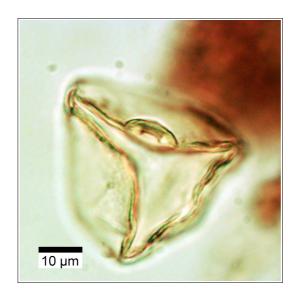


Analyses scientifiques des découvertes archéologiques : Etudes palynologiques



Tests palynologiques de deux prélèvements réalisés en fond de puits lors de l'opération de Sarzeau (56).

OPÉRATION: SARZEAU 2021 - F1125 - US 1125

ARCHEODUNUM Agence Nord-Ouest

Rapport de tests palynologiques

Juin 2022

ARCHEODUNUM Agence Nord-Ouest

Tests palynologiques de deux prélèvements réalisés en fond de puits lors de l'opération de Sarzeau (56).
parts for a corporation ac surface (50).
Références des échantillons étudiés :
Prélèvements provenant du fond du puits F1125
US 1125.8 (PR1180) et US 1125.7 (PR1181)
Loïc GAUDIN
membre associé à l'UMR 6566 CReAAH et chargé de cours l'Université de Rennes 1
E-mail: loic.gaudin@arkeomap.com
Site web: <u>arkeomap.com</u>
Juin 2022
Illustration de la page de couverture : Pollens de type céréale (Prélèvements US 1125.8)

Grossissement x1000.

SOMMAIRE

INTRODUCTION	4
1. PRELEVEMENT DES ECHANTILLONS, STRATIGRAPHIE et OBJECTIFS	
2. TRAITEMENT CHIMIQUE et OBSERVATION DES ECHANTILLONS	
2.1 Le protocole d'extraction utilisé	6
2.2 Les comptages et déterminations	6
3. RESULTATS, INTERPRETATION	8
4. PRECONISATIONS	10
5. BIBLIOGRAPHIE	12
6. ANNEXE	
6.1. Détail du protocole d'extraction utilisé :	13
6.2. Description des échantillons et des traitements	16

INTRODUCTION

Ce document présente les résultats de tests palynologiques réalisés sur deux prélèvement réalisés dans les deux premières US de comblement d'un puits antiques de Sarzeau (56) en 2021.

Ce rapport vise à estimer le contenu palynologique des prélèvements dans l'optique de faire des analyses plus approfondies.

Cette opération a été menée par la société ARCHEODUNUM agence nord-ouest. L'étude a été commandée par M. Rémy Rollet, responsable d'opération. L'étude a été commandée par la société avec l'accord de son directeur de projet, M. Fabien Briand.

1. PRELEVEMENT DES ECHANTILLONS, STRATIGRAPHIE et OBJECTIFS

Le comblement du puits est attribué à la période antique. Le puits pourrait être plus ancien. Il a été fouillé à la pelle mécanique (Fig. 2).

Les deux prélèvements ont été effectués dans les deux premières US de comblement de la structure. Les couches prélevées sont décrites comme étant plutôt argileuses hydromorphes avec des macro-restes organiques conservés (brindilles et bois indéterminés). Ce contexte hydromorphe et la présence de macro-restes sont des caractéristiques plutôt favorables à la conservation pollinique.

L'objectif de cette étude vise à obtenir une description du paysage végétal mais aussi, compte tenu du contexte sédimentaire (puits), obtenir des informations sur le fonctionnement du puits (utilisation entraînant divers rejets).

Le prélèvement a été réalisé directement en stratigraphie (Fig. 1).

Site / Opération	Numéro d'US	Masse envoyée pour extraction (g)	Datation	RQ - aspect
Sarzeau (56)	Sarzeau 2021 - F1125 - US 1125.8 - PR1180	100g		Limono-argileux
Sarzeau (56)	Sarzeau 2021 - F1125 - US 1125.7 - PR1181	144		Limono-argileux

Figure 1. Inventaire des prélèvements étudiés



3

Figure 2. Photographie de la fouille du puits F1125 à la pelle mécanique.

2. TRAITEMENT CHIMIQUE et OBSERVATION DES ECHANTILLONS

2.1 Le protocole d'extraction utilisé

L'extraction pollinique a été réalisée au sein du laboratoire de l'UMR CNRS 5805 EPOC (Environnements et Paléoenvironnements Océaniques et Continentaux) à l'université de Bordeaux.

