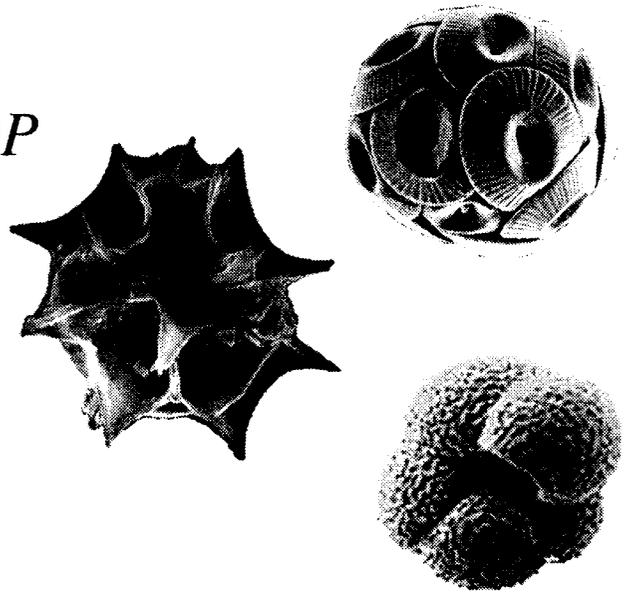


*Les Cahiers du GEOTOP*

*No 3*



**Techniques de préparation et d'analyse  
en micropaléontologie**

**Avril 1996**

**Notes de cours destinées aux étudiants du cours SCT 5220  
Département des Sciences de la terre, UQAM**

compilées par  
Anne de Vernal, Maryse Henry et Guy Bilodeau

## Table des matières

Mise en garde

Introduction

### 1. Gestion des échantillons

- 1.1. Sous-échantillonnage des carottes
- 1.2. Cahier de gestion du sédiment

### 2. Techniques de préparation du sédiment pour l'analyse des microfaunes carbonatées (foraminifères, ostracodes et ptéropodes)

- 2.1. Généralités
  - 2.1.1. Les foraminifères
  - 2.1.2. Les ostracodes
  - 2.1.3. Les ptéropodes
- 2.2. Préparation des échantillons
  - 2.2.1. Techniques de routine
  - 2.2.2. Séparation par liqueurs denses
  - 2.2.3. Coloration des foraminifères vivants
- 2.3. Aliquotage et tamisage
- 2.4. Comptage et calcul des concentrations
- 2.5. Extraction des microfaunes pour analyses isotopiques
- 2.6. Extraction des microfaunes pour analyses <sup>14</sup>C

### 3. Techniques de préparation du sédiment pour l'analyse des coccolithes et autres nanofossiles calcaires

- 3.1. Généralités
- 3.2. Préparation des échantillons
- 3.3. Comptage des coccolithes au microscope polarisant
- 3.4. Calcul des concentrations

### 4. Techniques de préparation du sédiment pour l'analyse des diatomées et autres microfossiles algaires siliceux

- 4.1. Généralités
- 4.2. Préparation des échantillons
- 4.3. Préparation des lames minces
- 4.4. Comptage des diatomées au microscope optique
- 4.5. Calcul des concentrations

### 5. Techniques de préparation du sédiment pour l'analyse palynologique (pollen et spores, kystes de dinoflagellés et autres palynomorphes)

- 5.1. Généralités
  - 5.1.1. Le pollen, les spores et autres palynomorphes continentaux
  - 5.1.2. Les kystes de dinoflagellés et autres palynomorphes marins
- 5.2. Préparation et traitement des échantillons
  - 5.2.1. Pré-traitement des échantillons
  - 5.2.2. Traitements chimiques
  - 5.2.3. Traitements alternatifs
- 5.3. Montage des lames
- 5.4. Observation et comptage
- 5.5. Calcul des concentrations
- 5.6. Préparation et calibration de la suspension de grains de pollen marqueurs
  - 5.6.1. Préparation de la suspension de grains de pollen marqueurs
  - 5.6.2. Calibration de la suspension d'*Eucalyptus globulus*
- 5.7. Préparation de la glycérine-gélatine

## ANNEXES

- Fiche de sous-échantillonnage
- Fiches de préparation
- Fiches de comptages

## MISE EN GARDE

Plusieurs des techniques de laboratoire décrites dans le présent manuel nécessitent l'utilisation de produits toxiques, dangereux pour la santé. Deux types de produits chimiques sont couramment utilisés, les acides et les solvants organiques. En ce qui concerne les acides, les plus fréquemment utilisés sont l'acide chlorhydrique (HCl) et l'acide fluorhydrique (HF). Pour les solvants organiques on utilise assez fréquemment le tétrachlorure de carbone (CCl<sub>4</sub>) qui produit des vapeurs extrêmement nocives. Dans le présent manuel, des mises en garde pour ces différents produits vous seront données lorsque des manipulations nécessitant leur utilisation seront décrites. Par ailleurs, les produits chimiques comportant un risque pour la santé sont écrits en caractère gras dans le texte. Pour toute information supplémentaire, le catalogue S.I.M.D.U.T. localisé à l'entrée des laboratoires du 6<sup>ème</sup> étage donne une description détaillée sur la toxicité et les premiers soins à appliquer en cas d'urgence. N'hésitez pas à le consulter.

## INTRODUCTION

Le contenu micropaléontologique de sédiments peut livrer de nombreuses informations sur les environnements du passé. Les assemblages microfossiles constituent en effet des indicateurs des conditions physico-chimiques de leur milieu d'origine et donnent accès à des reconstitutions empiriques ou quantitatives des paramètres environnementaux. Par ailleurs, les dénombrements et le calcul des concentrations microfaunistiques ou microfloristiques peuvent fournir une mesure des flux biogéniques et des apports sédimentaires. Enfin, les microfossiles portent l'empreinte géochimique du milieu dans lequel ils se sont développés. En particulier, les coquilles carbonatées des foraminifères ou ostracodes sont des objets privilégiés d'analyses géochimiques ou isotopiques.

Tout échantillon issu de carottes de forage ou de prélèvements dans des coupes stratigraphiques représente un matériel unique, excessivement précieux. Chaque échantillon est susceptible de faire l'objet d'une multitude d'analyses, non seulement micropaléontologiques, mais aussi sédimentologiques et géochimiques. Une gestion rigoureuse du sédiment, de ses fractions aliquotes et des résidus analytiques, est donc requise pour optimiser l'utilisation des échantillons. Le premier objectif de ce document est de faire état des procédures de sous-échantillonnage, d'entreposage et de gestion des sédiments, qui ont été adoptées au GÉOTOP afin de favoriser l'accès des échantillons à un maximum d'utilisateurs.

Différentes techniques de préparation des échantillons à des fins micropaléontologiques peuvent être utilisées selon la finalité analytique. Les techniques décrites dans ce document ont été adoptées ou développées dans le but de procéder à des analyses quantitatives des populations microfaunistiques ou microfloristiques (dénombrements, concentrations, flux, pourcentages...). Les protocoles de laboratoires ont également été établis dans le but de réaliser un maximum d'analyses micropaléontologiques et/ou géochimiques à partir d'un même échantillon.

## 1. GESTION DES ÉCHANTILLONS

### 1.1. Sous-échantillonnage des carottes de forage

L'échantillonnage est réalisé, soit au cours des missions à la mer, soit en laboratoire. Les carottes de forages sont coupées longitudinalement en deux parties égales: l'une est décrite puis archivée; l'autre est destinée à l'échantillonnage. Un premier sous-échantillonnage à des intervalles de 10 cm est généralement réalisé immédiatement après l'ouverture des carottes pour éviter les effets de la déshydratation du sédiment. Ce premier sous-échantillonnage donne lieu à des analyses de routine ( $\delta^{18}\text{O}$  dans les foraminifères notamment) pour établir une stratigraphie. Selon la résolution stratigraphique visée dans le programme de recherche, un sous-échantillonnage complémentaire est souvent nécessaire.

Quel que soit le lieu de sous-échantillonnage, des précautions de rigueur doivent être respectées. Des instruments en teflon sont utilisés afin d'éviter toute contamination qui pourrait biaiser l'analyse ultérieure des éléments en trace. Avant le sous-échantillonnage, la surface du sédiment, qui peut avoir été contaminée lors de la coupe longitudinale de la carotte, est nettoyée par le prélèvement d'une fine couche avec une spatule. Lors du sous-échantillonnage, on évite tout prélèvement de sédiment le long de la chemise (sur 2 mm d'épaisseur environ) qui constitue une zone de glissement souvent contaminée. Les vides créés par le sous-échantillonnage sont comblés avec de la mousse de polystyrène pour éviter le glissement des sédiments à l'intérieur de la carotte. La demi-carotte est ensuite scellée avec une pellicule plastique et insérée dans un tube de plastique en identifiant la carotte et la section à chacune des extrémités.

Les protocoles d'échantillonnage ainsi que la liste de tous les échantillons et de leur conditions de stockage sont consignés dans les rapports de missions à la mer et/ou dans le cahier de gestion du sédiment.

### 1.2. Cahier de gestion du sédiment

Le volume des échantillons est souvent limité, en particulier dans le cas de carotte de forage (e.g., le sous-échantillonnage sur 1 cm d'épaisseur dans une demi-carotte dont le diamètre externe est de 10 cm permet le prélèvement d'environ 30 cm<sup>3</sup> de sédiment). Compte-tenu de la quantité limitée de matériel, un volume maximum de sédiment est alloué aux différents types d'analyses micropaléontologiques comme suit:

- microfaunes (foraminifères benthiques principalement): 10 cm<sup>3</sup>
- palynomorphes (pollen, dinokystes...): 5 cm<sup>3</sup>
- nanofossiles calcaires et diatomées: 1 cm<sup>3</sup>

Les analyses géochimiques (C, CaCO<sub>3</sub>, C/N, U/Th, <sup>210</sup>Pb, <sup>137</sup>Cs...) et sédimentologiques doivent ainsi être réalisées sur un volume d'environ 10 cm<sup>3</sup>.

Dans le but d'assurer une gestion équitable du sédiment, chaque utilisateur a le devoir de remettre un rapport indiquant la quantité de matériel prélevé et le type d'analyse envisagé. Ces informations sont incluses dans le "Cahier de gestion des sédiments" où sont conservés tous les renseignements relatifs aux carottes de forage.

## 2. TECHNIQUES DE PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS POUR L'ANALYSE DES MICROFAUNES CARBONATÉES (FORAMINIFÈRES, OSTRACODES ET PTÉROPODES)

### 2.1. Généralités

Les sédiments peuvent renfermer une abondante microfaune que l'on peut observer et analyser à la loupe binoculaire. Cette microfaune comprend plusieurs types de microfossiles dont les plus communs sont les foraminifères benthiques et planctoniques (protozoaires de la classe des rhizopodes), les ostracodes (phylum des crustacés) et les ptéropodes (classe des gastéropodes). Bien que l'écologie de ces organismes soit différente, tous se caractérisent par une carapace calcaire (sinon agglutinante dans le cas de quelques rhizopodes) dont les dimensions sont de l'ordre de la centaine de micromètres. Les échantillons destinés à l'analyse des microfaunes sont préparés selon le même protocole, justifiant leur regroupement ici.

