	134	10:00	236	14:00	142	18:00	116	22:00	244
2:05	132	6:05	136	10:05	237	14:05	138	18:05	120	22:05	245
2:10	131	6:10	139	10:10	237	14:10	135	18:10	121	22:10	247
2:15	128	6:15	141	10:15	238	14:15	133	18:15	123	22:15	247
2:20	127	6:20	143	10:20	237	14:20	130	18:20	126	22:20	248
2:25	125	6:25	147	10:25	238	14:25	127	18:25	130	22:25	248
2:30	122	6:30	150	10:30	237	14:30	125	18:30	130	22:30	250
2:35	120	6:35	151	10:35	235	14:35	123	18:35	134	22:35	249
2:40	118	6:40	154	10:40	236	14:40	119	18:40	137	22:40	249
2:45	117	6:45	157	10:45	235	14:45	117	18:45	139	22:45	250
2:50	116	6:50	160	10:50	235	14:50	116	18:50	142	22:50	250
2:55	113	6:55	162	10:55	233	14:55	114	18:55	146	22:55	249
3:00	112	7:00	164	11:00	232	15:00	111	19:00	149	23:00	249
3:05	112	7:05	168	11:05	231	15:05	110	19:05	153	23:05	248
3:10	110	7:10	171	11:10	229	15:10	107	19:10	155	23:10	247
3:15	109	7:15	172	11:15	227	15:15	105	19:15	158	23:15	247
3:20	108	7:20	176	11:20	226	15:20	105	19:20	161	23:20	246
3:25	107	7:25	178	11:25	225	15:25	103	19:25	164	23:25	244
3:30	107	7:30	182	11:30	221	15:30	101	19:30	167	23:30	243
3:35	106	7:35	185	11:35	220	15:35	100	19:35	169	23:35	242
3:40	107	7:40	187	11:40	219	15:40	99	19:40	175	23:40	240
3:45	105	7:45	189	11:45	216	15:45	98	19:45	176	23:45	239
3:50	105	7:50	193	11:50	214	15:50	96	19:50	180	23:50	238
3:55	106	7:55	196	11:55	213	15:55	96	19:55	183	23:55	235

NIVEAU DE LA MER (CM) TOUS LES 5 MIN À LANZAROTE, LE 21 DÉCEMBRE 2011

Heure	Niveau										
0:00	208	4:00	89	8:00	197	12:00	227	16:00	81	20:00	178
0:05	206	4:05	88	8:05	200	12:05	224	16:05	80	20:05	182
0:10	202	4:10	89	8:10	203	12:10	221	16:10	80	20:10	187
0:15	199	4:15	88	8:15	206	12:15	217	16:15	78	20:15	191
0:20	196	4:20	90	8:20	209	12:20	214	16:20	77	20:20	195
0:25	192	4:25	89	8:25	212	12:25	212	16:25	77	20:25	198
0:30	188	4:30	90	8:30	216	12:30	208	16:30	77	20:30	203
0:35	186	4:35	90	8:35	218	12:35	205	16:35	77	20:35	206
0:40	182	4:40	91	8:40	221	12:40	202	16:40	76	20:40	211
0:45	178	4:45	92	8:45	224	12:45	199	16:45	77	20:45	214
0:50	175	4:50	93	8:50	226	12:50	195	16:50	77	20:50	217
0:55	172	4:55	94	8:55	229	12:55	191	16:55	77	20:55	221
1:00	168	5:00	95	9:00	231	13:00	188	17:00	78	21:00	224
1:05	166	5:05	96	9:05	234	13:05	184	17:05	78	21:05	228
1:10	162	5:10	99	9:10	236	13:10	181	17:10	80	21:10	232
1:15	159	5:15	100	9:15	238	13:15	177	17:15	80	21:15	234
1:20	156	5:20	101	9:20	240	13:20	173	17:20	82	21:20	237
1:25	152	5:25	103	9:25	242	13:25	169	17:25	84	21:25	240
1:30	149	5:30	106	9:30	244	13:30	165	17:30	85	21:30	243
1:35	146	5:35	107	9:35	244	13:35	161	17:35	87	21:35	245
1:40	142	5:40	110	9:40	247	13:40	158	17:40	88	21:40	248
1:45	139	5:45	112	9:45	248	13:45	154	17:45	90	21:45	251
1:50	136	5:50	114	9:50	250	13:50	150	17:50	92	21:50	252
1:55	133	5:55	116	9:55	250	13:55	146	17:55	94	21:55	255
2:00	130	6:00	119	10:00	252	14:00	143	18:00	96	22:00	257
2:05	127	6:05	122	10:05	253	14:05	139	18:05	98	22:05	259
2:10	125	6:10	124	10:10	254	14:10	136	18:10	101	22:10	260
2:15	122	6:15	126	10:15	254	14:15	132	18:15	103	22:15	262
2:20	119	6:20	129	10:20	254	14:20	129	18:20	106	22:20	263
2:25	116	6:25	132	10:25	254	14:25	125	18:25	109	22:25	264
2:30	114	6:30	135	10:30	254	14:30	122	18:30	112	22:30	264
2:35	112	6:35	138	10:35	254	14:35	119	18:35	116	22:35	266
2:40	109	6:40	141	10:40	252	14:40	117	18:40	119	22:40	266
2:45	106	6:45	145	10:45	252	14:45	113	18:45	122	22:45	267
2:50	105	6:50	149	10:50	251	14:50	110	18:50	124	22:50	266
2:55	103	6:55	152	10:55	250	14:55	107	18:55	128	22:55	267
3:00	101	7:00	156	11:00	249	15:00	105	19:00	131	23:00	267
3:05	99	7:05	159	11:05	248	15:05	102	19:05	135	23:05	267
3:10	98	7:10	163	11:10	247	15:10	99	19:10	139	23:10	266
3:15	96	7:15	167	11:15	246	15:15	97	19:15	142	23:15	266
3:20	95	7:20	169	11:20	244	15:20	94	19:20	146	23:20	265
3:25	93	7:25	172	11:25	242	15:25	92	19:25	150	23:25	264
3:30	92	7:30	175	11:30	241	15:30	90	19:30	154	23:30	262
3:35	92	7:35	178	11:35	238	15:35	89	19:35	158	23:35	261
3:40	91	7:40	182	11:40	236	15:40	86	19:40	162	23:40	260
3:45	90	7:45	186	11:45	234	15:45	85	19:45	166	23:45	258
3:50	90	7:50	190	11:50	232	15:50	84	19:50	170	23:50	256
3:55	89	7:55	193	11:55	229	15:55	82	19:55	174	23:55	255

NIVEAU DE LA MER (CM) TOUS LES 5 MIN À LANZAROTE, LE 29 MAI 2012

Heure	Niveau										
0:00	115	4:00	153	8:00	230	12:00	135	16:00	156	20:00	248
0:05	114	4:05	155	8:05	230	12:05	134	16:05	160	20:05	248
0:10	113	4:10	158	8:10	229	12:10	132	16:10	161	20:10	247
0:15	111	4:15	161	8:15	228	12:15	131	16:15	164	20:15	247
0:20	109	4:20	163	8:20	227	12:20	128	16:20	166	20:20	246
0:25	108	4:25	166	8:25	227	12:25	128	16:25	169	20:25	245
0:30	108	4:30	169	8:30	225	12:30	126	16:30	171	20:30	245
0:35	107	4:35	171	8:35	224	12:35	125	16:35	174	20:35	244
0:40	106	4:40	174	8:40	223	12:40	124	16:40	176	20:40	242
0:45	106	4:45	178	8:45	221	12:45	123	16:45	179	20:45	241
0:50	104	4:50	180	8:50	219	12:50	121	16:50	182	20:50	241
0:55	105	4:55	183	8:55	218	12:55	120	16:55	184	20:55	239
1:00	104	5:00	185	9:00	216	13:00	120	17:00	187	21:00	238
1:05	103	5:05	188	9:05	214	13:05	119	17:05	190	21:05	236
1:10	102	5:10	191	9:10	212	13:10	119	17:10	193	21:10	234
1:15	103	5:15	194	9:15	211	13:15	117	17:15	195	21:15	233
1:20	103	5:20	195	9:20	209	13:20	117	17:20	197	21:20	231
1:25	103	5:25	198	9:25	207	13:25	116	17:25	199	21:25	229
1:30	103	5:30	201	9:30	205	13:30	117	17:30	202	21:30	227
1:35	104	5:35	203	9:35	202	13:35	117	17:35	204	21:35	226
1:40	104	5:40	205	9:40	200	13:40	116	17:40	207	21:40	222
1:45	104	5:45	207	9:45	198	13:45	117	17:45	210	21:45	220
1:50	105	5:50	208	9:50	195	13:50	117	17:50	213	21:50	217
1:55	106	5:55	211	9:55	193	13:55	118	17:55	215	21:55	215
2:00	107	6:00	213	10:00	191	14:00	118	18:00	217	22:00	212
2:05	108	6:05	215	10:05	188	14:05	119	18:05	220	22:05	210
2:10	109	6:10	216	10:10	186	14:10	119	18:10	222	22:10	206
2:15	110	6:15	218	10:15	183	14:15	121	18:15	224	22:15	204
2:20	111	6:20	220	10:20	180	14:20	122	18:20	226	22:20	202
2:25	113	6:25	221	10:25	178	14:25	123	18:25	228	22:25	199
2:30	114	6:30	222	10:30	175	14:30	124	18:30	230	22:30	196
2:35	115	6:35	224	10:35	172	14:35	125	18:35	232	22:35	194
2:40	117	6:40	225	10:40	170	14:40	126	18:40	234	22:40	191
2:45	118	6:45	226	10:45	167	14:45	128	18:45	235	22:45	188
2:50	120	6:50	227	10:50	166	14:50	129	18:50	237	22:50	185
2:55	122	6:55	228	10:55	163	14:55	130	18:55	238	22:55	182
3:00	124	7:00	229	11:00	160	15:00	132	19:00	239	23:00	179
3:05	126	7:05	230	11:05	158	15:05	134	19:05	241	23:05	176
3:10	128	7:10	230	11:10	156	15:10	135	19:10	243	23:10	173
3:15	130	7:15	231	11:15	153	15:15	138	19:15	243	23:15	169
3:20	132	7:20	232	11:20	151	15:20	140	19:20	245	23:20	166
3:25	135	7:25	232	11:25	149	15:25	142	19:25	245	23:25	164
3:30	137	7:30	232	11:30	146	15:30	143	19:30	246	23:30	161
3:35	141	7:35	232	11:35	144	15:35	145	19:35	247	23:35	158
3:40	143	7:40	232	11:40	143	15:40	148	19:40	247	23:40	154
3:45	145	7:45	231	11:45	141	15:45	150	19:45	247	23:45	152
3:50	148	7:50	232	11:50	138	15:50	152	19:50	248	23:50	148
3:55	150	7:55	231	11:55	137	15:55	155	19:55	248	23:55	147

