

Stage INP 'La conservation des spécimens dans les fluides'

15 au 17 octobre 2008

Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris

Viviane Desmet, Conservateur, Muséum de Zoologie et d'anthropologie, ULB

Stage animé par M **Simon Moore**, conservateur en Sciences Naturelles pour le Service de Muséologie du Hampshire County Council (couteaufin@aol.com)

15/10/08

Présentation Power point sur la conservation de spécimens dans les liquides.

Revue des collections idéales par rapport à l'état dans lequel se trouvent généralement les anciennes collections.

Les différents problèmes sont abordés :

- champignons
- ADN endommagé
- Réhydratation au détergent DECO 90 (exercice pratique).
- Elimination des bulles d'air coincées dans les spécimens à l'aide d'une pompe à vide (exercice pratique)
- Vérification du pH (exercice pratique)
- utilisation de support en plastic et leur réaction aux différents agents conservateurs
- problèmes liés à l'évaporation de l'alcool utilisé comme agent de conservation
- Détermination de la concentration de l'alcool restant dans les flûtes et bocaux. Mise au point d'un petit appareil permettant de mesurer la densité.
- Echelle de concentration de l'alcool à respecter lors de la mise à niveau dans les flûtes et autres bocaux.

Historique des moyens de scellement des bocaux :

- 18^{ème} siècle : Zoologie : chapeau de Plomb et vessie de porc
goudron de Stockholm et plomb rouge
Botanique : Kew mixture
Histoire naturelle : mélange de spécimens exotiques et bouchons décorés de papier fleuris, présentés par les rares voyageurs au long cours.

Revue des recettes de colles résistantes en milieu de conservation : Pyroxyline (alcool) versus gélatine (formol) (exercice pratique).

Fabrication d'aiguilles de verre pour renforcer le collage de spécimens abîmés ou cassés, par exemple refixer une patte d'insecte sectionnée (exercice pratique).

Manutention du verre : fabrication de couvercles en verre à l'aide d'une pointe diamantée. Exercices pratiques : couvercles carrés ou ronds.

Perçage d'un orifice permettant la mise à niveau de l'alcool évaporé sans descellement des couvercles fixés à la gélatine (exercice pratique).

Fabrication du mélange gélatine-acide acétique-glycérol permettant de sceller les bocaux (exercice pratique).

Nettoyage des squelettes empoussiérés : expérience au mini karcher.

Etude approfondie des différents milieux de conservation : avantages et limites.

exemple :-**Alizarine** : Technique intéressante sur de petits spécimens qui permet de rendre l'organisme transparent et une triple coloration : calcaire-cartilage-système nerveux. (bleu-rose-noir).



Les contenants.

Revue des divers styles de bocaux utilisés : avantages-inconvénients

Dans le commerce on peut trouver : par exemple :

- bocaux 'à stériliser' *Le Parfait* : bonne tenue avec les joints de couleur noire
- flûtes en verre *Dixon* : les meilleurs mais chers.
- 'Visijars' (*perspex*) : durée de vie limitée.

Les étiquettes :

Disposition :

Ranger les étiquettes anciennes dans un classeur

Préférer les étiquettes intérieures au bocal à celles que l'on colle et qui se détachent un jour ou l'autre.

Papier :

Parchemin de peau de chèvre (*Wiggins*)

Resistall (*Preservation equipment Ltd*)

Ruban thermique (*Alpha systems*) : encre à base de cire. Nous n'avons pas un recul suffisant quant à la technique mais actuellement le résultat est très bon après 5 ans.

Encre :

Encre de Chine.

Certaines encres d'imprimantes laser ! (faire des essais pour éviter le 'potage d'alphabet')

Inscription.

Writing diamond : graver les indications dans le verre du bocal.

Les tubes en verre placés dans des bocaux.

Renverser les tubes pour préserver le liquide dans les tubes même si celui du bocal s'évapore.

Ajouter des agents mouillant comme la glycérine pour éviter le dessèchement des spécimens.

Fermer les tubes avec des couvercles en nylon percés d'une aiguille fine (pression). Tous les autres couvercles posent problème.

Zone de stockage.

Local bien aéré.

Liste des fluides utilisés.

Etagères en bois.

Cuves en inox pour les grands spécimens.

Compacteurs.

Plastination de Günther von Hagens

Les méthodes traditionnelles ont perduré pendant des siècles.

La plastination est peut-être intéressante pour de grands spécimens qui conservés dans des liquides seraient encombrants ou dangereux à manipuler.

16/10/08

Narcotisation

Nécessaire chez les organismes qui se rétractent lorsqu'on les agresse !

Exemple type : les anémones de mer ou actinies.

Respecter les cycles circadiens et faire la narcotisation quand les organismes sont ouverts.

Il faut faire une double narcotisation, la première afin de neutraliser les stimuli physiques, la seconde les stimuli chimiques.

Chez les méduses la narcotisation doit se faire avant l'autolyse.

Choix du narcotique suivant l'espèce : menthol ; hydrate de chlore $C_2H_3Cl_3O_2$, congélation, chlorure de Mg....