La préparation des échantillons pour l'étude des microfaunes relève de techniques relativement simples, reposant essentiellement sur un tamisage du sédiment.

L'observation, le comptage et le tri des foraminifères, ostracodes et ptéropodes se font sur une fraction grossière sèche à des grossissements relativement petits (X 20 à X 500). Les microfossiles peuvent être manipulés avec un pinceau, humide pour éviter l'électricité statique. Leur identification requiert souvent l'observation de leurs différentes faces (e.g. dorsale ou ventrale) et nécessite donc des manipulations avec le pinceau. L'observation de la structure de la coquille calcaire (ornementation, densité des pores...) peut être réalisée au microscope électronique à balayage.

#### 2.1.1. Les foraminifères

Les foraminifères sont les microfossiles les plus utilisés en paléoécologie et biostratigraphie marine, en raison de leur abondance dans les sédiments marins de marge continentale (formes benthiques surtout) ou océaniques profonds (formes planctoniques surtout) et de leur dimension relativement grande facilitant leur observation et manipulation. Les foraminifères sont exclusivement marins et peuvent occuper différents habitats, pélagiques (formes planctoniques), épibenthiques ou endobiontes (formes benthiques). Leur test ou coquille fossilisable est constitué des plusieurs loges juxtaposées; la dimension des formes adultes est de l'ordre de  $10^2$   $\mu\text{m}$ . Les foraminifères planctoniques sont de bons marqueurs stratigraphiques pour l'intervalle couvrant du Jurassique à l'Actuel; la distribution des foraminifères benthiques s'étend du Cambrien à l'Actuel (Ordovicien à Actuel pour les formes calcaires). Les tests carbonatés des foraminifères constituent des objets utilisés de façon privilégiée pour des analyses géochimiques (éléments traces,  $\delta^{18}\text{O}$  et  $\delta^{13}\text{C}$ ,  $^{14}\text{C}$ ).

Dans les sédiments abyssaux, la concentration des foraminifères planctoniques est de l'ordre de  $10^3$  à  $10^5$  tests/cm<sup>3</sup>. Ils sont particulièrement abondants dans les milieux de moyennes et basses latitudes où ils peuvent constituer de véritables "boues calcaires à foraminifères" (*oozes*). Dans les

environnements profonds, sous la lysocline, la préservation des foraminifères planctoniques, et autres microfossiles calcaires, peut cependant être affectée par la dissolution: celle-ci peut être sélective, sinon totale.

### 2.1.2. Les ostracodes

La partie fossilisable des ostracodes est une carapace constituée de 2 valves calcifiées dont la dimension est de l'ordre de  $10^2$  à  $10^4$   $\mu\text{m}$ . Les ostracodes peuvent être présents dans tous les environnements sédimentaires, lacustres ou marins, et même terrestres. Ils présentent une grande diversité taxonomique et constituent des marqueurs stratigraphiques du Cambrien à l'Actuel. Les valves d'ostracodes peuvent faire l'objet d'analyses isotopiques.

### 2.1.3. Les ptéropodes

Les ptéropodes possèdent une coquille aragonitique dont les dimensions sont de l'ordre de  $10^2$  à  $10^4$   $\mu\text{m}$ . Les ptéropodes sont exclusivement marins et occupent la zone mésopélagique des océans. Ils peuvent être abondants et parfois constituer des oozes dans les sédiments marins des moyennes ou basses latitudes. En raison de la nature aragonitique de leur coquille, ils sont particulièrement sensibles à la dissolution. La distribution stratigraphique des ptéropodes fait l'objet de débats: leur présence dès le Cambrien a été proposée, mais les taxons appartenant de façon indubitable aux ptéropodes ne sont identifiés que du Crétacé à l'Actuel.

## 2.2. Préparation des échantillons.

### 2.2.1 Techniques de routine

*Equipement: balance de précision, plaque chauffante.  
Matériel divers: cylindre gradué de 50 ml, béciers de 250 ml, entonnoirs  
filtres Wathman n°4, tamis de 63  $\mu\text{m}$  et de 125  $\mu\text{m}$ ,  
flacon laveur d'eau distillée,  
pots de plastique de 250 ml, pots de nalgène de 12 ml, étiquettes.*

- 1- Préparer un cylindre gradué contenant 25  $\text{cm}^3$  d'eau distillée qui sera placé sur une balance préalablement mise sous tension et taré en amenant la valeur affichée à 0.0 g.
- 2- Mesurer environ 10  $\text{cm}^3$  de sédiment humide par déplacement d'eau dans le cylindre gradué. Noter le volume et le poids du sédiment humide ainsi sous-échantillonné.
- 3- Plier en quatre un filtre Wathman n° 4 et le déposer sur un entonnoir; placer l'entonnoir sur un pot de plastique de 250 ml identifié au numéro de l'échantillon; verser l'échantillon et nettoyer les parois du cylindre gradué à l'aide d'un flacon laveur afin de récupérer tout le sédiment.
- 4- Entreposer pot, entonnoir et filtre contenant l'échantillon sur une tablette afin que l'échantillon sèche à l'air ambiant (prévoir 24 à 72 heures).

- 5- Mesurer et noter le poids sec de l'échantillon (cette mesure permet de calculer le pourcentage d'eau dans le sédiment).
- 6- Transvaser le sédiment dans un bécher de 250 ml contenant environ 100 ml d'eau distillée; laisser l'échantillon se désagréger pendant environ 30 minutes.
- 7- Faire bouillir l'échantillon pendant 4 à 5 minutes (maximum 10).
- 8- Vider le contenu du bécher sur deux tamis 63  $\mu\text{m}$  et 125  $\mu\text{m}$  au-dessus du lavabo et nettoyer proprement l'échantillon à l'eau tiède du robinet (lorsque le volume total de l'échantillon est très limité, la fraction inférieure à 63  $\mu\text{m}$  est récupérée pour d'autres analyses).
- 9- Procéder à un rincage final des fractions grossières à l'eau distillée en les déposant sur des filtres Wathman n° 4; faire sécher à l'air ambiant.
- 10- Noter le poids des fractions grossières qui seront entreposées dans des pots Nalgene de 12 cm<sup>3</sup> identifiés au numéro de l'échantillon à l'aide du marqueur et des étiquettes pré-encollées.

### 2.2.2 Séparation par liqueurs denses

*Avertissement: cette technique requiert l'utilisation de tétrachlorure de carbone (CCl<sub>4</sub>). Ce solvant est très nocif, autant ses vapeurs que tout contact avec la peau. Travaillez toujours sous hotte et portez des gants de laboratoire.*

*Equipement: hotte.*

*Matériel divers: béciers de 250 ml, entonnoirs*

*filtres Wathman n°4,*

*pots de nalgène de 12 ml, étiquettes.*

*Produits chimiques: CCl<sub>4</sub> en solution (densité ~ 2)*

Lorsque les échantillons sont très sableux, il est possible de procéder à une séparation des microfaunes et de la fraction minérale en utilisant des liqueurs denses (e.g., tétrachlorure de carbone, CCl<sub>4</sub>). L'échantillon tamisé et sec est mélangé à une solution dense (densité >2) dans un bécher et la fraction surnageante est tamisée dans un filtre tel que décrit ci-dessus (la liqueur dense est récupérée pour utilisation ultérieure après la filtration). Plusieurs rincages sont nécessaires pour récupérer la totalité des microfaunes. La fraction minérale, qui décante dans le bécher, est ainsi séparée des microfaunes. Après séchage, les diverses fractions recueillies sont entreposées dans des pots de nalgène.

La technique de séparation par liqueur dense doit être effectuée sous hotte en raison de la toxicité et de la volatilité des produits employés. Il s'agit d'une technique qui est employée en dernier recours, puisqu'elle peut entraîner une contamination dommageable pour l'analyse chimique ultérieure de la microfaune.

### 2.2.3. Coloration des foraminifères vivants

*Produits chimiques: rose bengale en poudre, formol ou éthanol*

Le sédiment de surface peut renfermer une microfaune vivante. Les foraminifères endobenthiques vivent en effet dans le sédiment, jusqu'à quelques centimètres de profondeur. Afin de connaître l'habitat de certaines espèces ou

pour étudier les populations, il est utile de distinguer les foraminifères vivants des tests fossiles. Pour ce faire, on ajoute une solution de rose bengale dans le sédiment au moment de l'échantillonnage afin de colorer sélectivement les cellules vivantes.

La solution utilisée est un mélange de 2 g de rose bengale en poudre dans un litre de formol ou d'éthanol. La solution, préparée à l'avance, est mélangée au sédiment immédiatement après l'échantillonnage. On ajoute généralement 15 ml de la solution pour 10 cm<sup>3</sup> de sédiment. Les pots d'entreposage des échantillons doivent être bien scellés. L'échantillon ainsi coloré et entreposé peut être conservé pendant de nombreuses années. Les foraminifères vivants au moment de l'échantillonnage conserveront une pigmentation contrairement aux tests fossiles.

### 2.3. "Aliquotage" et tamisage

*Equipement: partiteur, séries de tamis (63, 125, 150, 250, 500 µm), plateau de comptage, pinceau...*

La richesse microfaunistique du sédiment peut être très variable. Pour ce qui concerne les foraminifères benthiques ou les ostracodes, le nombre d'individus par unité de volume est généralement faible: l'extraction de tous les spécimens présents dans la totalité de l'échantillon est souvent nécessaire pour l'analyse de populations statistiquement représentatives ( $N > 200$ ). Pour ce qui concerne les foraminifères planctoniques, le nombre d'individus par unité de volume peut être considérable. Lorsque la densité ou la concentration des microfossiles est très élevée, l'observation et le comptage sur un plateau ne peuvent être réalisés sur la totalité de l'échantillon. On procède alors à l'extraction d'une fraction représentative du faciès sédimentologique, chimique ou micropaléontologique de l'échantillon (partie aliquote ou un aliquot) à l'aide d'un partiteur qui permet une séparation sans fractionnements de l'échantillon en deux parties égales. L'échantillon peut subir une séparation mécanique autant de fois que nécessaire (X2, X4, X8, X16, X32...) afin d'obtenir un aliquot renfermant une population de densité raisonnable pour l'analyse. Il est important de noter quelle est la fraction de l'échantillon (1/2, 1/4, 1/8, 1/16, 1/32...) représentée par l'aliquot aux fins de calcul ultérieur des concentrations.