Pratique II

STATION: Pozo Izquierdo (GRANDE CANARIE), 10 m									
	21/12/2012		21/03/2013		21/06/2013		15/09/2013		
Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	Direction	Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	
0	3,51	NNE	3,37	NNE	13,05	NNE	9,04	NNE	
1	2,59	NE	3,30	NNE	14,51	NNE	9,06	NNE	
2	2,50	NE	2,53	N	13,78	NNE	9,58	NNE	
3	2,35	NE	2,85	N	13,17	NNE	9,61	NNE	
4	2,04	NE	3,81	N	11,20	NNE	9,97	NNE	
5	3,44	NNE	3,71	N	12,21	NNE	11,13	NNE	
6	3,47	NNE	3,76	NNO	11,79	NNE	9,10	NNE	
7	2,59	NE	3,97	N	13,20	NNE	6,71	N	
8	3,11	NE	2,92	N	14,46	NNE	9,60	NE	
9	3,21	NNE	2,33	ENE	15,27	NNE	11,11	NE	
10	3,75	NNE	3,12	ONO	15,38	NNE	11,03	NE	
11	3,84	NE	3,13	NO	14,81	NNE	11,19	NE	
12	4,60	NE	3,43	NO	14,97	NNE	10,97	NE	
13	4,35	NE	3,37	NO	15,27	NNE	8,96	NE	
14	3,32	NE	3,46	NO	14,76	NNE	8,93	NE	
15	4,03	NE	3,88	NNO	15,41	NNE	9,65	NE	
16	4,68	NE	2,94	NO	15,27	NNE	9,20	NE	
17	4,90	NE	2,28	E	14,76	NNE	9,51	NE	
18	3,89	NNE	2,59	NNE	14,23	NNE	10,40	NNE	
19	3,22	NNE	2,26	E	13,78	NNE	9,95	NE	
20	3,27	NNE	2,05	O	13,49	NNE	10,20	NE	
21	3,26	NNE	1,85	NE	13,21	NNE	10,41	NNE	
22	2,77	N	1,29	NNE	13,10	NNE	10,11	NNE	
23	3,66	N	1,41	N	13,46	NNE	8,61	NNE	

STATION: Pozo Izquierdo (GRANDE CANARIE), 60 m									
	21/12/2012		21/03/2013		21/06/2013		15/09/2013		
Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	Direction	Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	
0	4,73	NNE	4,41	NNE	12,60	12,60	12,60	NNE	
1	3,63	NE	4,54	NNE	12,42	12,42	12,42	NNE	
2	3,68	NE	3,43	N	13,78	13,78	13,78	NNE	
3	3,34	NE	3,27	N	13,34	13,34	13,34	NNE	
4	3,50	NE	3,95	N	12,60	12,60	12,60	NNE	
5	3,61	NNE	3,32	N	13,85	13,85	13,85	NNE	
6	4,53	NNE	2,88	NNO	12,23	12,23	12,23	NNE	
7	3,45	NE	3,78	N	8,21	8,21	8,21	N	
8	3,98	NE	3,18	N	11,41	11,41	11,41	NE	
9	4,60	NNE	2,31	ENE	12,98	12,98	12,98	NE	
10	4,96	NNE	3,31	ONO	13,25	13,25	13,25	NE	
11	4,46	NE	3,91	NO	13,19	13,19	13,19	NE	
12	5,14	NE	4,25	NO	12,86	12,86	12,86	NE	
13	4,90	NE	4,02	NO	10,75	10,75	10,75	NE	
14	3,65	NE	4,26	NO	10,29	10,29	10,29	NE	
15	4,45	NE	4,81	NNO	11,14	11,14	11,14	NE	
16	5,00	NE	3,32	NO	10,89	10,89	10,89	NE	
17	5,26	NE	2,32	E	11,39	11,39	11,39	NE	
18	4,97	NNE	2,68	NNE	12,47	12,47	12,47	NNE	
19	5,23	NNE	2,35	E	11,79	11,79	11,79	NE	
20	5,66	NNE	2,29	O	12,16	12,16	12,16	NE	
21	5,84	NNE	2,22	NE	12,55	12,55	12,55	NNE	
22	5,67	N	1,27	NNE	11,97	11,97	11,97	NNE	
23	5,72	N	1,93	N	10,61	10,61	10,61	NNE	

STATION: LANZAROTE, 40 M									
	21/03/2012			21/06/2012		15/09/2012		21/12/2012	
Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	Direction	Heures	Vitesse (m/s)	Direction	Vitesse (m/s)	
0	8,11	NE	2,80	NNE	2,52	NNE	4,12	NNE	
1	6,06	NNE	3,71	NE	2,75	NNE	4,01	NE	
2	6,47	NNE	3,21	NNE	2,78	NE	4,59	NE	
3	7,30	NNE	3,10	NNE	2,43	E	4,47	NNE	
4	6,96	NNE	3,83	NNE	2,92	E	4,91	NE	
5	6,95	NNE	2,53	NNE	2,23	NNE	4,98	NE	
6	7,70	NNE	2,83	NNE	2,23	NE	5,40	NE	
7	7,36	NNE	4,15	NNE	2,64	NE	5,44	NNE	
8	7,63	NNE	5,17	NE	3,05	NNE	5,26	NE	
9	7,93	NNE	5,07	NE	4,03	NNE	5,44	NE	
10	8,58	NNE	4,85	ENE	3,61	ENE	5,21	NE	
11	9,80	NE	5,29	E	5,16	E	4,73	NE	
12	9,77	NE	5,62	E	5,93	E	5,19	ENE	
13	8,98	NE	5,25	ENE	5,39	ESE	4,46	ENE	
14	8,70	NE	5,76	ENE	3,99	ESE	3,06	E	
15	9,22	NE	5,28	ENE	3,79	ESE	3,06	E	
16	9,85	NE	6,18	ENE	3,67	ESE	3,07	E	
17	10,09	NE	5,82	ENE	4,18	ESE	2,58	ENE	
18	9,36	NE	6,74	ENE	4,86	SO	3,75	NE	
19	9,14	NE	6,50	NE	7,61	NNO	4,22	NE	
20	8,34	NE	7,12	NE	6,19	NNO	4,49	NE	
21	8,99	NE	6,98	NNE	5,92	N	5,08	NNE	
22	8,31	NE	6,16	NNE	4,16	ONO	4,79	NNE	
23	7,25	NNE	6,01	ENE	3,49	ESE	5,08	NE	

Tableau intermédiaire de distribution de fréquences

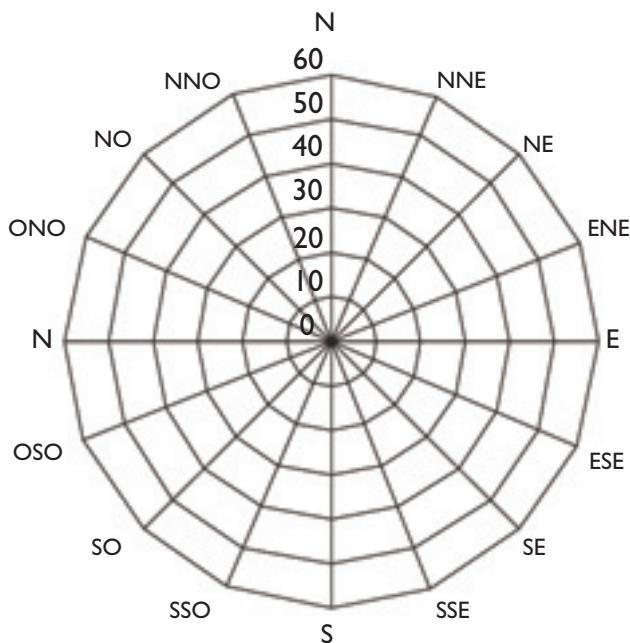
m/s	DIRECTION DU VENT															Totaux	
	N	NNE	NE	ENE	E	ESE	SE	SSE	S	SSO	SO	OSO	O	ONO	NO	NNO	
0-1																	
1-2																	
2-3																	
3-4																	
4-5																	
5-6																	
6-7																	
7-8																	
8-9																	
10-11																	
11-12																	
Totaux																	