Les différents mastics de scellage utilisés au cours du temps.

Les anciens bocal scellés sont souvent un mystère. Des substances très différentes ont été utilisées au cours du temps : goudron végétal, plomb rouge, gutta percha, bitume, gélatine.

Si l'éthique le demande, le bocal sera refermé avec les mêmes substances mais l'efficacité peut demander un traitement moderne de la collection.

Mise à niveau de l'alcool ou du formol, agent conservateur, se trouvant dans les bocaux.

L'évaporation de l'alcool dans lequel est plongé le spécimen est un problème récurrent pour toutes les collections conservées dans les fluides.

Un petit trou percé dans le couvercle permettra le remplissage à l'aide d'une seringue si le niveau n'est pas trop bas.

Si le niveau est très bas il faudra ouvrir le bocal et tester le fluide restant qui, s'il s'agissait d'alcool à 70° au départ sera constitué d'alcool dilué ou cas extrême d'eau (l'alcool étant plus volatile que l'eau).

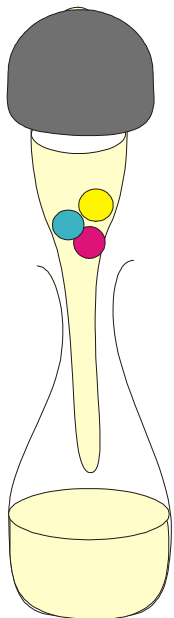
Afin d'éviter tout choc osmotique, il faudra respecter une échelle de réhydratation et passer progressivement de l'alcool à 20° par exemple à des concentrations croissantes pour atteindre à nouveau 70°.

Détermination de la concentration d'alcool dans les flûtes.

Alcomon.com propose des pastilles dont la couleur détermine la concentration en alcool suivant le niveau auquel elles se placent.



Il y a cependant moyen de fabriquer soi-même un petit appareillage répondant aux mêmes fonctions :



3 têtes d'épingle auxquelles on laisse un morceau de l'épingle plus ou moins long afin de l'alourdir de façon à ce que dans l'alcool à 70°, toutes les billes coulent, si l'alcool est dilué il n'y aura par exemple que la rouge qui flotte. Si les trois billes flottent nous avons affaire à la glycérine.

Différence alcool ou formol.

Encore faut-il savoir si nous sommes en présence d'un conservateur à base d'alcool ou de formol.

Se détermine à l'aide de papier trempé dans le liquide de Fielgen. Le papier sera très rose dans le formol et la réaction sera neutre avec l'alcool.

Encore une fois ces bandelettes de papier peuvent être fabriquées au laboratoire ou achetées dans le commerce (SIGMA).

Actuellement le **scellage des couvercles se fait avec une préparation à base de gélatine** :

formule : Pour 22 gr de gélatine :
 1,5 ml d'acide acétique (fongicide)
 2,5 ml de glycérol (hydratant)

Cette préparation sert à sceller les contenants rectangulaires mais permet aussi de recoller les spécimens conservés dans le formol. La pyroxyline étant utilisée dans l'alcool.

Si tout le liquide conservateur s'est évaporé et que le spécimen est desséché, il faudra le réhydrater.

Réhydratation.

Plonger l'organisme dans une solution de DECON (90 à 5% , détergent).

Des bulles d'air peuvent rester emprisonnées dans le spécimen, pour s'en débarrasser utiliser une cloche à vide. Le spécimen flotte dans une solution de DECON, lorsque l'air sera évacué il coulera au fond du récipient.

17/10/08

Chaque participant ayant reçu 2 spécimens en mal de conservation, la journée s'est passée à appliquer les méthodes et tests présentés la veille.

Les conservateurs du MNHN de Paris, présents à la formation, nous ont proposé de visiter les conservatoires de serpents et d'organismes marins invertébrés.

Conclusion.

M. Moore est un des derniers conservateurs possédant toutes ces techniques et ayant pu les utiliser et tester leur efficacité. Ce fut très enrichissant de recevoir l'expérience d'une personne pouvant se targuer de plusieurs dizaines d'années d'expérience sur le sujet.

Mais la rencontre d'une douzaine de conservateurs et les échanges que nous avons pu avoir sur nos problèmes spécifiques de conservation fut également riche d'enseignement.

L'INP nous a laissé une chemise contenant les copies des présentations illustrées de M. Moore ainsi que des copies de toutes les formules, liquides et pratiques utilisées dans ce secteur.

Il faut remarquer que cette formation alliant théories et pratiques est applicable immédiatement au Musée de zoologie et d'anthropologie de l'ULB et apporte en quelques jours des solutions recherchées depuis longtemps.

Je remercie M. Moore de son enseignement et l'AFMB de m'avoir permis de participer à un stage qui me permettra de faire profiter nos collections de cette expérience. De plus il faut noter que M. Moore reste disposé à proposer des solutions à nos problèmes particuliers par courriel couteaufin@aol.com.

Une liste des différents conservateurs ayant participé à la formation a été constituée et restera également une source de renseignements utiles.