Outre l'aliquotage, des séparations granulométriques peuvent ou doivent être réalisées avant l'observation et le dénombrement. La séparation granulométrique dépend du type de microfossile qui est analysé. Pour ce qui concerne les foraminifères planctoniques, on procède à un tamisage à 150 µm et seules les formes  $\geq 150$  µm font l'objet d'un comptage systématique. Les petites formes et formes juvéniles sont ainsi exclues. Il s'agit d'une convention adoptée par les micropaléontologues (les banques de données de foraminifères planctoniques, destinées aux fonctions de transfert notamment, sont établies selon cette convention). Pour ce qui concerne les foraminifères benthiques, il n'existe pas de convention formelle et une certaine dissension existe au sein de la collectivité des micropaléontologues. Au vu des petites dimensions de certains

taxons (e.g., *Stetsonia* qui caractérise les milieux polaires), plusieurs micropaléontologues préconisent l'analyse des microfaunes dans la fraction > 63 µm. Cependant, la plupart des micropaléontologues n'identifient les foraminifères benthiques que dans la fraction ≥125 µm afin d'éviter le dénombrement des formes juvéniles, souvent abondantes et difficiles à identifier. Au GÉOTOP, nous avons adopté une position intermédiaire: les comptages se font dans trois fractions granulométriques, notamment afin d'établir la structure d'âge des populations; les fractions ≥250 µm et 125<Ø<250 µm font l'objet d'identification et de dénombrement alors que la fraction 63<Ø<125 µm ne fait l'objet que d'un comptage global (en séparant formes calcaires et agglutinées) pour calculer les concentrations. Pour ce qui concerne les ostracodes, il n'existe pas de convention, mais la fraction ≥63 µm est le plus souvent utilisée. Les ptéropodes sont généralement analysés dans la fraction ≥150 µm, comme les foraminifères planctoniques.

#### 2.4 Comptage et calcul des concentrations

Après aliquotage et tamisage, les microfaunes sont étendues de la façon la plus uniforme possible sur un plateau pour observation sous la loupe binoculaire. Les microfaunes font alors l'objet d'un dénombrement systématique. Toutefois, en dépit de la partition, le nombre d'individus dans l'aliquote peut être trop élevé pour justifier un comptage systématique. Il est alors possible de procéder à une analyse partielle de l'aliquote en ne dénombrant les individus que sur une partie du plateau d'observation. Ce plateau est en effet divisé en sections carrées de superficie égale; un nombre restreint d'entre eux, répartis aléatoirement, peut faire l'objet d'un comptage systématique. Dans un tel cas, il est nécessaire de noter le nombre de carrés analysés, par rapport au nombre total de carrés du plateau, soit la fraction de la surface de plateau analysée. Une distribution aléatoire des carrés analysés est importante car les microfossiles se distribuent souvent sélectivement sur le plateau selon leur forme (plus ou moins ronde), leur dimension ou leur poids.

Les dénombrements réalisés par comptage systématique sur la superficie totale ou partielle du plateau permettent de calculer, par extrapolation, la concentration des microfaunes dans le sédiment, soit le nombre d'individus par unité de poids ou de volume du sédiment initial.

$$\text{La concentration } (C) = \frac{n \times a \times s}{pse}$$

- "n" représente la somme des microfossiles dénombrés
- "a" est le nombre de partitions, soit 1/fraction aliquote
- "s" est le rapport entre la superficie du plateau et la superficie analysée
- "pse" est le poids ou volume initial de l'échantillon.

#### 2.5. Extraction des foraminifères pour les analyses isotopiques

L'extraction des tests carbonatés de foraminifères benthiques ou planctoniques aux fins d'analyses isotopiques ( $\delta^{13}\text{C}$  et  $\delta^{18}\text{O}$ ) se fait habituellement sur les résidus palynologiques ( $>120\ \mu\text{m}$ ; voir chapitre 5). Toutefois, si ces résidus ne contiennent pas assez de foraminifères (cela est souvent le cas pour les formes benthiques), il est possible d'utiliser les microfaunes issues des préparations microfaunistiques.

Les analyses de la composition isotopique des foraminifères sont réalisées sur des populations monospécifiques, en raison de fractionnements spécifiques ou d'habitats différents des espèces. Par ailleurs, afin d'éviter toute contamination, il faut éviter de prélever des spécimens renfermant des argiles en dépit du tamisage ou des individus ayant subi une pyritisation.

L'analyse isotopique des formes planctoniques se fait généralement à partir de 50 tests de la même espèce et de taille déterminée (e.g. *Neogloboquadrina pachyderma* levogyre généralement prélevé dans la fraction  $150\text{-}250\ \mu\text{m}$ ). L'espèce à extraire dépend des assemblages présents, eux-même fonction du lieu de prélèvement de la carotte analysée. Techniquement, il est possible d'obtenir une mesure à partir de l'analyse de 10 à 15 tests de foraminifères planctoniques. Toutefois, il est préférable d'analyser une quantité uniforme pour simplifier les opérations sur le spectromètre de masse; par ailleurs, une cinquantaine d'individus représentent une population statistiquement plus satisfaisante (le poids d'un élément étranger, issu de bioturbations profondes ou d'un transport latéral par exemple, y est peu important).

Les tests sont déposés sur des lames micropaléontologiques à un ou deux trous préalablement identifiées au numéro de l'échantillon (mission, carotte, profondeur). En plus du numéro de l'échantillon, on inscrit sur les lames et dans le cahier de manipulation le nombre de foraminifères extraits.

Le nombre de foraminifères benthiques nécessaires à une analyse isotopique varie selon la taille des espèces analysées (entre 10 et 100 tests). Les espèces analysées, de préférence épibenthiques, dépendent des assemblages et diffèrent d'une carotte à l'autre. En général, 4 à 5 espèces sont extraites simultanément afin d'obtenir une série composite. Il est en effet assez rare qu'une même espèce benthique soit présente dans la totalité d'une séquence sédimentaire, en particulier lorsque le site de carottage a enregistré des variations environnementales importantes.

## 2.6. Extraction des foraminifères pour les mesures $^{14}\text{C}$ .

L'analyse des foraminifères par spectrométrie de masse (AMS) requiert environ 50 mg de carbonate. Il est toutefois possible d'obtenir des mesures à partir de moindres quantités (10 mg est un minimum). Les analyses sont généralement effectuées sur des populations monospécifiques de foraminifères planctoniques prélevés dans la fraction  $>120\ \mu\text{m}$ . Les foraminifères sont extraits des résidus palynologiques ou des préparations micropaléontologiques (après s'être assuré que les dénombrements et les analyses isotopiques ont été réalisés).

Un cahier de laboratoire est tenu pour les prélèvements aux fins d'analyses  $^{14}\text{C}$ . On y retranscrit les numéros des échantillons, le nom des taxons extraits, et le poids total des foraminifères.

### 3.- TECHNIQUES DE PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS POUR L'ANALYSE DES COCCOLITHES ET AUTRES NANOFOSILES CALCAIRES

#### 3.1. Généralités

Les nanofossiles calcaires sont des microfossiles de petite taille (2 à 50  $\mu\text{m}$ ) composés de carbonate de calcium. Dans les sédiments marins, ils constituent de bons marqueurs biostratigraphiques pour l'intervalle couvrant du Jurassique à l'Actuel.

Parmi les nanofossiles calcaires, les coccolithes sont le groupe dominant. Les coccolithes sont des plaques formant l'armature des coccolithophoridées, algues unicellulaires biflagellées appartenant à la division des Chrysophytes. Les nanofossiles calcaires comprennent également les kystes de quelques dinoflagellés, qui sont des algues unicellulaires biflagellées appartenant à la division des Pyrrophytes. D'autres nanofossiles calcaires sont observés dans les sédiments mésozoïques (e.g. *Nannoconus*, *Schizophaerella*); leurs affinités biologiques ne sont pas connues.

Les coccolithes peuvent être présents en très grand nombre dans les sédiments pélagiques (de l'ordre du million ou du milliard d'individus par  $\text{cm}^3$ ); ils constituent parfois des *oozes*. Dans les milieux abyssaux, sous la lysocline, la préservation des coccolithes peut cependant être affectée par la dissolution du carbonate de calcium.

Le principe de la préparation d'un échantillon pour l'analyse des nanofossiles calcaires est simple. Des frottis sont utilisés dans beaucoup de cas. Il est toutefois souhaitable de défloculer et homogénéiser l'échantillon afin de préparer des lames sur lesquelles les nanofossiles sont répartis uniformément.

L'observation et le comptage des nanofossiles calcaires se fait au microscope optique polarisant (lumière transmise) sous de forts grossissements (1000X). La rotation de la lame sur une platine rotative est utile pour observer certaines structures dont la visibilité dépend de l'angle de réflexion. Le contraste de phase est occasionnellement utilisé. La qualité de l'observation est meilleure au microscope électronique à balayage qu'au microscope optique. Le microscope électronique à balayage, qui ne permet pas des dénombrements exhaustifs, est utilisé surtout à des fins taxonomiques, sinon pour observer des microstructures particulières (par exemple, des figures de dissolution). Le comptage de routine se fait généralement au microscope polarisant. Les préparations pour observation au microscope optique ou au microscope électronique sont identiques, sauf pour ce qui concerne le montage des lames.

### 3.2. Préparation des échantillons

*Equipement: balance de précision, étuve, cuve à ultra-son,  
Matériel divers: plats de Pétri (diamètre de 60 mm), béchers de 100 ml,  
lames, lamelles (22 \* 22 mm),  
flacon laveur d'eau distillée,  
résine synthétique (Hyrax)  
pots de plastique de 8 ml, étiquettes*

- 1- Sous-échantillonner 1cm<sup>3</sup> de sédiment frais.
- 2- Faire sécher le sous-échantillon à l'étuve (40°C) pendant plus de 12 heures dans un plat de pétri en verre préalablement identifié et pesé.
- 3- Noter le poids sec total et transférer le sédiment dans un petit pot de plastique de 8 ml identifié (la mesure du volume et celle du poids sec sont indispensables pour les calculs de concentrations par unité de volume. Il est à noter, par ailleurs, que le résidu du sous-échantillon sec peut être ultérieurement utilisé pour des analyses géochimiques).
- 4- Prélever environ 0.01 g de sédiment sec et le transférer dans un bécher de 100 ml. La mesure du poids du sous-échantillon se fait sur une balance de précision (la mesure du poids exact du sous-échantillon traité est utilisée pour calculer les concentrations).
- 5- Ajouter au sédiment 2.0 ml d'eau distillée.
- 6- Procéder à une brève sonification en plaçant le bécher dans une cuve à ultra-sons pendant un intervalle de 30 secondes à 1 minute. Cette étape est destinée à désagréger et défloculer le sédiment.
- 7- Coller 2 lamelles de 22x22 mm au fond d'un plat de Pétri en verre dont le diamètre est de 60 mm.
- 8- Verser le sédiment défloculé dans le plat de Pétri et rincer le surplus de sédiment du bécher avec 1-2 ml d'eau distillée qui sera récupéré dans le Pétri.
- 9- Secouer à quelques reprises le plat de Pétri pour homogénéiser le sédiment sur toute la surface.
- 10- Sécher à l'étuve (40°C) pendant un minimum de 8 heures.
- 11- Une fois sec, les deux lamelles sont alors transférées avec une pince dans deux petits plats de Pétri en plastiques, identifiés au numéro de l'échantillon. Elles y sont entreposées jusqu'au moment de l'analyse.
- 12- Une lamelle est montée de façon permanente dans une résine synthétique (HYRAX) pour les comptages des nanofossiles au microscope polarisant. L'autre est destinée à des observations éventuelles au microscope électronique à balayage (MEB).