Tableau de pourcentages

m/s	DIRECTION DU VENT															Totaux	
	N	NNE	NE	ENE	E	ESE	SE	SSE	S	SSO	SO	OSO	O	ONO	NO	NNO	
0-1																	
1-2																	
2-3																	
3-4																	
4-5																	
5-6																	
6-7																	
7-8																	
8-9																	
10-11																	
11-12																	
Totaux																	

Rose des vents

* Les codes de couleur fournis sont un guide. Chaque groupe peut utiliser sa propre échelle à condition de l'indiquer clairement.



m/s	*Code couleur
0-1	Jaune claire
1-2	Jaune foncé
2-3	Orange claire
3-4	Orange foncé
4-5	Rouge
5-6	Bleu
6-7	Bleu foncé
7-8	Vert
8-9	Violet
9-10	Rose fuchsia
10-11	Marron foncé
11-12	Noir

Annexes

Directive relative aux eaux de baignade

4.3.2006

FR

Journal officiel de l'Union européenne

L 64/37

DIRECTIVE 2006/7/CE DU PARLEMENT EUROPÉEN ET DU CONSEIL

du 15 février 2006

concernant la gestion de la qualité des eaux de baignade et abrogeant la directive 76/160/CEE

LE PARLEMENT EUROPÉEN ET LE CONSEIL DE L'UNION EUROPÉENNE,

vu le traité instituant la Communauté européenne, et notamment son article 175, paragraphe 1,

vu la proposition de la Commission (¹),

vu l'avis du Comité économique et social européen (²),

vu l'avis du Comité des régions (³),

statuant conformément à la procédure visée à l'article 251 du traité (⁴), au vu du projet commun approuvé le 8 décembre 2005 par le comité de conciliation,

considérant ce qui suit:

(1) À la suite de la communication de la Commission relative au développement durable, le Conseil européen a fixé des objectifs comme orientations générales pour des développements futurs dans des domaines prioritaires tels que les ressources naturelles et la santé publique.

(2) L'eau est une ressource naturelle rare dont il faut protéger, défendre, gérer et traiter comme telle la qualité. Les eaux de surface, en particulier, sont des ressources renouvelables dont la capacité de restauration après des effets négatifs résultant d'activités humaines est limitée.

(3) La politique communautaire de l'environnement devrait viser un niveau élevé de protection et contribuer à la poursuite des objectifs de préservation, de protection et d'amélioration de la qualité de l'environnement ainsi que de protection de la santé des personnes.

(4) En décembre 2000, la Commission a adopté une communication au Parlement européen et au Conseil intitulée «Élaborer une nouvelle politique des eaux de baignade» et a entamé une consultation à grande échelle de toutes les parties prenantes et concernées. Le principal

résultat de cette consultation a été un soutien général à l'élaboration d'une nouvelle directive, fondée sur les preuves scientifiques les plus récentes et accordant une attention particulière à une participation plus large du public.

(5) La décision n° 1600/2002/CE du Parlement européen et du Conseil du 22 juillet 2002 établissant le sixième programme d'action communautaire pour l'environnement (⁵) contient un engagement à assurer un niveau élevé de protection des eaux de baignade, notamment en modifiant la directive 76/160/CEE du Conseil du 8 décembre 1975 concernant la qualité des eaux de baignade (⁶).

(6) Conformément au traité, dans l'élaboration de sa politique de l'environnement, la Communauté tient notamment compte des données scientifiques et techniques disponibles. La présente directive devrait utiliser des preuves scientifiques pour mettre en œuvre les paramètres indicateurs les plus fiables permettant de prévoir un risque microbiologique pour la santé et d'assurer un niveau élevé de protection. De nouvelles études épidémiologiques devraient être entreprises d'urgence sur les risques pour la santé de la baignade, en particulier en eau douce.

(7) Pour favoriser une utilisation plus efficace et sage des ressources, la présente directive doit être étroitement coordonnée avec la législation communautaire sur l'eau, notamment la directive 91/271/CEE du Conseil du 21 mai 1991 relative au traitement des eaux urbaines résiduaires (⁷), la directive 91/676/CEE du Conseil du 12 décembre 1991 concernant la protection des eaux contre la pollution par les nitrates à partir de sources agricoles (⁸) et la directive 2000/60/CE du Parlement européen et du Conseil du 23 octobre 2000 établissant un cadre pour une politique communautaire dans le domaine de l'eau (⁹).

(¹) JO C 45 E du 25.2.2003, p. 127.

(²) JO C 220 du 16.9.2003, p. 39.

(³) JO C 244 du 10.10.2003, p. 31.

(⁴) Avis du Parlement européen du 21 octobre 2003 (JO C 82 E du 1.4.2004, p. 115), position commune du Conseil du 20 décembre 2004 (JO C 111 E du 11.5.2005, p. 1) et position du Parlement européen du 10 mai 2005 (non encore parue au Journal officiel). Résolution du Parlement européen du 18 janvier 2006 (non encore parue au Journal officiel) et décision du Conseil du 20 décembre 2005.

(⁵) JO L 242 du 10.9.2002, p. 1.

(⁶) JO L 31 du 5.2.1976, p. 1. Directive modifiée en dernier lieu par le règlement (CE) n° 807/2003 (JO L 122 du 16.5.2003, p. 36).

(⁷) JO L 135 du 30.5.1991, p. 40. Directive modifiée en dernier lieu par le règlement (CE) n° 1882/2003 du Parlement européen et du Conseil (JO L 284 du 31.10.2003, p. 1).

(⁸) JO L 375 du 31.12.1991, p. 1. Directive modifiée par le règlement (CE) n° 1882/2003.

(⁹) JO L 327 du 22.12.2000, p. 1. Directive modifiée par la décision n° 2455/2001/CE (JO L 331 du 15.12.2001, p. 1).

- (8) Des informations appropriées sur les mesures prévues et les progrès enregistrés lors de la mise en œuvre doivent être diffusées aux parties concernées. Le public devrait disposer en temps opportun d'informations pertinentes sur les résultats de la surveillance de la qualité des eaux de baignade et des mesures de gestion des risques, afin de prévenir les risques pour la santé, notamment dans le cadre de pollutions prévisibles à court terme ou de situations anormales. Les nouvelles technologies qui permettent au public d'être informé d'une manière efficace et comparable sur les eaux de baignade à travers la Communauté devraient être utilisées.
- (9) Aux fins du contrôle, il convient d'appliquer des méthodes et des pratiques d'analyse harmonisées. L'observation et l'évaluation de la qualité doivent être effectuées sur une période prolongée pour obtenir un classement réaliste des eaux de baignade.
- (10) La conformité devrait être une question de dispositions appropriées de gestion et d'assurance de la qualité et non simplement de calcul et de mesure. L'instauration d'un mécanisme de profils des eaux de baignade est donc appropriée pour permettre une meilleure compréhension des risques en vue de prendre des mesures de gestion. Parallèlement, une attention particulière devrait être attachée à assurer la conformité aux normes de qualité et une transition cohérente avec la directive 76/160/CEE.
- (11) Le 17 février 2005, la Communauté a ratifié la convention de la Commission économique pour l'Europe des Nations unies (UNECE) sur l'accès à l'information et la participation du public au processus décisionnel et l'accès à la justice en matière d'environnement (la «convention d'Aarhus»). Il convient dès lors que la présente directive comprenne des dispositions relatives à l'accès du public à l'information et prévoie la participation du public à sa mise en œuvre afin de compléter la directive 2003/4/CE du Parlement européen et du Conseil du 28 janvier 2003 concernant l'accès du public à l'information en matière d'environnement (¹) et la directive 2003/35/CE du Parlement européen et du Conseil du 26 mai 2003 prévoyant la participation du public lors de l'élaboration de certains plans et programmes relatifs à l'environnement (²).
- (12) Étant donné que les objectifs de la présente directive, à savoir l'obtention par les États membres, sur la base de normes communes, d'une bonne qualité des eaux de baignade et d'un niveau élevé de protection dans toute la Communauté, ne peuvent pas être réalisés de manière suffisante par les États membres et peuvent donc être mieux réalisés au niveau communautaire, la Communauté peut prendre des mesures, conformément au principe de subsidiarité consacré à l'article 5 du traité. Conformément au principe de proportionnalité tel qu'énoncé audit article, la présente directive n'excède pas ce qui est nécessaire pour atteindre ces objectifs.
- (13) Il y a lieu d'arrêter les mesures nécessaires pour la mise en œuvre de la présente directive en conformité avec la décision 1999/468/CE du Conseil du 28 juin 1999 fixant les modalités de l'exercice des compétences d'exécution conférées à la Commission (³).
- (14) La politique communautaire concernant les eaux de baignade revêt une importance confirmée au fil des saisons balnéaires, puisqu'elle permet de protéger le public des pollutions qui surviennent de façon accidentelle ou chronique à l'intérieur et aux abords des zones de baignade communautaires. La qualité générale des eaux de baignade s'est considérablement améliorée depuis l'entrée en vigueur de la directive 76/160/CEE. Toutefois, la directive reflète l'état des connaissances et de l'expérience du début des années soixante-dix. Les modes d'utilisation des eaux de baignade ont changé depuis lors, et les connaissances techniques et scientifiques ont évolué. Il convient dès lors d'abroger ladite directive,

ONT ARRÊTÉ LA PRÉSENTE DIRECTIVE:

CHAPITRE I

DISPOSITIONS GÉNÉRALES

Article premier

Objet et champ d'application

1. La présente directive fixe des dispositions en ce qui concerne:
 - a) la surveillance et le classement de la qualité des eaux de baignade;
 - b) la gestion de la qualité des eaux de baignade, et
 - c) la fourniture au public d'informations sur la qualité des eaux de baignade.
2. La présente directive vise à préserver, à protéger et à améliorer la qualité de l'environnement ainsi qu'à protéger la santé humaine, en complétant la directive 2000/60/CE.
3. La présente directive s'applique à toute partie des eaux de surface dans laquelle l'autorité compétente s'attend à ce qu'un grand nombre de personnes se baignent et dans laquelle elle n'a pas interdit ou déconseillé la baignade de façon permanente (ci-après «eaux de baignade»). Elle ne s'applique pas:
 - a) aux bassins de natation et de cure;
 - b) aux eaux captives qui sont soumises à un traitement ou sont utilisées à des fins thérapeutiques;

(¹) JO L 41 du 14.2.2003, p. 26.