Le protocole utilisé est détaillé en annexe (chapitre 6.1.).

2.2 Les comptages et déterminations

Les pollens ont été observés au sein du laboratoire ARKEOMAP. L'observation des extractions a été réalisée sous microscope optique à immersion aux grossissements x500 et x1000 (microscopes OLYMPUX CX21 et CX40).



Figure 3. Microscope d'observation (Olympus CX 21, ArkéoMap)

Les outils utilisés pour les déterminations sont de plusieurs sortes :

- des lames de référence du Laboratoire de l'UMR 6566 « CReAAH », de pollens actuels portant principalement sur la flore hygrophile des marais,
- des clichés photographiques pris au microscope optique et électronique,
- des atlas photographiques « pollens et spores d'Europe et d'Afrique du Nord » (Reille, 1992) et « Leitfaden der Pollenbestimmung fur Mitteleuropa und angrenzende Gebiete » (Beug, 2004).

Le nombre de grains de pollens et de spores comptés par échantillon peut être variable en fonction des conditions de conservation et de la nature des sédiments. Nous avons cherché dans la mesure du possible à obtenir un nombre minimum de 300 grains par échantillon. En effet, ce nombre est préconisé dans de nombreux travaux sur le sujet qui précisent qu' au « delà de 300 l'information ne s'accroît que

dans des proportions infimes » (Reille, 1990). Dans le cadre de cette étude, ce nombre a pu être atteint pour les deux prélèvements.

Nous avons aussi calculé des fréquences polliniques absolues afin d'estimer le nombre de grains par volume (cm3 ou mL) de sédiment. Nous nous sommes basés pour cela sur une méthode préconisant l'introduction de pastilles de spores de Lycopodes au nombre connu dans les préparations (Stockmarr, 1972).

Remarque par rapport à la détection des microfossiles non-polliniques (MNP) :

Le parcours des lames polliniques permet souvent d'observer des microfossiles nonpolliniques. Ils peuvent être d'origines diverses : spores algales, ascospores fongiques, fructifications, restes de métazoaires, œufs ou kystes de parasites, ...

Il n'est pas toujours possible de déterminer ces microfossiles. Néanmoins, nous nous sommes basés sur les inventaires de Van Geel *et al.* (2006) et C. Cugny (2011) pour identifier certains microfossiles et ainsi compléter l'interprétation des résultats polliniques. La typologie adoptée est celle initiée par B. van Geel, réutilisée et complétée par C. Cugny (2011).

Remarque par rapport à la détection des pollens de « Cerealia type » :

La différenciation entre pollens issus de Poacées «sauvages » et Poacées « cultivées » (céréales) repose sur des critères biométriques (Heim, 1970 ; Visset, 1974 ; Chester P. I. et Ian Raine, 2001). Afin de limiter au maximum les erreurs de détermination, seuls les pollens de Poacées dont la taille est comprise entre 40 et $60\mu m$, et dont le diamètre extérieur du pore aréolé est supérieur à $10\mu m$ peuvent être considérés comme étant des « céréales type » (Chester P. I. et Ian Raine, 2001). Le taxon « Cerealia type » indiqué dans les diagrammes du rapport correspond à ce type de pollen.

Ces critères anatomiques ont cependant été remis en cause par certains chercheurs (Planchais N., 1971; Heim J., 1970; Lopez Saez *et al.*, 2003) qui évoquent la ressemblance dimensionnelle entre les pollens de céréales et ceux de Poacées naturels (ex. genre *Glyceria sp., Elymus sp., Agropyrum sp.*).

Aussi, lorsque des grains de « type céréale » sont observés de manière sporadique il est prudent avant de les interpréter comme céréales, de s'intéresser à l'ensemble des indices anthropiques (ex. ouverture du paysage) ainsi que des cortèges floristiques de plantes adventices (ex. *Centaurea sp., Rumex sp.*) ou de plantes rudérales (ex. Urticacées) qui peuvent rendre cohérente ou non la détermination.