### 3.3. Comptage des coccolithes au microscope polarisant

L'observation et le comptage des coccolithes se fait au microscope polarisant à un grossissement de 1000X à 1200X. Les coccolithes étant généralement très abondants, le dénombrement de tous les individus présents sur la lame serait une tâche ardue. Les comptages se font donc à partir d'un

certain nombre de champs optiques distribués aléatoirement sur la lame. En principe, lorsque la préparation est adéquate, les coccolithes sont répartis de façon à peu près uniforme sur la lame. Des tests de reproductibilité des dénombrements ont montré un coefficient de variation d'environ 10 % d'un champ à un autre.

Les coccolithes sont dénombrés dans un minimum de 10 champs optiques. Lorsque les concentrations sont faibles, un nombre plus grand de champs est analysé jusqu'à une somme minimale de 300 individus. Dans le cas d'un échantillon renfermant très peu de coccolithes, le balayage de la surface totale de la lame peut s'avérer indispensable.

Afin de calculer la surface analysée, le diamètre des champs optiques doit être mesuré. La dimension du diamètre de champ dépend du grossissement et peut varier d'un microscope à un autre; sa mesure s'effectue avec une lame micrométrique.

### 3.4. Calcul des concentrations

Les dénombrements réalisés permettent de calculer, par extrapolation, la concentration des coccolithes dans le sédiment, soit le nombre d'individus par unité de poids ou de volume.

Les champs analysés sont considérés comme une partie aliquote du sous-échantillon préparé. Il suffit donc de connaître le rapport entre la superficie des champs analysés et celle du plat de pétri pour calculer le nombre de coccolithes dans le sous échantillon traité:

$$N = \frac{n \times \pi (rp)^2}{nc \times \pi (rc)^2} = \frac{n \times (rp)^2}{nc \times (rc)^2}$$

- "N" représente le nombre de coccolithes dans le sous échantillon
- "n" représente la somme des coccolithes dénombrés
- "rp" est le rayon du plat de Pétri
- "nc" correspond au nombre de champs analysés
- "rc" est le rayon d'un champ

Le poids du sous-échantillon ( $p_{se}$ ) étant connu, ainsi que celui correspondant à l'échantillon initial ( $p_e$ ) de 1 centimètre cube, une simple règle de trois permet de calculer la concentration ( $C$ ),

$$\text{soit } C = \frac{N \times p_e}{p_{se}}$$

## 4. TECHNIQUES DE PRÉPARATION DU SÉDIMENT POUR L'ANALYSE DES DIATOMÉES ET AUTRES MICROFOSSILES SILICEUX

### 4.1. Généralité

Les sédiments lacustres et marins peuvent renfermer d'abondants microfossiles siliceux. En milieu marin, la microfaune siliceuse est représentée par les endosquelettes des radiolaires (protistes de la division des Sarcodiniés et de la classe des actinopodes) et des ébridiens (Protistes de la division des Pyrrophytes), ainsi que par des spicules de silicisponges. Parmi les algues marines, plusieurs livrent des microfossiles siliceux: les diatomées (classe des bacillariophycées) dont les frustules et kystes de résistance sont fossilisables; plusieurs représentants de la classe des chrysophycées (kystes de chrysonomades et endosquelettes de silicoflagellés) ainsi que de rares dinoflagellés (endosquelette d'*Actiniscus* notamment). Dans les sédiments lacustres, la microflore siliceuse comprend essentiellement des diatomées et kystes de chrysophytes.

Les microfossiles siliceux les plus fréquents dans les dépôts quaternaires sont les frustules des diatomées dont les dimensions sont de l'ordre de 10 à 100 micromètres. Les diatomées constituent en effet l'élément dominant de la productivité primaire dans la plupart des milieux lacustres et marins. Leurs concentrations peuvent atteindre des millions d'individus par litre dans la colonne d'eau, et des centaines de millions de frustules par centimètre cube dans le sédiment. Les diatomées peuvent ainsi constituer des *oozes* ou diatomites. Les diatomées constituent de bons marqueurs stratigraphiques pour l'intervalle couvrant du Crétacé à l'Actuel, mais sont surtout utilisées en biostratigraphie du Néogène. La distribution des diatomées qui dépend des température et salinité ainsi que des caractéristiques chimiques des eaux (pH, nutriments...) est beaucoup exploitée en paléocéanographie des régions circumpolaires et en paléolimnologie.

L'abondance des microfossiles siliceux dans le sédiment dépend de la production des microfaune et microflore siliceuses, mais peut être fortement affectée par la dissolution. La saturation en silice de la colonne d'eau et des milieux sédimentaires qui est excessivement variable est un facteur déterminant. En général, un pH faible (< 7) et des vitesses d'accumulation rapides favorisent une meilleure préservation de la silice biogénique. En milieu alcalin, souvent caractérisé par une sous-saturation en silice, une dissolution est fréquente. Celle-ci peut être sélective, sinon totale. Les assemblages de radiolaire ou de diatomées, dont les squelettes et frustules sont formés d'opale relativement fragile, sont souvent affectés par la dissolution.

Les techniques de préparation présentées ci-dessous sont essentiellement destinées à l'analyse des diatomées. Toutefois, ces préparations permettent l'observation des autres microfossiles siliceux.

## 4.2. Préparation des échantillons

Il existe de nombreuses techniques de préparation des échantillons pour l'analyse des microflores siliceuses. De simple frottis peuvent être faits pour une observation sommaire. La préparation des échantillons pour l'analyse des nanofossiles peut également être utilisée afin de réaliser des dénombrements quantitatifs (voir 3.2). Toutefois, une meilleure observation permettant l'identification des espèces est facilitée par des traitements complémentaires destinés à éliminer les carbonates et la matière organique. Les techniques de préparation décrites ci-dessous sont adaptées pour une analyse systématique des microflores siliceuses.

*Equipement: balance de précision, étuve, centrifugeuse, bloc chauffant pour tubes à centrifuger*  
*Matériel divers: tubes à centrifuger de 50 ml, béciers de 100 ml, tamis en Nitex de 10 µm,*  
*Flacon laveur d'eau distillée, étiquettes*  
*Produits chimiques: acide chlorhydrique (HCl -10%), peroxyde (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> - 30%), solution de phénol*

- 1- Sous-échantillonner 1 à 2 cm<sup>3</sup> de sédiment (noter le volume et le poids).
- 2- Faire sécher le sous-échantillon à l'étuve (60° C) pendant 24 heures, sinon à l'air libre jusqu'à assèchement complet (noter le poids sec).
- 3- Prélever 1.0 gramme de sédiment sec et le transférer dans un tube à centrifugation de 50 ml.
- 4- Ajouter 15 ml d'acide chlorhydrique (HCl - 10%) et laisser réagir quelques minutes.
- 5- Ajouter 15 ml de peroxyde (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>- 30%) et chauffer doucement le mélange pendant environ 20 minutes (95°C) ou jusqu'à ce que la réaction soit terminée. (il est nécessaire de surveiller la réaction afin d'éviter un débordement en agitant doucement).
- 6- Laisser refroidir quelques minutes. Ajouter 15 ml d'eau distillée. Centrifuger pendant 10 minutes à 2000 rpm.
- 7- Eliminer le surnageant. Remplir d'eau distillée (45 ml). Centrifuger de nouveau. (répéter 3 fois l'opération de rinçage).
- 8- Tamiser l'échantillon sur un filtre en nitex de 10 µm et récupérer les deux fractions (<10 µm et > 10 µm).
- 9- Diluer chaque fraction dans 25 ml d'eau distillée dans un pot en verre préalablement étiqueté. Ajouter quelques gouttes de phénol. Bien mélanger.

### 4.3. Préparation des lames minces

*Equipement: plaque chauffante, micropipette (0.5 ml).  
Matériel divers: embouts de micropipette, lames et lamelles (22 \* 22 mm)  
résine synthétique (Hyrax), étiquettes.*

- 1- Préparer deux lamelles (22 x 22 mm) et les déposer sur une plaque chauffante à basse température.
- 2- Pipeter un volume de 0.5 ml (fraction >10 µm) et de 0.2 ml (fraction <10µm) et déposer le liquide sur la lamelle attribuée à chacune des fractions. Étendre de façon homogène le liquide (note: le volume pipeté dépend de la concentration de cellules de diatomées dans l'échantillon).
- 3- Laisser sécher les lamelles.
- 4- Déposer 1 goutte d'Hyrax (colle de montage) sur chaque lame, et y déposer les lamelles.
- 5- Chauffer les lames jusqu'à ébullition de l'Hyrax pour permettre l'évaporation totale du toluène (note: il ne faut pas surchauffer afin d'éviter le durcissement précoce et le jaunissement du médium de montage).
- 6- Retirer de la plaque chauffante. Ajuster les lamelles et éliminer les bulles d'air et l'excès de colle.
- 7- Faire un double de chaque échantillon.

### 4.4. Comptage des diatomées au microscope optique

L'observation et le comptage des diatomées sont généralement réalisés au microscope optique en lumière transmise naturelle à des grossissement variant de 250X à 1250X. Afin d'augmenter le contraste et de faciliter l'observation de certaines structures, le contraste de phase ou des filtres de couleur sont d'usage fréquent.

Selon la densité des diatomées sur la lame, les comptages sont effectués sur une fraction aliquote plus ou moins importante de la superficie. En général, on réalise les dénombrements sur un certain nombre de lignes réparties de façon uniforme sur la lame. Le rapport entre la superficie balayée et la superficie totale de la lamelle doit être connu pour le calcul ultérieur des concentrations.

Le dénombrement des diatomées se fait généralement sur la base du nombre de valves, les frustules entiers étant rarement préservés (2 valves emboîtées l'une dans l'autre constituent le frustule). Une attention particulière doit donc être portée à l'empilement éventuel des valves d'un même frustule, ou de plusieurs frustules dans le cas de diatomées coloniales. Une fragmentation des valves est fréquente. Elle peut être due à un bri mécanique synsédimentaire, postsédimentaire, à des manipulations brutales de l'échantillon ou à une dissolution partielle de l'opale fragilisant la structure valvaire. Dans le cas de fragmentations, les fragments de diatomées centrales ne sont comptés ( $N = 1$ ) que lorsque le noeud central peut être observé; les fragments de diatomées pennales ne sont comptés ( $N = 1/2$ ) que lorsque l'une des extrémités est observée. Les résultats

de comptage sont présentés en nombres de valves, sinon en nombre de frustules (nombre de valves /2) par unité de poids ou de volume.