(²) JO L 156 du 25.6.2003, p. 17.

(³) JO L 184 du 17.7.1999, p. 23.

- c) aux eaux captives artificielles séparées des eaux de surface et des eaux souterraines.

Article 2

Définitions

Aux fins de la présente directive, on entend par:

- 1) «eaux de surface», «eaux souterraines», «eaux intérieures», «eaux de transition», «eaux côtières» et «bassin hydrographique»: la définition qui est donnée de ces termes dans la directive 2000/60/CE;
- 2) «autorité compétente»: l'autorité (ou les autorités) désignée(s) par l'État membre en vue d'assurer le respect des obligations prévues par la présente directive ou toute autre autorité ou organisme auquel ce rôle a été imparti;
- 3) «permanente»: relativement à l'interdiction de se baigner ou à l'avis déconseillant la baignade, une durée couvrant toute une saison balnéaire au moins;
- 4) «grand nombre»: relativement aux baigneurs, un nombre que l'autorité compétente estime élevé compte tenu, notamment, des tendances passées ou des infrastructures et des services mis à disposition ou de toute autre mesure prise pour encourager la baignade;
- 5) «pollution»: la présence d'une contamination microbologique ou d'autres organismes ou déchets affectant la qualité des eaux de baignade et présentant un risque pour la santé des baigneurs, tel qu'il est précisé aux articles 8 et 9 et à l'annexe I dans la colonne A;
- 6) «saison balnéaire»: la période pendant laquelle la présence d'un grand nombre de baigneurs est prévisible;
- 7) «mesures de gestion»: les mesures suivantes prises concernant les eaux de baignade:
 - a) élaboration et maintien d'un profil des eaux de baignade;
 - b) élaboration d'un calendrier de surveillance;
 - c) surveillance des eaux de baignade;
 - d) évaluation de la qualité des eaux de baignade;
 - e) classement des eaux de baignade;
 - f) recensement et évaluation des sources possibles de pollution des eaux de baignade susceptibles d'affecter la santé des baigneurs;
 - g) fourniture d'informations au public;
- 8) «pollution à court terme»: une contamination microbologique visée à l'annexe I, colonne A, qui a des causes clairement identifiables, qui ne devrait normalement pas affecter la qualité des eaux de baignade pendant plus de soixante-douze heures environ à partir du moment où la qualité de ces eaux a commencé à être affectée et pour laquelle l'autorité compétente a établi des procédures afin de prévenir et de gérer de telles pollutions à court terme, telles qu'établies à l'annexe II;
- 9) «situation anormale»: un événement ou une combinaison d'événements affectant la qualité des eaux de baignade à un endroit donné et ne se produisant généralement pas plus d'une fois tous les quatre ans en moyenne;
- 10) «ensemble de données relatives à la qualité des eaux de baignade»: les données collectées conformément à l'article 3;
- 11) «évaluation de la qualité des eaux de baignade»: le processus permettant d'évaluer la qualité des eaux de baignade à l'aide de la méthode d'évaluation définie à l'annexe II;
- 12) «prolifération de cyanobactéries»: une accumulation de cyanobactéries sous la forme d'efflorescences, de nappes ou d'écume;
- 13) «public concerné»: la définition qui est donnée de ce terme dans la directive 85/337/CEE du Conseil du 27 juin 1985 concernant l'évaluation des incidences de certains projets publics et privés sur l'environnement (¹).

CHAPITRE II

QUALITÉ ET GESTION DES EAUX DE BAIGNADE

Article 3

Surveillance

1. Les États membres recensent chaque année toutes les eaux de baignade et définissent la durée de la saison balnéaire, et cela pour la première fois avant le début de la première saison balnéaire, après le 24 mars 2008.
2. Les États membres veillent à ce que la surveillance des paramètres exposés à l'annexe I, colonne A, soit effectuée conformément à l'annexe IV.

⁽¹⁾ JO L 175 du 5.7.1985, p. 40. Directive modifiée en dernier lieu par la directive 2003/35/CE du Parlement européen et du Conseil (JO L 156 du 25.6.2003, p. 17).

3. Le point de surveillance est l'endroit des eaux de baignade:

- a) où l'on s'attend à trouver le plus de baigneurs, ou
- b) où l'on s'attend au plus grand risque de pollution, compte tenu du profil des eaux de baignade.

4. Un calendrier de surveillance est établi pour chaque zone de baignade avant le début de chaque saison balnéaire et pour la première fois avant le début de la troisième saison balnéaire complète suivant l'entrée en vigueur de la présente directive. La surveillance est effectuée dans un délai maximal de quatre jours à compter de la date indiquée dans le calendrier de surveillance.

5. Les États membres peuvent instaurer la surveillance des paramètres exposés à l'annexe I, colonne A, au cours de la première saison balnéaire complète suivant l'entrée en vigueur de la présente directive. Dans ce cas, la surveillance est effectuée selon la fréquence prévue à l'annexe IV. Les résultats de cette surveillance peuvent être utilisés pour élaborer les ensembles de données relatives à la qualité des eaux de baignade visés à l'article 4. Dès que les États membres instaurent la surveillance prévue par la présente directive, la surveillance des paramètres figurant en annexe de la directive 76/160/CEE peut cesser.

6. Des échantillons prélevés pendant des pollutions à court terme peuvent être écartés. Ils sont remplacés par des échantillons prélevés conformément à l'annexe IV.

7. Lors de situations anormales, le calendrier de surveillance visé au paragraphe 4 peut être suspendu. Dès que possible après la fin de la situation anormale, ce calendrier est rétabli, et de nouveaux échantillons sont prélevés afin de remplacer les échantillons qui n'ont pu l'être en raison de cette situation.

8. Les États membres informent la Commission de toute suspension du calendrier de surveillance, en indiquant les raisons de la suspension. Cette information est transmise, au plus tard, à l'occasion du rapport annuel suivant, établi en vertu de l'article 13.

9. Les États membres veillent à ce que l'analyse de la qualité des eaux de baignade soit effectuée conformément aux méthodes de référence visées à l'annexe I et aux règles énoncées à l'annexe V. Toutefois, les États membres peuvent autoriser le recours à d'autres méthodes ou règles s'ils peuvent démontrer que les résultats obtenus sont équivalents à ceux obtenus à l'aide des méthodes visées à l'annexe I et des règles énoncées à l'annexe V. Les États membres qui autorisent le recours à ces méthodes ou règles équivalentes fournissent à la Commission toutes les informations pertinentes concernant les méthodes ou règles utilisées et leur équivalence.

Article 4

Évaluation de la qualité des eaux de baignade

1. Les États membres veillent à ce que des ensembles de données relatives à la qualité des eaux de baignade soient recueillis sur la base de la surveillance des paramètres visés à l'annexe I, colonne A.

2. Des évaluations de la qualité des eaux de baignade sont réalisées:

- a) pour chaque eau de baignade;
- b) à l'issue de chaque saison balnéaire;
- c) sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade recueillies pour cette saison balnéaire et au cours des trois saisons balnéaires précédentes, et
- d) conformément à la procédure décrite à l'annexe II.

Toutefois, un État membre peut décider d'effectuer des évaluations de la qualité des eaux de baignade sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade recueillies pour les trois saisons balnéaires précédentes seulement. Dans ce cas, il en informe la Commission au préalable. Il informe également la Commission s'il décide, ultérieurement, de recommencer à réaliser les évaluations sur la base de quatre saisons balnéaires. Les États membres ne peuvent pas modifier la durée de la période d'évaluation plus d'une fois tous les cinq ans.

3. Les ensembles de données relatives aux eaux de baignade utilisées pour effectuer des évaluations de la qualité des eaux de baignade se composent d'au moins seize échantillons, ou, dans les circonstances particulières prévues à l'annexe IV, point 2, de douze échantillons.

4. Cependant, à condition que:

- la condition énoncée au paragraphe 3 soit satisfaite, ou
- que l'ensemble des données relatives aux eaux de baignade utilisées pour réaliser l'évaluation comprenne au moins huit échantillons, dans le cas d'eaux de baignade pour lesquelles la saison balnéaire ne dépasse pas huit semaines,

l'évaluation de la qualité d'une eau de baignade peut être réalisée sur la base d'un ensemble de données relatives à la qualité des eaux de baignade concernant moins de quatre saisons balnéaires, si:

- a) l'eau de baignade est nouvellement identifiée;
- b) des changements sont intervenus, qui sont susceptibles d'affecter le classement des eaux de baignade conformément à l'article 5, auquel cas l'évaluation est réalisée sur la base d'un ensemble de données relatives à la qualité des eaux de baignade composé uniquement des résultats obtenus pour les échantillons prélevés depuis que les changements sont intervenus, ou
- c) l'eau de baignade a déjà fait l'objet d'une évaluation conformément à la directive 76/160/CEE, auquel cas des données équivalentes recueillies conformément à ladite directive sont utilisées et, à cette fin, les paramètres 2 et 3 de l'annexe de ladite directive sont jugés équivalents aux paramètres 2 et 1 figurant à l'annexe I, colonne A, de la présente directive.