3. RESULTATS, INTERPRETATION

Les résultats des tests sont donnés sous la forme d'un tableau de comptages représentant les effectifs des différents pollens et spores identifiés (Figure 9).

	Taxons \ Code Prélèvements	F1125 – US 1125.7 – PR1181	F1125 - U8 1125.8 - PR1180
	Pinus sylvestris	0	1
	Quercus	1	2
	Corylus	1	1
	Betula	1	0
	POACEAE	32	36
	CICHORIOIDEAE	8	18
	ASTERACEAE	4	8
	CHENOPODIACEAE	1	1
SC	Polygonum aviculare	1	0
Pollens	Plantago	7	3
<u>6</u>	Plantago lanceolata	3	0
	Cerealia type	3	3
	Rumex	0	1
	Centaurea type nigra	0	1
	CYPERACEAE	2	6
	JUNCACEAE	1	1
	Sparganium	1	0
	Sagittaria	1	0
	Potamogeton	1	0
0	Spore monolète	13	13
Spores	Spore trilète	1	0
	Amérospores – HdV-207	4	6
	Thèque Oeuf type Trichuris	1	0
Non pollinique	Micro-charbons	10	27
	Indéterminés	2	0
	SOM. pollen (somme de base)	68	82
	SOM. Sporo-pollinique	82	95
	CONC. ABS Pollen (nb / cm3)	52153	20536
	CONC. ABS Pollen et Spores (nb / cm3)	62891	23791

Figure 4. Opération archéologique de Sarzeau (56) – 2021 – F1125 – US 1125. Comptages correspondant aux pollens et spores déterminés dans chaque prélèvement testé. Les valeurs grisées correspondent à des sommes polliniques, sommes sporo-polliniques et pour les deux dernières lignes à des concentrations absolues de pollens et de spores + pollens. Les concentrations absolues sont exprimées en nombre de grains par volume (mL) de sédiment.

		Nombre de		Concentration	Concentration					
	Nombre de	pollens et	Lycopodes	absolue	absolue					
	pollens	spores	introduits	pollen et	pollen	Etat de	Diversité		Ordre	de
Code des prélèvements	comptés	comptés	comptés	spores	uniquement	conservation	taxonomique	Remarque	priorité	
F1125 - US 1125.7 - PR1181	68	82	8	62891	52153	Bon	18	Cerealia	2	
F1125 - US 1125.8 - PR1180	82	95	21	23791	20536	Bon	14	Cerealia	2	

Figure 5. Opération archéologique de Sarzeau (56) – 2021 – F1125 – US 1125. Tableau synthétisant les sommes, les concentrations absolues en spores et pollens (en nb/mL de sédiment) ainsi que la diversité taxonomique de chaque prélèvement. Un ordre de priorité d'analyses des échantillons est proposé en tenant compte des résultats des tests (l'indice de 1 correspondant à un test très favorable, l'indice 5 correspondant à un résultat très défavorable).

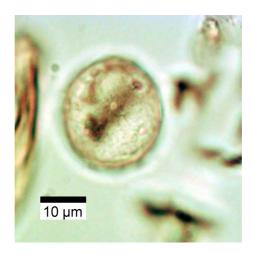


Figure 6. Opération archéologique de Sarzeau (56) – 2021 – F1125 – US 1125.8. Photographie d'un pollen de plantain *(Plantago lanceolata)*, grossissement x1000.

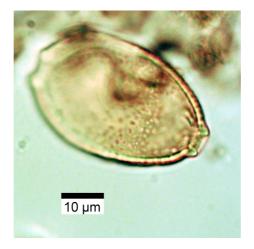


Figure 7. Opération archéologique de Sarzeau (56) – 2021 – F1125 – US 1125.8. Photographie d'un thèque de l'œuf de vers parasite *« type Trichuris » (?)* , grossissement x1000.

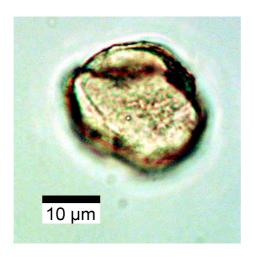


Figure 8. Opération archéologique de Sarzeau (56) – 2021 – F1125 – US 1125.8. Photographie d'un pollen de chêne *(Quercus sp.)*, grossissement x1000.