#### 4.5. Calcul des concentrations

Les dénombrements réalisés permettent de calculer, par extrapolation, la concentration des diatomées dans le sédiment, soit le nombre de valves ou de frustules par unité de poids ou de volume.

Une série de règles de trois permet le calcul des concentrations comme suit:

1. Nombre de valves par volume pipeté (VP) = nombre de valves dénombrées X (superficie analysée /superficie totale).

Note: VP doit être calculé dans les deux fractions préparée, < 10µm et > 10µm

2. Nombre de valves >10µm par gramme de sédiment sec (Vg > 10µm) = VP X volume pipeté / volume total de la suspension de la fraction >10µm).

2'. Nombre de valves <10µm par gramme de sédiment sec (Vg < 10µm) = VP X volume pipeté / volume total de la suspension de la fraction <10µm).

3. Nombre de valves par gramme = Vg > 10µm + Vg < 10µm

Note: si le poids de l'échantillon sec n'est pas égal à 1.00 gramme, une règle de trois supplémentaire est nécessaire au calcul de la concentration par unité de poids. Par ailleurs, le rapport volume/poids sec étant connu, il est possible de calculer les concentrations par unité de volume.

## 5. TECHNIQUES DE PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS POUR L'ANALYSE PALYNOLOGIQUE (POLLEN ET SPORES, KYSTES DE DINOFLAGELLÉS ET AUTRES PALYNOMORPHES)

### 5.1 Généralités

A l'origine, le terme palynologie s'appliquait surtout à l'étude du pollen (*palynos* = poussière). Par extension, la palynologie traite maintenant de tous les microfossiles à membrane organique réfractaire formée soit de chitine soit de sporo-pollinine, résistante aux acides chlorhydrique et fluorhydrique. Ces microfossiles comprennent des kystes d'algues et les réseaux organiques de différents protistes; ils sont regroupés sous le terme de palynomorphes.

L'analyse palynologique requiert un traitement préalable du sédiment de façon à concentrer les palynomorphes et à favoriser leur observation au microscope. Les techniques de préparation du sédiment relèvent à la fois de séparations mécaniques (tamisage et/ou séparation par liqueur dense) et de traitements chimiques (acides chlorhydrique et fluorhydrique, potasse...). Les protocoles de laboratoire sont différents selon le type de sédiment étudié (organique ou terrigène) et l'objectif de l'analyse (dénombrement ou taxinomie). Après le traitement, le résidu qui renferme les palynomorphes fait l'objet d'un montage entre lame et lamelle pour l'analyse au microscope. L'observation des

palynomorphes, dont les dimensions sont généralement comprises entre 5 et 150  $\mu\text{m}$ , se fait à de forts grossissements ( $> 250 \times$ ) sous microscope optique en lumière transmise, sinon au microscope électronique à balayage. Différentes techniques de microscopie optique peuvent être utilisées: contraste interférentiel et fluorescence notamment.

La palynologie est certainement l'une des plus importantes disciplines micropaléontologiques: elle permet l'étude de tous les types de dépôts fins: précambriens à l'actuels, terrestres, lacustres ou marins. Les palynomorphes ont l'avantage par rapport à d'autres microfossiles d'être facilement conservés, en dépit d'une dissolution des silicates ou des carbonates. La préservation des palynomorphes peut toutefois être affectée par une oxydation poussée de la matière organique, en milieu sub-aérien ou dans un environnement très basique par exemple.

La palynologie est un outil privilégié en paléoécologie puisqu'elle permet de reconstituer les paléomilieux marins ou lacustres. Dans la mesure où les palynomorphes constituent l'essentiel de la matière organique réfractaire, la palynologie peut être utilisée comme traceur de l'origine et de la nature du carbone organique. Par ailleurs, en géologie sédimentaire et pétrolière, les palynofacies et l'état d'altération des palynomorphes sont exploités comme traceurs de diagénèse.

Dans le domaine de la paléoécologie du Quaternaire, la palynologie peut être divisée en deux sous-disciplines majeures: la palynologie terrestre qui concerne surtout l'étude du pollen et des spores; la palynologie marine qui repose essentiellement sur l'étude des kystes de dinoflagellés.

#### 5.1.1. Le pollen, les spores et autres palynomorphes continentaux

Les sédiments lacustres, renferment généralement un grand nombre de microfossiles organiques. Parmi les microfossiles organiques, les plus communs sont le pollen et les spores qui constituent les corps reproducteurs des plantes vasculaires (divisions des spermatophytes et des ptéridophytes, respectivement). Les spores de mousses (bryophytes) et de champignons (mycophytes) sont également composés de chitine et sont fossilisables. En milieu aquatique continental, plusieurs algues livrent des microfossiles organiques: certaines chlorococcales et zygnematales (division des chlorophytes), ainsi que certaines dinophycées (division des pyrrophytes). Dans les sols et milieux lacustres, les réseaux organiques de thécamoebiens (protozoaires de la classe des rhizopodes) sont aussi fossilisés.

Le pollen et les spores sont les microfossiles les plus utilisés à des fins paléoenvironnementales et paléoclimatiques. Produits en grand nombre par les plantes vasculaires et se conservant bien, ils sont très abondants dans les sédiments lacustres ( $10^3$ - $10^6$  /  $\text{cm}^3$ ). Leur morphologie permet une identification au niveau du genre, souvent de l'espèce. Les assemblages polliniques fournissent une image de la végétation; ils permettent de reconstituer les paysages végétaux du passé et, par suite de retracer l'évolution du climat.

Les spores et le pollen sont utilisés pour retracer la phylogénie des plantes vasculaires qui se sont développées à partir du Silurien. Ils constituent de bons marqueurs stratigraphiques et paléogéographiques

### 5.1.2. Les kystes de dinoflagellés et autres palynomorphes marins

En milieu marin, les kystes de dinoflagellés (classe des dinophycées) constituent l'élément dominant des assemblages de palynomorphes. Les spores de certaines prasinophytes (division des chlorophytes), les réseaux organiques de tintinnides (classe des ciliés) et de foraminifères benthiques (classe des rhizopodes), ainsi que les chitinozoaires et les acritarches (groupes éteints dont les affinités sont incertaines) sont également des microfossiles organiques que l'on peut observer dans des sédiments marins.

En paléocéanographie et en paléoclimatologie, les kystes de dinoflagellés s'avèrent de précieux indicateurs. Les kystes, qui constituent des hypnozotes liés aux fonctions reproductrices (phase diploïde du cycle biologique des dinoflagellés), fournissent une image de la productivité dans la zone photique. La distribution actuelle des assemblages de kystes de dinoflagellés paraît étroitement liée aux conditions physico-chimiques de l'environnement: nutriments, température, salinité, saisonnalité, couverture de glace de mer. Les kystes de dinoflagellés sont particulièrement abondants dans les sédiments marins des milieux de marge continentale, estuariens et épicontinentaux ( $10^2$ - $10^5$  kystes/cm<sup>3</sup>).

Les kystes de dinoflagellés sont de bons indicateurs biostratigraphiques pour l'intervalle allant du Jurassique à l'Actuel, leur acmé marquant le Crétacé. Les acritarches, dont certains représentants seraient les ancêtres des dinoflagellés, constituent d'excellents marqueurs biostratigraphiques du Protérozoïque, Paléozoïque et Mésozoïque. Les Chitinozoaires sont aussi beaucoup utilisés en biostratigraphie du Paléozoïque.

## **5.2. Préparation et traitement des échantillons**

La densité des palynomorphes dans le sédiment est relativement faible, de l'ordre de  $10^1$  à  $10^5$  individus par unité de volume. Le volume de sédiment traité dépend du type de sédiment étudié. L'analyse pollinique de dépôts lacustres peut être réalisée à partir de 1 cm<sup>3</sup>. L'analyse palynologique de dépôts marins requiert généralement le traitement de 5 cm<sup>3</sup> de sédiments. Les préparations en laboratoire consistent à concentrer les palynomorphes à partir de manipulations mécaniques (tamisages multiples) et de traitements chimiques. Il faut prévoir un minimum de 2 jours pour préparer les échantillons.

Les échantillons sont traités préférentiellement par paires pour équilibrer les tubes lors des centrifugations. Des séries de 6, sinon 12 échantillons sont préparés simultanément. On utilise systématiquement l'eau distillée lors des rinçages et des différentes manipulations. Toute centrifugation est précédée de l'équilibration des tubes avec de l'eau distillée sur une balance destinée à cette fin.

### 5.2.1. Pré-traitement des échantillons

*Equipement: plaques magnétiques, plaque chauffante, centrifugeuse, micropipette (0.5 ml)*

*Matériel divers: agitateurs magnétiques, cylindre gradué de 25 ml, tubes à centrifuger de 50 ml, béchers de 250 ml, embouts de micropipettes*

*tamis en Nitex de 10 µm et de 120 µm, flacon laveur d'eau distillée, étiquettes*

*Produits chimiques: métaphosphate de sodium (Na(PO<sub>4</sub>)<sub>6</sub>-10%), solution de phénol*

*Autres: suspension de pollen marqueur dans un Erlenmeyer (voir 5.6)*

- 1- Au moins une heure avant le début des opérations, procéder à l'homogénéisation par agitation magnétique de la suspension de pollen marqueur (*Eucalyptus globulus*) conservée dans un erlenmeyer.
- 2 - Remplir les fiches dans le cahier de laboratoire et numéroter les séries d'échantillons dans le cahier.
- 3 - Prélever 5 cm<sup>3</sup> de sédiment (e.g. en général pour les sédiments marins), mesuré par déplacement d'eau dans un cylindre gradué.
- 4 - Transférer chaque échantillon dans un bécher identifié. À cette étape, un défloculant (quelques gouttes d'une solution de métaphosphate de sodium (Na(PO<sub>4</sub>)<sub>6</sub> - 10 %) peut être utilisé pour désagréger les argiles.
- 5 - Faire bouillir le sédiment 4 à 6 minutes pour le désagréger.
- 6 - Ajouter 0.5 ml de la solution calibrée de pollen marqueur à l'aide d'une micropipette (il est utile de vérifier régulièrement la précision de la micropipette) dont l'embout est remplacé pour chaque échantillon.
- 7 - Filtrer chaque échantillon à l'aide d'un montage de tamis 120µm et 10µm superposés (l'écoulement à travers le tamis de 10µm est accéléré par l'usage d'un agitateur magnétique). Les fractions >120µm et < 10µm sont récupérées dans des contenants préalablement identifiés. Faire sécher à l'étuve (40°C) la fraction <10 µm que vous aurez récupéré dans un sac de plastique bien identifié. Cette fraction est conservée pour l'analyse éventuelle des argiles.
- 8 - Transférer la fraction comprise entre 10 et 120µm dans un tube à fond conique dûment identifié.
- 9 - Centrifuger le tube à 2000 rpm pendant 10 minutes et vider le surnageant.