5. Les États membres peuvent diviser ou regrouper les eaux de baignade existantes à la lumière des évaluations de la qualité des eaux de baignade. Ils ne peuvent regrouper des eaux de baignade existantes que si celles-ci:

- a) sont contigües;
- b) ont fait l'objet d'évaluations similaires pendant les quatre années précédentes conformément aux paragraphes 2 et 3 et au paragraphe 4, point c), et
- c) ont des profils d'eaux de baignade indiquant tous des facteurs de risque communs ou leur absence.

Article 5

Classement et état qualitatif des eaux de baignade

1. À la suite de l'évaluation de la qualité des eaux de baignade effectuée conformément à l'article 4, les États membres classent les eaux de baignade, conformément aux critères établis à l'annexe II, comme étant, selon le cas, de qualité:

- a) «insuffisante»;
- b) «suffisante»;
- c) «bonne», ou
- d) «excellente».

2. Le premier classement effectué conformément aux exigences de la présente directive est achevé au plus tard à la fin de la saison balnéaire 2015.

3. Les États membres veillent à ce que, à la fin de la saison balnéaire 2015 au plus tard, toutes les eaux de baignade soient au moins de qualité «suffisante». Ils prennent les mesures réalistes et proportionnées qu'ils considèrent comme appropriées en vue d'accroître le nombre d'eaux de baignade dont la qualité est «excellente» ou «bonne».

4. Toutefois, nonobstant l'exigence générale faite au paragraphe 3, le classement temporaire d'une eau de baignade comme étant de qualité «insuffisante» est permis, sans pour autant entraîner la non-conformité à la présente directive. Dans de tels cas, les États membres veillent à ce que les conditions ci-après soient satisfaites:

- a) En ce qui concerne toute eau de baignade de qualité «insuffisante», les mesures ci-après sont prises, avec effet à partir de la saison balnéaire qui suit le classement:
 - i) des mesures de gestion adéquates, comprenant une interdiction de baignade ou un avis déconseillant la baignade, en vue d'éviter que les baigneurs ne soient exposés à une pollution;
 - ii) l'identification des causes et des raisons pour lesquelles une qualité «suffisante» n'a pu être atteinte;
 - iii) des mesures adéquates pour éviter, réduire ou éliminer les sources de pollution, et

iv) conformément à l'article 12, l'avertissement du public par un signal simple et clair, ainsi que son information des causes de la pollution et des mesures adoptées sur la base du profil des eaux de baignade.

- b) Si des eaux de baignade sont de qualité «insuffisante» pendant cinq années consécutives, une interdiction permanente de baignade ou une recommandation déconseillant de façon permanente la baignade est introduite. Toutefois, un État membre peut introduire une interdiction permanente de baignade ou une recommandation déconseillant de façon permanente la baignade avant la fin du délai de cinq ans s'il estime qu'il serait impossible ou exagérément coûteux d'atteindre l'état de qualité «suffisante».

Article 6

Profils des eaux de baignade

1. Les États membres veillent à ce que des profils des eaux de baignade soient établis conformément à l'annexe III. Chaque profil des eaux de baignade peut être établi pour une ou plusieurs eaux de baignade contigües. Les profils des eaux de baignade sont établis pour la première fois le 24 mars 2011 au plus tard.

2. Les profils des eaux de baignade sont révisés et actualisés conformément à l'annexe III.

3. Lors de l'établissement, de la révision et de l'actualisation des profils des eaux de baignade, il convient d'utiliser adéquatement les données qui ont été obtenues lors des surveillances et des évaluations effectuées en application de la directive 2000/60/CE et qui sont pertinentes aux fins de la présente directive.

Article 7

Mesures de gestion à prendre dans des circonstances exceptionnelles

Les États membres veillent à ce que des mesures de gestion adéquates soient prises en temps utile lorsqu'ils ont connaissance de situations imprévisibles ayant, ou pouvant vraisemblablement avoir, une incidence négative sur la qualité des eaux de baignade et sur la santé des baigneurs. Ces mesures comprennent l'information du public et, si nécessaire, une interdiction temporaire de baignade.

Article 8

Risques liés aux cyanobactéries

1. Lorsque le profil des eaux de baignade indique un risque potentiel de prolifération de cyanobactéries, une surveillance appropriée est effectuée pour permettre d'identifier en temps utile les risques sanitaires.

2. En cas de prolifération de cyanobactéries et lorsqu'un risque sanitaire a été identifié ou est présumé, des mesures de gestion adéquates sont prises immédiatement afin de prévenir l'exposition, y compris des mesures pour informer le public.

Article 9**Autres paramètres**

1. Lorsque le profil des eaux de baignade indique une tendance à la prolifération de macroalgues et/ou de phytoplancton marin, des enquêtes sont menées pour déterminer si leur présence est acceptable et pour identifier les risques sanitaires; des mesures de gestion adéquates sont prises, y compris des mesures pour informer le public.

2. Les eaux de baignade font l'objet d'un contrôle de pollution visuel visant à détecter la présence, par exemple, de résidus goudronneux, de verre, de plastique, de caoutchouc ou d'autres déchets. Lorsqu'une pollution de ce type est repérée, des mesures de gestion adéquates sont prises, y compris, le cas échéant, pour informer le public.

Article 10**Coopération concernant les eaux transfrontalières**

Lorsqu'un bassin hydrographique induit des incidences transfrontalières sur la qualité des eaux de baignade, les États membres concernés coopèrent de manière appropriée à la mise en œuvre de la présente directive, y compris au moyen d'un échange approprié d'informations et d'actions conjointes visant à contrôler ces incidences.

CHAPITRE III**ÉCHANGE D'INFORMATIONS****Article 11****Participation du public**

Les États membres encouragent la participation du public à la mise en œuvre de la présente directive et veillent à donner au public concerné l'occasion:

- de s'informer sur la manière de participer, et
- de formuler des suggestions, des remarques ou des réclamations.

Ceci s'applique notamment à l'établissement, à la révision et à l'actualisation des listes des eaux de baignade conformément à l'article 3, paragraphe 1. Les autorités compétentes prennent dûment en considération toute information obtenue.

Article 12**Information du public**

1. Les États membres veillent à ce que les informations suivantes soient activement diffusées et rapidement disponibles, durant la saison balnéaire, à un endroit facilement accessible et situé à proximité immédiate de chaque site de baignade:

- a) le classement actuel des eaux de baignade ainsi que tout avis interdisant ou déconseillant la baignade visé au présent article, au moyen d'un signe ou d'un symbole simple et clair;
- b) une description générale des eaux de baignade, en termes non techniques, fondée sur le profil des eaux de baignade établi conformément à l'annexe III;
- c) dans le cas d'eaux de baignade exposées à des pollutions à court terme:
 - l'indication que ces eaux de baignade présentent des pollutions à court terme,
 - une indication du nombre de jours pendant lesquels la baignade a été interdite ou déconseillée au cours de la saison balnéaire précédente à cause d'une telle pollution, et
 - un avertissement chaque fois qu'une telle pollution est prévue ou se produit;
- d) des informations sur la nature et la durée prévue des situations anormales au cours de tels événements;
- e) si la baignade est interdite ou déconseillée, un avis en informant le public et en expliquant les raisons;
- f) si une interdiction permanente de se baigner ou un avis permanent déconseillant la baignade sont établis, le fait que la zone concernée n'est plus une eau de baignade et les raisons de son déclassement, et
- g) l'indication de sources d'informations plus complètes conformément au paragraphe 2.

2. Les États membres utilisent les moyens de communication et les technologies appropriés, y compris l'internet, pour diffuser activement et rapidement les informations concernant les eaux de baignade visées au paragraphe 1, ainsi que les informations suivantes, si nécessaire dans plusieurs langues:

- a) une liste des eaux de baignade;

- b) le classement de chaque eau de baignade au cours des trois dernières années ainsi que son profil, y compris les résultats de la surveillance effectuée conformément à la présente directive depuis le classement précédent;
- c) pour les eaux de baignade classées comme étant de qualité «insuffisante», des informations sur les sources de pollution et les mesures prises en vue de prévenir l'exposition des baigneurs à la pollution et de s'attaquer à ses causes, comme mentionné à l'article 5, paragraphe 4, et
- d) pour les eaux de baignade présentant des pollutions à court terme, des informations générales concernant:
 - les conditions susceptibles de conduire à des pollutions à court terme,
 - la probabilité de survenue d'une telle pollution et sa durée probable,
 - les sources de pollution et les mesures prises en vue de prévenir l'exposition des baigneurs à la pollution et de s'attaquer à ses causes.

La liste visée au point a) est disponible chaque année avant le début de la saison balnéaire. Les résultats des surveillances visées au point b) sont disponibles sur l'internet après achèvement de l'analyse.

3. Les informations visées aux paragraphes 1 et 2 sont diffusées dès qu'elles sont disponibles et à dater du début de la cinquième saison balnéaire, après le 24 mars 2008.

4. Chaque fois que cela est possible, les États membres et la Commission fournissent au public des informations fondées sur la géoréférence et les présentent d'une manière claire et cohérente, notamment au moyen de signes et de symboles.

Article 13

Rapports

1. Pour chaque zone de baignade, les États membres fournissent à la Commission les résultats de la surveillance et l'évaluation de la qualité des eaux de baignade, ainsi qu'une description des mesures de gestion importantes qui ont été prises. Chaque année, le 31 décembre au plus tard, les États membres fournissent ces informations pour la saison précédente. Ils commenceront à fournir ces résultats une fois que la première évaluation de la qualité des eaux de baignade aura été effectuée conformément à l'article 4.

2. Les États membres notifient chaque année à la Commission, avant le début de la saison balnéaire, toutes les eaux identifiées comme eaux de baignade, y compris les raisons de toute modification par rapport à l'année précédente. Les États membres fournissent cette information pour la première fois avant le début de la première saison balnéaire, après le 24 mars 2008.

3. Lorsque la surveillance des eaux de baignade a commencé au titre de la présente directive, le rapport annuel transmis à la Commission conformément au paragraphe 1 continue à être élaboré en vertu de la directive 76/160/CEE jusqu'à ce qu'une première évaluation puisse être effectuée en vertu de la présente directive. Au cours de la période précitée, le paramètre 1 de l'annexe de la directive 76/160/CEE n'est pas pris en compte dans le rapport annuel, et les paramètres 2 et 3 de l'annexe à la directive 76/160/CEE sont considérés comme équivalents aux paramètres 2 et 1 de l'annexe I, colonne A, de la présente directive.

4. La Commission publie chaque année un rapport de synthèse sur la qualité des eaux de baignade dans la Communauté, indiquant les classements des eaux de baignade, la conformité à la présente directive et les mesures de gestion importantes adoptées. La Commission publie ce rapport avant le 30 avril de chaque année, y compris sur l'internet. En établissant son rapport, la Commission tire, dans la mesure du possible, le meilleur parti des systèmes de collecte, d'évaluation et de présentation des données instaurés en vertu de la législation communautaire pertinente, notamment la directive 2000/60/CE.

CHAPITRE IV

DISPOSITIONS FINALES

Article 14

Rapport et révision

1. En 2008 au plus tard, la Commission présente un rapport au Parlement européen et au Conseil. Le rapport accorde une attention particulière:

- a) aux résultats d'une étude épidémiologique européenne appropriée, réalisée par la Commission en collaboration avec les États membres;
 - b) aux autres progrès scientifiques, analytiques et épidémiologiques pertinents pour les paramètres servant à la détermination de la qualité des eaux de baignade, y compris en ce qui concerne les virus, et
 - c) aux recommandations de l'Organisation mondiale de la santé.
2. Les États membres soumettent des observations écrites sur ledit rapport à la Commission, avant la fin de 2014, y compris en ce qui concerne la nécessité de recherches ou d'évaluations complémentaires qui pourraient être nécessaires afin d'aider la Commission dans son réexamen de la présente directive en vertu du paragraphe 3.

3. À la lumière du rapport, des observations écrites des États membres et d'une évaluation d'impact approfondie, et en gardant à l'esprit l'expérience acquise dans la mise en œuvre de la présente directive, la Commission réexamine la présente directive au plus tard en 2020, en accordant une attention particulière aux paramètres relatifs à la qualité des eaux de baignade et, le cas échéant, soumet des propositions législatives conformément à l'article 251 du traité.

Article 15

Adaptations techniques et mesures d'exécution

1. Il est décidé, conformément à la procédure prévue à l'article 16, paragraphe 2:

- a) de préciser la norme EN/ISO pour l'équivalence des méthodes d'analyse microbiologique aux fins de l'article 3, paragraphe 9;
- b) de fixer des règles détaillées pour la mise en œuvre de l'article 8, paragraphe 1, de l'article 12, paragraphe 1, point a), et de l'article 12, paragraphe 4;
- c) d'adapter les méthodes d'analyse des paramètres figurant à l'annexe I pour tenir compte du progrès scientifique et technique;
- d) d'adapter l'annexe V pour tenir compte du progrès scientifique et technique;
- e) de fixer les orientations pour une méthode commune d'évaluation des échantillons individuels.

2. La Commission présente un projet des mesures à prendre conformément au paragraphe 1, point b), en ce qui concerne l'article 12, paragraphe 1, point a), au plus tard le 24 mars 2008. Elle consulte préalablement les représentants des États membres, des autorités régionales et locales, des organisations touristiques et de consommateurs pertinentes ainsi que les autres parties intéressées. Une fois que les règles pertinentes ont été adoptées, la Commission les rend publiques au moyen de l'internet.

Article 16

Procédure de comité

1. La Commission est assistée par un comité.

2. Dans le cas où il est fait référence au présent paragraphe, les articles 5 et 7 de la décision 1999/468/CE s'appliquent, dans le respect des dispositions de l'article 8 de celle-ci.

La période prévue à l'article 5, paragraphe 6, de la décision 1999/468/CE est fixée à trois mois.

3. Le comité adopte son règlement intérieur.

Article 17

Abrogation

1. La directive 76/160/CEE est abrogée avec effet au 31 décembre 2014. Sous réserve du paragraphe 2, cette abrogation est sans préjudice des obligations des États membres concernant les délais de transposition et de mise en application fixés dans la directive abrogée.

2. Dès qu'un État membre a pris toutes les mesures juridiques, administratives et pratiques nécessaires pour se conformer à la présente directive, celle-ci s'applique, remplaçant la directive 76/160/CEE.

3. Les références à la directive abrogée sont considérées comme faites à la présente directive.

Article 18

Mise en œuvre

1. Les États membres mettent en vigueur les dispositions législatives, réglementaires et administratives nécessaires pour se conformer à la présente directive, au plus tard le 24 mars 2008. Ils en informeront immédiatement la Commission.

Lorsque les États membres adoptent ces dispositions, celles-ci contiennent une référence à la présente directive ou sont accompagnées d'une telle référence à l'occasion de leur publication officielle. Les modalités de cette référence sont arrêtées par les États membres.

2. Les États membres communiquent à la Commission le texte des dispositions essentielles de droit interne qu'ils adoptent dans le domaine régi par la présente directive.

Article 19**Entrée en vigueur**

La présente directive entre en vigueur le vingtième jour suivant celui de sa publication au *Journal officiel de l'Union européenne*.

Article 20**Destinataires**

Les États membres sont destinataires de la présente directive.

Fait à Strasbourg, le 15 février 2006.

Par le Parlement européen

Le président

J. BORRELL FONTELLES

Par le Conseil

Le président

H. WINKLER

ANNEXE I

Pour les eaux intérieures

	A	B	C	D	E
	Paramètre	Excellente qualité	Bonne qualité	Qualité suffisante	Méthodes de référence pour l'analyse
1	Entérocoques intestinaux (UFC/100 ml)	200 (*)	400 (*)	330 (**)	ISO 7899-1 ou ISO 7899-2
2	Escherichia coli (UFC/100 ml)	500 (*)	1 000 (*)	900 (**)	ISO 9308-3 ou ISO 9308-1

(*) Évaluation au 95^e percentile. Voir l'annexe II.

(**) Évaluation au 90^e percentile. Voir l'annexe II.

Pour les eaux côtières et les eaux de transition

	A	B	C	D	E
	Paramètre	Excellente qualité	Bonne qualité	Qualité suffisante	Méthodes de référence pour l'analyse
1	Entérocoques intestinaux (UFC/100 ml)	100 (*)	200 (*)	185 (**)	ISO 7899-1 ou ISO 7899-2
2	Escherichia coli (UFC/100 ml)	250 (*)	500 (*)	500 (**)	ISO 9308-3 ou ISO 9308-1

(*) Évaluation au 95^e percentile. Voir l'annexe II.

(**) Évaluation au 90^e percentile. Voir l'annexe II.

ANNEXE II**Évaluation et classement des eaux de baignade****1. Qualité insuffisante**

Les eaux de baignade sont classées comme étant de «qualité insuffisante» si, sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade collectées au cours de la dernière période d'évaluation (¹), les valeurs du percentile (²) pour les dénombrem ents bactériens sont moins bonnes (³) que les valeurs de la «qualité suffisante» indiquées à l'annexe I, colonne D.

2. Qualité suffisante

Les eaux de baignade doivent être classées comme étant de «qualité suffisante»:

- 1) si, sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade collectées au cours de la dernière période d'évaluation, les valeurs du percentile pour les dénombrem ents bactériens sont égales ou meilleures (⁴) que les valeurs «qualité suffisante» indiquées à l'annexe I, colonne D, et
- 2) si l'eau de baignade présente une pollution à court terme, à condition que:
 - i) des mesures de gestion adéquates soient prises, y compris le contrôle, l'alerte précoce et la surveillance, afin de prévenir l'exposition des baigneurs à la pollution, notamment au moyen d'un avertissement ou, si nécessaire, d'une interdiction de se baigner;
 - ii) des mesures de gestion adéquates soient prises pour prévenir, réduire ou éliminer les sources de pollution, et
 - iii) le nombre d'échantillons écartés conformément à l'article 3, paragraphe 6, à cause d'une pollution à court terme au cours de la dernière période d'évaluation ne représente pas plus de 15 % du nombre total d'échantillons prévu dans les calendriers de surveillance établis pour la période en question, ou pas plus d'un échantillon par saison balnéaire, la valeur la plus élevée étant retenue.