### 5.2.2 Traitements chimiques

*Avertissement:* les traitements chimiques consistent en attaques du sédiment avec des acides chlorhydrique (HCl) et fluorhydrique (HF) afin d'éliminer les minéraux carbonatés et siliceux respectivement. L'acide fluorhydrique, en particulier, est très dangereux: tout contact ou inhalation doivent être évités. Le port de gants, celui d'un sarrau et de lunettes de protection sont de rigueur. Les manipulations sont exclusivement faites sous hotte résistante aux acides. Après usage, les acides sont jetés dans des contenants de produits toxiques, selon les règles en vigueur dans la province. Avant chaque manipulation d'acide fluorhydrique, l'application d'une crème protectrice sur les mains est suggérée. À la fin des manipulations un lavage à l'eau savonneuse est fortement conseillé:

*l'expérience nous a démontré que les gants de laboratoire n'offrent pas une sécurité totale. L'utilisation des coussins absorbants est indiquée pour tout déversement important d'acide, sauf pour le HF. Si le déversement de HF a lieu sous la hotte, on peut neutraliser l'acide avec du NaOH. Dans le cas de contact cutané avec du HF, rincer et laver à l'eau froide savonneuse pendant une quinzaine de minutes et appliquer la crème antidote (disponible dans le laboratoire) selon les directives (le contact avec du HF ne s'accompagne pas d'une sensation de brûlure immédiate, mais se fait sentir profondément dans les tissus après quelques minutes; dans le doute, il est recommandé de procéder aux rinçage et lavage immédiatement).*

*Équipement: centrifugeuse, bloc chauffant pour tubes à centrifuger, vibreur électrique*  
*Matériel divers: cylindre gradué de 25 ml, tubes à centrifuger de 50 ml, tubes à fond conique de 8 ml, spatules métalliques,*  
*tamis en nitex de 10 µm et de 120 µm,*  
*flacon laveur d'eau distillée, étiquettes*  
*Produits chimiques: acide chlorhydrique (HCl -10%), acide fluorhydrique (HF - 48%), potasse (KOH- 10%).*

10 - Homogénéiser le culot et ajouter quelques millilitres d'une solution de HCl à 10%. Mélanger ensuite le culot avec une spatule métallique en ajoutant progressivement du HCl (la solution de HCl est versée progressivement de façon à éviter des réactions trop violentes pouvant entraîner un débordement). Noter l'intensité de la réaction dans le cahier de laboratoire. Placer les tubes dans un bloc chauffant pendant une vingtaine de minutes afin que la réaction se complète. Centrifuger à 2000 rpm pendant 10 minutes. Vider le liquide surnageant dans le contenant approprié et homogénéiser le culot soit avec une spatule soit à l'aide du vibreur électrique.

Note: lorsque la réaction est terminée, l'acide prend une teinte verdâtre ou brunâtre. Dans le premier cas, la majeure partie du culot est sans doute minérale. Dans le deuxième cas, il est probable que le culot contient beaucoup de matière organique: un traitement à la potasse (KOH - 10%) sera nécessaire pour compléter les traitements chimiques.

11 - Ajouter quelques millilitres d'acide fluorhydrique (HF - 49%). Mélanger le culot à l'aide d'une spatule métallique en ajoutant progressivement l'acide (le HF est versé progressivement de façon à éviter des réactions trop violentes pouvant entraîner un débordement). Noter l'intensité de la réaction dans le cahier de laboratoire. Placer les tubes dans le bloc chauffant pendant une vingtaine de minutes en remuant régulièrement de façon à faciliter une réaction complète. Centrifuger à 2000 rpm pendant 10 minutes. Vider le surnageant dans le contenant approprié et homogénéiser le culot avec une spatule (l'usage du vibreur électrique est peu recommandé car de petites gouttes de HF peuvent alors être projetées).

12 - Procéder à un traitement à l'HCl à chaud pendant vingt minutes (cf. étape 10) afin d'éliminer les gels fluorosilicatés formés lors de la réaction avec le HF.

Centrifuger à 2000 rpm pendant 10 minutes. Vider le liquide surnageant et homogénéiser le culot.

13 - Les étapes précédentes (11 et 12) sont répétées une, deux ou trois fois, soit jusqu'à ce que les silicates et fluorosilicates soient complètement dissous. Les traitements HF peuvent être faits de nuit en laissant le culot reposer dans l'acide (cf. étape 11).

14 - Lorsque les échantillons contiennent beaucoup de matière organique, il est souhaitable de procéder à un traitement à la potasse (KOH - 10%) pendant un maximum de 10 minutes, suivi d'une centrifugation. Un tel traitement est destiné à défloculer la matière organique; il ne doit en aucun cas être prolongé puisqu'il peut alérer la membrane organique de certains kystes de dinoflagellés (peridiniales en particulier).

15 - A la fin des traitements chimiques, rincer le culot à l'eau distillée pour éliminer les résidus d'acide. Centrifuger puis vider le liquide surnageant.

16 - Un dernier tamisage à 120 et 10 $\mu$ m est réalisé.

17 - Récupérer la fraction comprise entre 10 et 120 $\mu$ m et centrifuger pendant 10 minutes. Vider le surnageant et transférer le culot dans des tubes à fond conique de 8 ml que l'on fait centrifuger à nouveau pendant 10 minutes. Le culot sera alors près à être monté entre lame et lamelle pour observation subséquente au microscope optique.

### 5.2.3 Traitements optionnels

Les techniques de préparation décrites ci-dessus constituent un protocole établi pour le traitement d'échantillons riches en particules inorganiques (silicates et carbonates) et en vue de dénombrements systématiques. D'autres techniques peuvent être utilisées selon le type de sédiment ou la finalité analytique. Les techniques les plus courantes sont mentionnées ci-dessous à titre indicatif:

Séparation par liqueur dense: des liqueurs denses (Bromoforme-acétone; chlorure de zinc ou bromure de zinc; densité > 1.4) peuvent être utilisées en début ou fin de traitement pour une meilleure séparation des microfossiles organiques (densité < 1.2) et de la fraction minérale. L'usage de liqueurs denses donne des préparations propres, parfaites pour des observations taxinomiques, la photographie de spécimens et des descriptions systématiques. Il ne permet toutefois pas de récupérer la totalité des palynomorphes: une perte sur les parois des tubes est encourue; certains palynomorphes renfermant de la pyrite ou autres particules minérales dans leur cavité ou processus subissent une décantation; les palynomorphes minéralisés ou diagénétiquement très matures sont imparfaitement séparés. La séparation par liqueur dense est donc à éviter dans l'optique de dénombrements systématiques.

Acétolyse et autres techniques d'oxydation: en palynologie classique (étude du pollen et des spores), des techniques d'oxydation sont fréquemment utilisées afin de détruire l'intine des grains de pollen ou d'éliminer au maximum la matière organique contenue dans la gyttja ou la tourbe. L'acétolyse est une technique utilisée de façon conventionnelle en aéropalynologie, méliospalynologie ou palynologie continentale. Il s'agit d'un traitement dans une solution d'acide sulfurique et anhydride acétique, qui n'affecterait pas l'exine des grains de pollen.

Cette technique d'oxydation de la matière organique s'accompagne cependant de la mise en solution de certains palynomorphes aquatiques, en particulier de certains kystes de dinoflagellés (groupe des Péridiniales et Gymnodiniales notamment). L'acétolyse est donc bannie au GÉOTOP. Il est probable que le peu d'information existant sur les kystes de dinoflagellés dans les sédiments lacustres est dû au fait que les palynologues continentalistes utilisent systématiquement l'acétolyse, détruisant ainsi les kystes de dinoflagellés appartenant aux familles des Peridiniaceae, Gymnodiniaceae ou Ceratiaceae qui sont généralement abondants dans les milieux dulcicoles. Outre l'acétolyse, diverses techniques d'oxydation sont utilisées dans certains laboratoires, par exemple le "Luber" qui consiste en un traitement dans une solution d'acide nitrique et d'acide chlorhydrique. Ces techniques sont assez corrosives et affectent l'ensemble des palynomorphes, y compris certains grains de pollen.

### 5.3. Montage des lames

Le montage du culot (résidu contenant les palynomorphes) est un travail délicat qui nécessite une certaine attention. Le matériel utilisé comprend de la glycérine gélatinée (voir 5.7), des cure-dents, des lames et lamelles (22x22mm ou 22x75mm) ainsi qu'une plaque chauffante. Les principales étapes du montage sont les suivantes:

- a - Immédiatement après la dernière centrifugation dans le tube à fond cône de 8 ml, on vide le liquide surnageant à l'aide de la pompe à main pour enlever le maximum d'eau, sans créer de turbulence ni pomper le résidu.
- b - Mettre un petit cube de glycérine gélatinée sur la lame préalablement identifiée et posée sur la plaque chauffante; attendre que le cube fonde.
- c - Homogénéiser le culot à l'aide du vibreur électrique, puis prélever une goutte du culot avec une pipette Pasteur jetable; déposer la goutte sur la glycérine gélatinée.
- d - Bien mélanger le culot et la glycérine avec un cure-dent en étendant délicatement la solution; laisser le surplus d'eau s'évaporer.
- e - Déposer la lamelle en évitant la formation de bulles d'air.
- f - Laisser chauffer quelques minutes afin que la glycérine se répande uniformément sous la lamelle.

Dans le tube contenant le culot résiduel, on ajoute quelques gouttes d'une solution phénolée pour éviter le développement de bactéries. Les tubes sont conservés au réfrigérateur dans des boîtes identifiées.

D'autres média de montage peuvent également être utilisés. La glycérine gélatinée présente l'avantage d'être un médium semi-permanent, facile à manipuler. L'huile de silicone et la glycérine liquide sont des média d'usage courant en palynologie classique: ils permettent de faire tourner les grains, mais constituent des média provisoires, à exclure si des repérages ou des observations taxinomiques sont requises. Les média permanents qui existent (hyrax et autres polymères) sont utilisés de façon privilégiée par les taxinomistes, mais sont difficile à manipuler.

Des colorants peuvent être ajoutés au médium de montage pour augmenter le contraste des structures des palynomorphes. Les colorants les plus fréquemment utilisés sont le rouge neutre et la fushine basique. Ces colorants affectent cependant la fluorescence des palynomorphes et limitent donc les observations ultérieures au microscope. Par ailleurs, le pigment naturel de certains palynomorphes, voilé par les colorants, peut être utile lors de la détermination taxonomique. Il paraît ainsi préférable d'éviter une coloration artificielle.