3. Bonne qualité

Les eaux de baignade doivent être classées comme étant de «bonne qualité»:

- 1) si, sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade collectées au cours de la dernière période d'évaluation, les valeurs du percentile pour les dénombrem ents bactériens sont égales ou meilleures (⁴) que les valeurs «bonne qualité» indiquées à l'annexe I, colonne C, et
- 2) si l'eau de baignade présente une pollution à court terme, à condition que:
 - i) des mesures de gestion adéquates soient prises, y compris le contrôle, l'alerte précoce et la surveillance, afin d'éviter une exposition des baigneurs à la pollution, notamment au moyen d'un avertissement ou, si nécessaire, d'une interdiction de se baigner;
 - ii) des mesures de gestion adéquates soient prises pour prévenir, réduire ou éliminer les sources de pollution, et
 - iii) le nombre d'échantillons écartés conformément à l'article 3, paragraphe 6, à cause d'une pollution à court terme au cours de la dernière période d'évaluation ne représente pas plus de 15 % du nombre total d'échantillons prévu dans les calendriers de surveillance établis pour la période en question, ou pas plus d'un échantillon par saison balnéaire, la valeur la plus élevée étant retenue.

4. Excellente qualité

Les eaux de baignade doivent être classées comme étant «d'excellente qualité»:

- 1) si, sur la base de l'ensemble des données relatives à la qualité des eaux de baignade collectées au cours de la dernière période d'évaluation, les valeurs du percentile pour les dénombrements bactériens sont égales ou supérieures aux valeurs «excellente qualité» indiquées à l'annexe I, colonne B, et
- 2) si les eaux de baignade présentent une pollution à court terme, à condition que:
 - i) des mesures de gestion adéquates soient prises, y compris le contrôle, l'alerte précoce et la surveillance, afin d'éviter une exposition des baigneurs à la pollution, notamment au moyen d'un avertissement ou, si nécessaire, d'une interdiction de se baigner;
 - ii) des mesures de gestion adéquates soient prises pour prévenir, réduire ou éliminer les sources de pollution, et
 - iii) le nombre d'échantillons écartés conformément à l'article 3, paragraphe 6, à cause d'une pollution à court terme au cours de la dernière période d'évaluation ne représente pas plus de 15 % du nombre total d'échantillons prévu dans les calendriers de surveillance établis pour la période en question, ou pas plus d'un échantillon par saison balnéaire, la valeur la plus élevée étant retenue.

NOTES

- (^a) L'expression «dernière période d'évaluation» désigne les quatre dernières saisons balnéaires ou, le cas échéant, la période précisée à l'article 4, paragraphe 2 ou 4.
- (^b) Fondée sur l'évaluation du percentile de la fonction normale de densité de probabilité \log_{10} des données microbiologiques obtenues pour la zone de baignade concernée, la valeur du percentile est calculée de la manière suivante:
 - i) Prendre la valeur \log_{10} de tous les dénombrements bactériens de la séquence de données à évaluer (si une valeur égale à zéro est obtenue, prendre la valeur \log_{10} du seuil minimal de détection de la méthode analytique utilisée.)
 - ii) Calculer la moyenne arithmétique des valeurs \log_{10} (μ).
 - iii) Calculer l'écart type des valeurs \log_{10} (σ).La valeur au 90^e percentile supérieur de la fonction de densité de probabilité des données est tirée de l'équation suivante: 90^e percentile supérieur = antilog ($\mu + 1,282 \sigma$).La valeur au 95^e percentile supérieur de la fonction de densité de probabilité des données est tirée de l'équation suivante: 95^e percentile supérieur = antilog ($\mu + 1,65 \sigma$).
- (^c) «Moins bonnes» signifie «dont les concentrations exprimées en UFC/100 ml sont supérieures».
- (^d) «Meilleures» signifie «dont les concentrations exprimées en UFC/100 ml sont inférieures».

ANNEXE III

PROFIL DES EAUX DE BAIGNADE

1. Le profil des eaux de baignade visé à l'article 6 doit comporter:
 - a) une description des caractéristiques physiques, géographiques et hydrologiques des eaux de baignade et des autres eaux de surface du bassin versant des eaux de baignade concernées, qui pourraient être sources de pollution, pertinentes aux fins de l'objectif de la présente directive et tel que prévu par la directive 2000/60/CE;
 - b) une identification et une évaluation des sources de pollution qui pourraient affecter les eaux de baignade et altérer la santé des baigneurs;
 - c) une évaluation du potentiel de prolifération des cyanobactéries;
 - d) une évaluation du potentiel de prolifération des macroalgues et/ou du phytoplancton;
 - e) si l'évaluation visée au point b) laisse apparaître un risque de pollution à court terme, les informations suivantes:
 - la nature, la fréquence et la durée prévisibles de la pollution à court terme à laquelle on peut s'attendre,
 - le détail de toutes les sources de pollution restantes, y compris des mesures de gestion prises et du calendrier prévu pour leur élimination,
 - les mesures de gestion prises durant les pollutions à court terme et l'identité et les coordonnées des instances responsables de ces mesures;
 - f) l'emplacement du point de surveillance.
2. Dans le cas d'eaux de baignade classées comme étant de qualité «bonne», «suffisante» ou «insuffisante», le profil des eaux de baignade doit être réexaminé régulièrement afin de déterminer si un des aspects énumérés au point 1 a changé. Le cas échéant, il convient de le mettre à jour. La fréquence et l'ampleur des révisions doivent être déterminées sur la base de la nature et de la gravité de la pollution. Cependant, elles doivent au moins respecter les dispositions prévues et être au moins effectuées à la fréquence indiquée dans le tableau suivant:

Classement des eaux de baignade	Bonne qualité	Qualité suffisante	Qualité insuffisante
Réexamens à effectuer au moins tous les	4 ans	3 ans	2 ans
Aspects à réexaminer (au point 1)	a) à f)	a) à f)	a) à f)

Dans le cas d'eaux de baignade classées précédemment comme étant de qualité «excellente», le profil des eaux de baignade ne doit être réexaminé et, le cas échéant, mis à jour que si le classement passe à la qualité «bonne», «suffisante» ou «insuffisante». Le réexamen doit porter sur tous les aspects mentionnés au point 1.

3. En cas de travaux de construction importants ou de changements importants dans les infrastructures, effectués dans les zones de baignade ou à proximité, le profil des eaux de baignade doit être actualisé avant le début de la saison balnéaire suivante.
4. Les informations visées au point 1, sous a) et b), doivent être fournies sur une carte détaillée, lorsque cela est faisable.
5. Toute autre information pertinente peut être jointe ou incluse si l'autorité compétente le juge nécessaire.

ANNEXE IV

Surveillance des eaux de baignade

1. Un échantillon doit être prélevé peu avant le début de chaque saison balnéaire. Compte tenu de cet échantillon supplémentaire et sous réserve du point 2, il ne peut y avoir moins de quatre échantillons prélevés et analysés par saison balnéaire.
2. Toutefois, trois échantillons seulement doivent être prélevés et analysés par saison balnéaire dans le cas d'une eau de baignade:
 - a) pour laquelle la saison balnéaire ne dépasse pas huit semaines, ou
 - b) qui est située dans une région soumise à des contraintes géographiques particulières.
3. Les échantillons doivent être prélevés à intervalles réguliers tout au long de la saison balnéaire, sans qu'il s'écoule plus d'un mois entre deux prélèvements.
4. En cas de pollution à court terme, un échantillon supplémentaire doit être prélevé afin de confirmer la fin de l'incident. Cet échantillon ne doit pas faire partie de l'ensemble de données relatives à la qualité des eaux de baignade. S'il s'avère nécessaire de remplacer un échantillon écarté, un échantillon supplémentaire doit être prélevé sept jours après la fin de la pollution à court terme.

ANNEXE V

RÈGLES DE TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS EN VUE D'ANALYSES MICROBIOLOGIQUES**1. POINT DE PRÉLÈVEMENT**

Dans la mesure du possible, les prélèvements doivent être effectués trente centimètres en dessous de la surface de l'eau et dans des eaux profondes d'au moins un mètre.

2. STÉRILISATION DES BOUTEILLES POUR ÉCHANTILLON

Les bouteilles pour échantillon doivent:

- subir une stérilisation en autoclave pendant au moins quinze minutes à 121 °C, ou
- subir une stérilisation sèche à 160 °C — 170 °C pendant au moins une heure, ou
- être des récipients d'échantillonnage irradiés provenant directement du fabricant.

3. PRÉLÈVEMENT

Le volume de la bouteille/du récipient d'échantillonnage dépend de la quantité d'eau nécessaire pour chaque paramètre à contrôler. Le contenu minimal est généralement de 250 ml.

Le matériau des récipients d'échantillonnage doit être transparent et incolore (verre, polyéthène ou polypropylène).

Pour éviter toute contamination accidentelle de l'échantillon, l'échantillonneur doit appliquer une technique aseptique pour que les bouteilles de prélèvement restent stériles. Aucun autre matériel stérile n'est nécessaire (gants «chirurgicaux» stériles, pinces ou tiges d'échantillonnage) si la procédure est correctement suivie.

L'échantillon doit être clairement identifié à l'encre indélébile sur le récipient et sur le formulaire d'échantillonnage.

4. STOCKAGE ET TRANSPORT DES ÉCHANTILLONS AVANT ANALYSE

Les échantillons d'eau doivent être protégés de l'exposition à la lumière, en particulier de la lumière directe du soleil, à tous les stades du transport.

Les échantillons doivent être conservés à une température d'environ 4 °C dans une glacière ou un réfrigérateur (selon le climat) jusqu'à l'arrivée au laboratoire. Si le transport vers le laboratoire risque de durer plus de quatre heures, il doit être effectué dans un réfrigérateur.