#### 5.4 Observation et comptage

L'observation et le comptage des palynomorphes se fait au microscope optique à lumière transmise à un grossissement de 250X à 1250X. Selon la densité des palynomorphes sur la lame, on procède à un balayage continu ou à un balayage de quelques lignes réparties de façon aléatoire à la surface de la lame. En principe, lorsque le montage de la lamelle a été réalisé après une homogénéisation adéquate du culot et de la glycérine en gelée, les palynomorphes sont répartis de façon uniforme sur la lame. En fonction de la viscosité de la glycérine au moment du montage, il est toutefois possible que les palynomorphes soient répartis de façon sélective selon leur taille, les spécimens les plus gros se concentrant soit au centre soit le long des marges de la lamelle. En cas de balayage partiel, il est ainsi nécessaire de choisir des lignes (3 au minimum) réparties aléatoirement.

Les sommes minimales à atteindre sont idéalement de 300 grains de pollen, et 300 kystes de dinoflagellés. Évidemment, dans certains échantillons les palynomorphes sont trop peu abondants pour obtenir de telles sommes, même après le balayage complet de la lame. Des sommes moindres sont alors acceptables, au moins pour le calcul des concentrations. Un minimum de 100 individus comptés pourra éventuellement être utilisé pour le calcul des pourcentages dans un assemblage. Les règles de comptage dépendent de la finalité de l'analyse (calcul des concentrations ou analyse des populations), de la richesse microfossile et de la diversité des espèces.

Différentes techniques de microscopie peuvent être utilisées. Le comptage de routine se font généralement en lumière transmise naturelle, avec ou sans filtre. Le contraste interférentiel peut être très utile pour l'observation de microfossiles organiques semi-transparents. Il est recommandé pour l'observation et la photographie des kystes de dinoflagellés. Un éclairage fluorescent est également utile puisqu'il permet de mieux visualiser certaines structures. Par ailleurs, le degré de fluorescence des microfossiles organiques varie selon l'altération diagénétique de la chitine ou sporo-pollinine.

### 5.5. Calcul des concentrations

Les dénombrements simultanés des palynomorphes et des grains de pollen marqueurs (*Eucalyptus globulus*) permettent de calculer, par extrapolation, la concentration du pollen ou des kystes de dinoflagellés dans l'échantillon initial, soit le nombre d'individus par unité de poids ou de volume. La concentration des grains marqueurs dans la suspension est connue après de multiples calibration à l'hématocytomètre (voir annexe); le volume de la suspension ajoutée à l'échantillon lors du pré-traitement est également connu. On est ainsi en mesure de calculer le nombre de grains de pollen marqueurs ajoutés à l'échantillon:

$$N_e = C_e \times v_e$$

- "N<sub>e</sub>" représente le nombre de grains marqueurs ajoutés à l'échantillon
- "C<sub>e</sub>" représente la concentration des grains marqueurs dans la suspension (en grains/ml)
- "v<sub>e</sub>" est le volume de la suspension ajouté à l'échantillon (en ml)

La proportion de grains marqueurs et de palynomorphes comptés permet ensuite d'évaluer le nombre de palynomorphe dans l'échantillon par une simple règle de trois, soit:

$$N_p = \frac{N_e \times n_p}{n_e}$$

- "N<sub>p</sub>" représente le nombre de palynomorphes dans l'échantillon initial
- "N<sub>e</sub>" représente le nombre de grains marqueurs ajoutés à l'échantillon
- "n<sub>p</sub>" représente la somme des palynomorphes dénombrés
- "n<sub>e</sub>" représente la somme des grains marqueurs dénombrés

Pour évaluer la concentration des palynomorphes par unité de volume (e.g. grains/cm<sup>3</sup>), il suffit ensuite de diviser le nombre de palynomorphe (N<sub>p</sub>) par le volume de l'échantillon initial.

La méthode des grains marqueurs utilisée au GÉOTOP fournit des résultat dont la reproductibilité a été estimée à environ 10% pour un intervalle de confiance de 0.95. Les grains marqueurs utilisés doivent être distincts de ceux présents dans l'échantillon. Les grains d'*Eucalyptus globulus* sont nécessairement exotiques dans l'est du Canada ou l'Atlantique Nord; ils ne peuvent être utilisés au large de l'Océanie. Une suspension de *Lycopodium clavatum* est préparée pour l'analyse d'échantillons prélevés au large de l'Australie.

Le calcul des concentrations peut être fait à partir de différentes méthodes. Celle des aliquotes de poids ou de volume (selon les mêmes principes que les méthodes utilisées pour les diatomées) est d'usage fréquent. Les résultats présentent cependant une moindre reproductibilité, due notamment aux pertes inévitables lors des nombreuses manipulations destinées à concentrer les palynomorphes.

## 5.6. Préparation et calibration de la suspension de grains de pollen marqueurs

Les concentrations de palynomorphes sont évaluées à partir d'un traceur qui consiste en une suspension calibrée de pollen "exotiques" (*Eucalyptus globulus* et *Lycopodium clavatum* sont couramment utilisés) dont un volume déterminé est ajouté aux échantillons avant les traitements. Les grains de pollen marqueurs sont mélangés à une solution visqueuse permettant une mise en suspension de longue durée (plusieurs heures) et favorisant une distribution uniforme des grains. Le sirop de maïs est un médium adéquat.

### 5.6.1. Préparation de la suspension de grains marqueur

*Equipement: plaque magnétique, centrifugeuse.*  
*Matériel divers: erlenmeyer, agitateur magnétique, tube à centrifuger de 8 ml,*  
*Produits chimiques: acétone, sirop de maïs, phénol*  
*Divers: grains de pollen frais*

- 1- Déposer deux (2) pincées de pollen d'*Eucalyptus globulus* dans le tube à centrifuger.
- 2- Rincer le pollen plusieurs fois avec de l'acétone en transvidant le surnageant après chaque centrifugation.
- 3- Mélanger le culot de pollen avec une solution de 120 ml de sirop de maïs et de 80 ml d'eau distillée. Transvaser la suspension dans un erlenmeyer contenant un agitateur magnétique.
- 4- Ajouter 1 gr de phénol afin de prévenir le développement d'une flore bactérienne (l'odeur phénolée doit être prononcée).
- 5- Laisser agiter plusieurs heures avant le début de la calibration.

N.B. On doit jeter le tube dans lequel on a centrifugé les grains de pollen marqueur.

### 5.6.2. Calibration de la suspension d'*Eucalyptus globulus*

L'évaluation de la densité des grains marqueurs dans la suspension est une étape très importante puisqu'elle servira aux calculs ultérieurs de la concentration des palynomorphes. La calibration de la suspension est réalisée à partir d'une série de mesures ( $N > 50$ ) de la concentration des grains marqueurs sur un hématocytomètre.

La calibration requiert un microscope muni d'un objectif 10x, des pipettes pasteur, un hématocytomètre et une lamelle à hématocytomètre. Chacune des mesures est réalisée selon le protocole suivant:

- 1 - Déposer la lamelle sur l'hématocytomètre.

- 2 - Pipeter une petite quantité de suspension (préférentiellement au centre de l'erlenmeyer) et en déposer une goutte dans les deux orifices prévus à cet effet aux extrémités de l'hémacytomètre. Les embouts de pipette sont jetés après chaque prélèvement.
- 3 - Attendre quelques instants pour que la suspension se répartisse uniformément et se stabilise sous la lamelle.
- 4 - Poser l'hémacytomètre sur la platine du microscope et dénombrer les grains marqueurs dans deux séries de cases déterminées. De part et d'autre de la cavité centrale, l'hémacytomètre est tapissé d'un damier composé de neuf sections carrées. Dans chacun des damiers, on compte les grains marqueurs présents dans 5 sections: les quatre sections de coin et la section centrale (voir fiche de comptage en annexe). Dix sections carrées de l'hémacytomètre correspondent à un volume de  $1 \text{ mm}^3$ .
- 5 - Après le comptage, nettoyer et faire sécher la lamelle et l'hémacytomètre.

On répète les opérations 1 à 5 un minimum de 25 fois afin d'obtenir des statistiques de comptage adéquates.

La concentration des grains de pollen marqueurs dans la suspension est évaluée à partir d'estimations réalisées sur  $5 \text{ mm}^3$  (i.e., 5 séries de comptage). Les dénombrements dans  $5 \text{ mm}^3$  de la suspension sont de l'ordre de la centaine de grains: ils sont donc compatibles avec les dénombrements dans les lames palynologiques.

On procède à l'estimation de la concentration un minimum de cinq fois. La moyenne obtenue est alors considérée représentative de la concentration des grains marqueurs dans la suspension: cette moyenne est utilisée pour le calcul des concentrations de palynomorphes dans les lames palynologiques par une simple règle de trois (voir 5.5). La déviation standard autour de la moyenne doit s'établir à moins de 10%. Si tel n'est pas le cas, une mauvaise uniformisation de la suspension est sans doute en cause et on doit procéder à des comptages supplémentaires.

Il est à noter que la concentration de grains marqueurs dans la suspension doit être ajustée selon la densité des palynomorphes dans les échantillons. Pour que les calculs de concentrations soient statistiquement valables, il faut normalement compter quelques centaines de palynomorphes et une quantité équivalente de grains marqueurs. Pour l'analyse d'échantillons en palynomorphes (e.g., avec des concentrations de l'ordre de  $10^2$  à  $10^4 / \text{cm}^3$  dans les dépôts marins profonds), la suspension est préparée de façon à ce que la concentration des grains marqueurs y soit d'environ 30 000 grains/ml (on ajoute ainsi ~ 15 000 grains marqueurs à  $5 \text{ cm}^3$  de sédiments, soit ~3000 grains marqueurs par  $\text{cm}^3$ ). Pour l'analyse de sédiments contenant une riche palynoflore (e.g., de l'ordre de  $10^5 / \text{cm}^3$  dans la gyttja), il est souhaitable de disposer d'une suspension dont la concentration est élevée, de l'ordre de 200 000 grains/ml (on ajoute alors 100 000 grains à  $1 \text{ cm}^3$  de sédiment).

### **5.7. Préparation de la glycérine-gélatine “Kaiser” pour le montage des lames**

La glycérine gélatinée est préparée selon la recette suivante:

- 1 - Dans un bécher, mélanger 8 g de gélatine Knox™ à 32 ml d'eau distillée.
- 2 - Ajouter 56 g de glycérine et 1 g de phénol en cristaux
- 3 - Chauffer 15 minutes sur une plaque chauffante et filtrer si nécessaire
- 4 - Transférer la glycérine gélatinée dans un pot de plastique à couvercle.

Il est important de ne pas trop agiter le mélange afin d'éviter la formation de bulles d'air. Au besoin, un colorant peut être ajouté. La glycérine gélatinée est conservée dans un pot fermé à la température ambiante.

## ANNEXES

En suivant, sont annexés les fiches que l'on doit remplir lors du sous-échantillonnage, de la préparation des échantillons, et du comptage des microfossiles. Ces fiches font partie de l'archivage des résultats et toute information pertinente y est consignée.

# GEOTOP - UQAM

Numéro de croisière:	Numéro de station:	Longueur totale de la carotte: _____ cm
Type d'échantillon:	Date:	Numéro ou nom du projet:
Localisation géographique:		Légende des symboles
Décrite par:	Page: _____ de: _____	
		<div style="display: flex; justify-content: space-around; margin-bottom: 10px;"> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> </div> <div style="border: 1px solid black; width: 100%; height: 20px; margin-bottom: 10px;"></div> <div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> <div style="border: 1px solid black; width: 40px; height: 20px;"></div> </div>

## DESCRIPTION DE LA CAROTTE

Profondeur (cm)	Déformation	Consistance	CaCO <sub>3</sub>	Couleur	Description visuelle	Structure sédimentaire
0						
10						
20						
30						
40						
50						
60						
70						
80						
90						
100						

# GEOTOP - UQAM

Numéro de mission:		Numéro de Station:		Nom du navire:		
Localisation géographique:				Nom ou numéro du projet:		
Type de Navigation:						
Jour <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Julien		Heure <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> GMT		LATITUDE <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> • <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Deg.                  Minutes		
Profondeur de <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> la colonne d'eau		Numéro de l'enregistrement sismique <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Jour                  Heure		Type de foreuse <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Deg.                  Minutes		
<b>FOREUSE</b>	Longueur <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> m du mât		Longueur <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> m Carotte		Recoupement <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> cm sismique estimé	
					Recoupement <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> cm mesuré	
Raison de l'arrêt du forage:						
Sommaire des défaillances de l'équipement:						
Description de la carotte:						
<b>CAMERA</b>		nombre de <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> clichés		Distance <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> cm du fond		
		Type de camera		Configuration <input type="checkbox"/> Stéréo <input type="checkbox"/> Autre		
Caméra 1		Couleur <input type="checkbox"/> N/B <input type="checkbox"/>		ASA      F-STOP <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/>		
		Distance <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> cm du foyer		Type de film <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/>		
Caméra 2		Couleur <input type="checkbox"/> N/B <input type="checkbox"/>		ASA      F-STOP <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/>		
		Distance <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> cm du foyer		Type de film <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/>		
Arrêt <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Jour Julien		Arrêt <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Heure GMT		Arrêt LATITUDE <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> • <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Deg.                  Minutes		
				Arrêt LONGITUDE <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/> Deg.                  Minutes		
Caméra remarques:						
<b>AUTRE</b>		Type d'échantillon				
Remarques:						













FICHE DE PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS POUR L'ANALYSE PALYNOLOGIQUE

SÉRIE: \_\_\_\_\_

TECHNICIEN(NE): \_\_\_\_\_

SITE: \_\_\_\_\_

NO.	ÉCHANTILLON	VOLUME(cc)	EUCALYPTUS(ml)
1.	_____	_____	_____
2.	_____	_____	_____
3.	_____	_____	_____
4.	_____	_____	_____
5.	_____	_____	_____
6.	_____	_____	_____

Suspension Eucalyptus (No. et concentration) : \_\_\_\_\_

Défloculant (type et quantité) : \_\_\_\_\_

Date de préparation des échantillons: \_\_\_\_\_

POIDS:

No.	Sédiment humide (g/____cc)	Sédiment sec (g/____cc)	Poids sédiments >120µm
1.	_____	_____	_____
2.	_____	_____	_____
3.	_____	_____	_____
4.	_____	_____	_____
5.	_____	_____	_____
6.	_____	_____	_____

TRAITEMENTS:

DATES:

MANIPULATIONS:

_____	_____
_____	_____
_____	_____
_____	_____

Réactions au HCL:

Aucune: \_\_\_\_\_

Faible: \_\_\_\_\_

Moyenne: \_\_\_\_\_

Forte: \_\_\_\_\_

Réactions au HF:

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

REMARQUES: \_\_\_\_\_



GEOTOP - UQAM

SITE: \_\_\_\_\_ DATE: \_\_\_\_\_ INDIVIDUS COMPTÉS  
 CAROTTE: \_\_\_\_\_ POUR: \_\_\_\_\_ Benthiques \_\_\_\_\_ Planctoniques: \_\_\_\_\_  
 NIVEAU: \_\_\_\_\_ PAR: \_\_\_\_\_ Calcaire: \_\_\_\_\_  
 PARTITÉ: \_\_\_\_\_ TAMIS: \_\_\_\_\_ Aggl: \_\_\_\_\_ Ostracodes: \_\_\_\_\_  
 QTÉ. SÉDIMENT: \_\_\_\_\_ CC. \_\_\_\_\_ gr. Total: \_\_\_\_\_

ESPÈCES BENTHIQUES	> 250 µ	250-125 µm	125-63 µm	Total		> 250 µ	250-125 µm	125-63 µm	Total
Calcaires									
<i>Astronotian echolzi</i>					<i>Stainforthia concava</i>				
<i>Astronotian gallowayi</i>					<i>Tosala hongawai</i>				
<i>Bolivina pseudopunctata</i>					<i>Trifarina cf angulosa</i>				
<i>Bolivina subspinescens</i>					<i>Trifarina carinata</i>				
<i>Buccella frigida</i>					<i>Trifarina fluens</i>				
<i>Buccella sp.</i>					<i>Trifarina triloculata</i>				
<i>Bulimina marginata</i>					<i>Trifarina sp.</i>				
<i>Buliminella elegantissima</i>					<i>Triloculina oblonga</i>				
<i>Cassidella complanata</i>					<i>Triloculina tricarinata</i>				
<i>Cassidulina laevigata</i>					<i>Triloculina trihedra</i>				
<i>Cassidulina reniforme</i>					<i>Triloculina spp.</i>				
<i>Cassidulina spp.</i>					<i>Uvigerina peregrina</i>				
<i>Chilostomella oolina</i>					<i>Uvigerina spinicostata</i>				
<i>Cibicides lobatulus</i>					<i>Uvigerina sp.</i>				
<i>Cibicides robertsonianus</i>					<i>Valvulineria arctica</i>				
<i>Cibicides wuellerstorfi</i>					indéterminable				
<i>Cibicides spp.</i>					total espèces calcaires:				
<i>Dentalina inornata</i>									
<i>Dentalina inai</i>									
<i>Dentalina spp.</i>					Agglutinées				
<i>Elphidium excavatum</i>									
<i>Epistominella exigua</i>					<i>Adercotryma glomerata</i>				
<i>Epistominella takayanakii</i>					<i>Ammobaculites agglutinans</i>				
<i>Eponides tumidulus</i>					<i>Ammodiscus planus</i>				
<i>Eponides bradyi</i>					<i>Astramina sp.</i>				
<i>Fissurina alveolata</i>					<i>Buzasia ringens</i>				
<i>Fissurina arsectens</i>					<i>Cribrostomoides spp.</i>				
<i>Fissurina crebra</i>					<i>Cyrtamina spp.</i>				
<i>Fissurina marginata</i>					<i>Eggerella advena</i>				
<i>Fissurina spp.</i>					<i>Glomospira sp.</i>				
<i>Furzenkoia fusiformis</i>					<i>Haplophragmoides bradyi</i>				
<i>Gyroldina soldanii</i>					<i>Haplophragmoides sphaerocolum</i>				
<i>Gyroldina sp.</i>					<i>Haplophragmoides spp.</i>				
<i>Hoeglundina elegans</i>					<i>Hippocrepina indivisa</i>				
<i>Islandiella helenae</i>					<i>Hormotina globulifera</i>				
<i>Islandiella norcrossi</i>					<i>Hyperammina subnodosa</i>				
<i>Islandiella spp.</i>					<i>Hyperammina spp.</i>				
<i>Lagena gracilis</i>					<i>Recurvoides contortus</i>				
<i>Lagena hispida</i>					<i>Recurvoides spp.</i>				
<i>Lagena semilineata</i>					<i>Reophax bacillaris</i>				
<i>Lagena striata</i>					<i>Reophax bilocularis</i>				
<i>Lagena sp.</i>					<i>Reophax curtus</i>				
<i>Lenticulina angulata</i>					<i>Reophax guttifer</i>				
<i>Lenticulina sp.</i>					<i>Reophax turbo</i>				
<i>Melonis pompilioides</i>					<i>Reophax spp.</i>				
<i>Melonis zaadamae</i>					<i>Rhabdammina linearis</i>				
<i>Nonion grateloupi</i>					<i>Rhabdammina spp.</i>				
<i>Nonion spp.</i>					<i>Saccamina atlantica</i>				
<i>Nonionellina labradorica</i>					<i>Saccamina difflugiformis</i>				
<i>Oolina hexagona</i>					<i>Saccamina spæra</i>				
<i>Oolina striato punctata</i>					<i>Saccorhiza sp.</i>				
<i>Oolina spp.</i>					<i>Siphonostylaria rothauseni</i>				
<i>Ophthalmidium pusillum</i>					<i>Trochammina cf. bullata</i>				
<i>Oridorsalis cf. tiner</i>					<i>Trochammina inflata</i>				
<i>Oridorsalis umbonatus</i>					<i>Trochammina squamata</i>				
<i>Parafissurina cucurbitasema</i>					<i>Trochammina spp.</i>				
<i>Parafissurina fusuliformis</i>					<i>Vermulinoides europæum</i>				
<i>Parafissurina himatostoma</i>					Indéterminable				
<i>Parafissurina lateralis</i>					total espèces agglutinées:				
<i>Planulina sp.</i>									
<i>Parafissurina sp.</i>									
<i>Pullenia bulloides</i>					ESPÈCES PLANCTONIQUES				
<i>Pullenia osloensis</i>									
<i>Pullenia quinqueloba</i>					<i>Globigerina bulloides</i>				
<i>Pullenia simplex</i>					<i>Globigerina quinqueloba</i>				
<i>Pyrgo lucernula</i>					<i>Globorotalia hirsuta</i>				
<i>Pyrgo murrhyna</i>					<i>Globorotalia inflata</i>				
<i>Pyrgo rotalaria</i>					<i>Globorotalia scitula</i>				
<i>Pyrgo spp.</i>					<i>Globorotalia truncatulinoides</i>				
<i>Pyralina cylindroides</i>					<i>N. pachyderma dex.</i>				
<i>Quinqueloculina elongata</i>					<i>N. pachyderma lev.</i>				
<i>Quinqueloculina sp.</i>					<i>Orbulina universa</i>				
<i>Sigmolopis schlumbergeri</i>					total espèces planctoniques:				


Cendre Volcanique				
Claire				
Brune				
Noire				

REMARQUES: \_\_\_\_\_