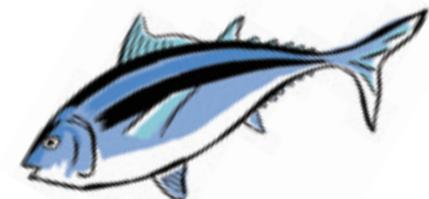
Le délai entre le prélèvement et l'analyse doit être aussi court que possible. Il est conseillé d'analyser les échantillons le jour même de leur prélèvement. Si cela est impossible pour des raisons pratiques, les échantillons sont traités au plus tard dans les vingt-quatre heures. Dans l'intervalle, ils sont stockés dans l'obscurité et à une température de 4 °C ± 3 °C.

Annexe II : Galerie d'images

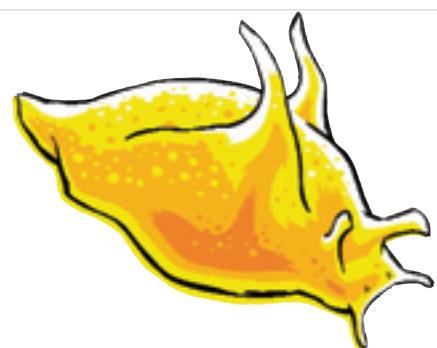
Espèces animales les plus courantes sur les côtes des îles Canaries et du Maroc



Apogon imberbis



Thunnus albacares



Aplysia dactylomela

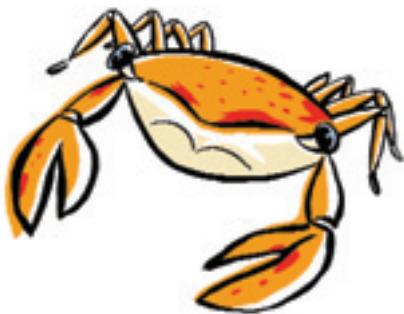


Balaenoptera edeni

Galerie d'images



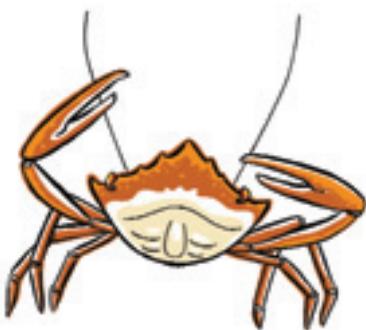
Sphyraena viridensis



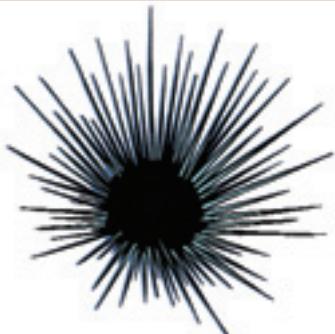
Portunus hastatus



Galeorhinus galeus



Maja squinado



Paracentrotus lividus



Chondrosia reniformis



Scyllarides latus



Patella piperata

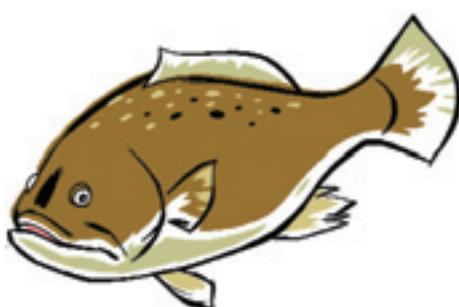
Galerie d'images



Pelagica noctiluca



Perna perna



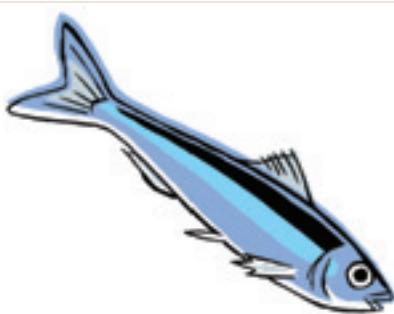
Epinephelus marginatus



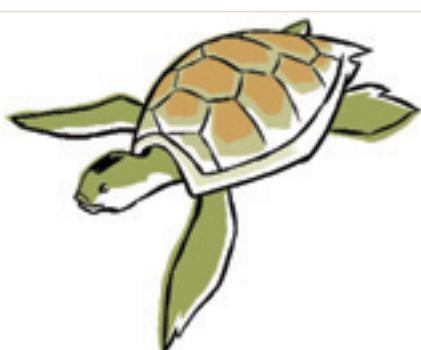
Pomatomus saltatrix



Octopus vulgaris



Sardina pilchardus



Tortuga boba

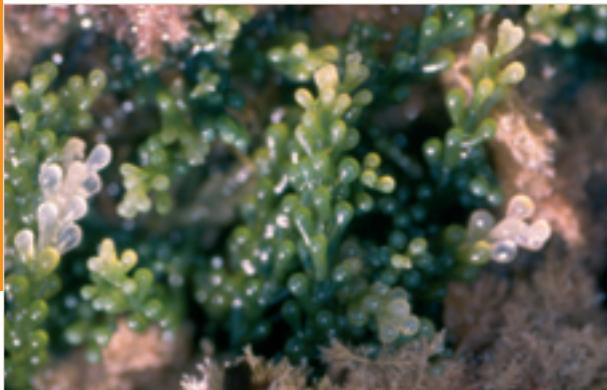


Sparisoma cretense

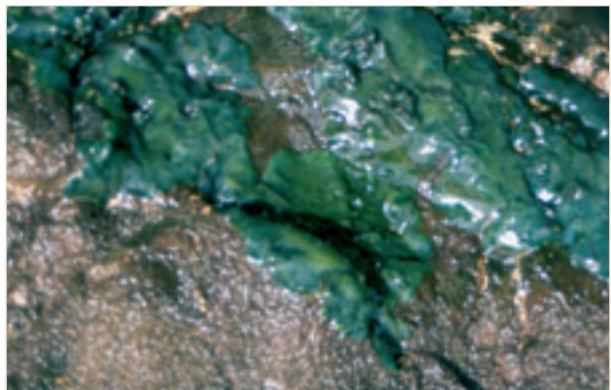
Galerie d'images

Espèces végétales les plus communes sur les côtes des îles Canaries et du Maroc (photos E. Portillo)

Algues vertes



Caulerpa racemosa



Codium adhaerens



Codium duthieae



Enteromorpha intestinalis



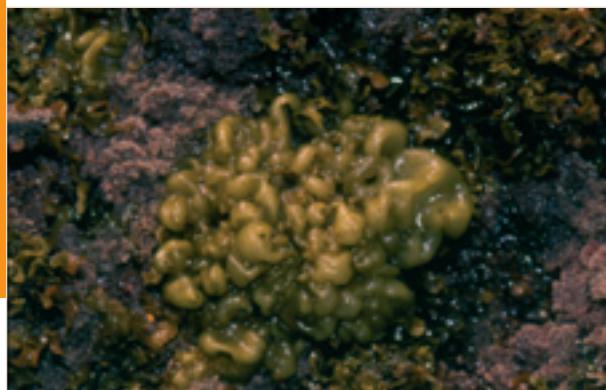
Enteromorpha ramulosa



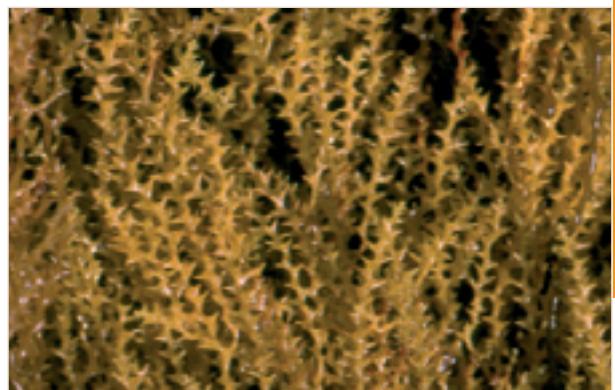
Ulva rigida



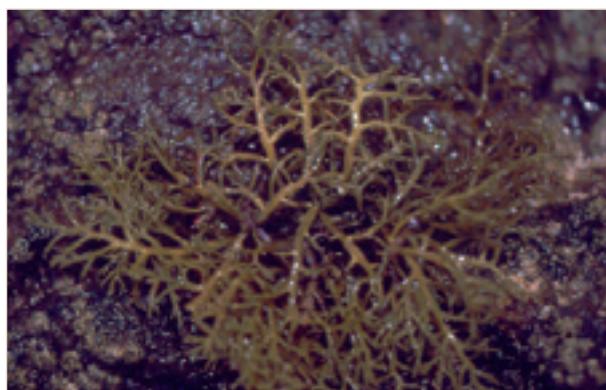
Algues brunes



Colpomenia sinuosa



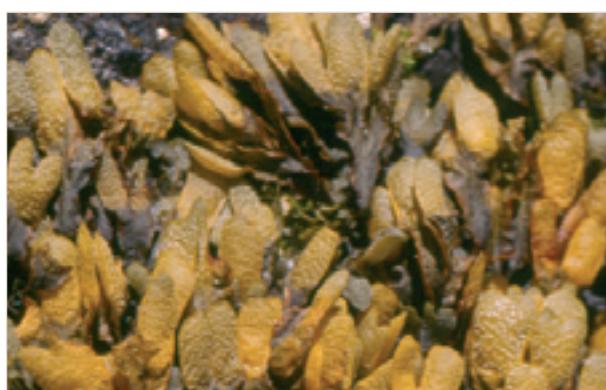
Cystoseira abies-marina



Cystoseira compressa



Dictyota dichotoma



Fucus spiralis



Lobophora variegata

Galerie d'images



Padina pavonica



Sargassum desfontainessii



Stylocaulon scoparium



Zonaria tourneforti

Algues rouges



Corallina elongata



Gelidium canariensis



Halopithys incurva



Hypnea sp.



Jania sp.



Liagora sp.

NOTES





 MARCOST