4. PRECONISATIONS

L'extraction pollinique a livré des pollens en quantité et qualité satisfaisante. Les concentrations absolues sont de l'ordre de 50000 pollens / mL pour le prélèvement de l'US 1125.7 et de 20000 pollens / mL pour le prélèvement de l'US 1125.8. Ces valeurs sont « comparables » aux concentrations obtenues dans des dépôts organiques (ex. tourbières) souvent supérieurs à 50000 pollens / mL. Les diversités constatées sont intéressantes pour des tests avec 14 à 18 taxons (Fig. 5). Il est cependant possible qu'une analyse plus complète permettrait d'atteindre davantage de taxons.

La détection systématique des spores de Lycopodes exotiques, introduits dans les volumes extraits (8 et 21 Lycopodes comptés, Fig. 5), <u>témoigne de la réussite du traitement physico-chimique d'extraction du matériel sporo-pollinique.</u>

Notons peut-être une légère sur-représentation des pollens de Cichorioïdées et d'Asteracées, taxons particulièrement résistants. Il est possible que le comblement de la fosse ce soit retrouvé <u>ponctuellement</u> dans des contextes « aérobies » (ex. lors de périodes particulièrement sèches) propices à l'oxydation biologique ou physico-chimique des pollens les moins résistants. Mais mis à part le défaut observé par cette légère conservation différentielle, la conservation de l'ensemble apparaît assez bonne. Le contexte sédimentaire semble donc être resté suffisamment stable et à l'abri de l'oxygène, permettant le maintien de conditions anaérobies favorables à la conservation pollinique.

Les pollens et spores identifiés correspondent principalement à des végétations herbacées (seulement sept pollens d'arbres : chêne, pin, bouleau, noisetier, ont été comptés pour les 150 pollens observés). Ce résultat tendrait donc à décrire un paysage largement ouvert. Toutefois, il est assez probable que cette image soit déformée à cause de la nature des sédiments analysés et du mode de dépôt à l'intérieur du puits. En effet, contrairement aux analyses polliniques réalisées dans des contextes de dépôts sédimentaires « naturels et ouverts», où la pluie pollinique a pour principale origine des apports aériens (apports polliniques régionaux), dans notre cas le comblement est vraisemblablement avant tout associé aux rejets liés à l'utilisation du puits et aux ruissellements (infiltrations) des environs immédiats (apports polliniques plus locaux).

Ce sont donc plutôt des cortèges polliniques associés à des rejets des activités humaines et des environs du puits qui sont pressentis.

En ce qui concerne les végétations herbacées, on détecte les **groupements de friches et de jachères** (Poaceae, Asteraceae dont Cichorioïdeae et Carduaceae, Chenopodiaceae, *Polygonum type aviculare, Rumex*), **de végétations rudérales tels que chemins zones d'habitats, lieux de pacage** (Poacées, *Plantago sp.*, Chenopodiaceae, Asteraceae, *Polygonum sp.*) et de **prairies hygro- à mésophiles pâturées** (Poaceae, Cyperaceae, *Centaurea type nigra, Plantago sp.*, *Rumex sp.*, Asteraceae, *Polygonum type aviculare, Dipsacaceae, Juncaceae*).

L'association des cultures est suggérée par l'intermédiaire de six pollens de céréale (*Cerealia type*) accompagnés de pollens de plantes adventices (*Rumex sp.*) et rudérales (Chenopodiaceae, Cichorioïdeae, *Polygonum type aviculare, Plantago sp.*).

Quelques pollens correspondent à des plantes aquatiques (Saggitaria sp., Sparganium sp., Potamogeton sp.).

Les végétations arborescentes (type forêt) sont représentées par des pollens de chêne et de pin (type sylvestre). Les pollens de noisetiers et de bouleaux correspondent plutôt à des boisements clairs, de haies ou des lisières forestières.

Quelques micro restes non polliniuqes ont aussi été observés. On note notamment un cuticule ou thèque d'œuf de vers parasites de type *Trichuris sp (US. 1125.7).* (Fig. 7). Ce sont des vers parasites du tube digestif humain pouvant affecter aussi les chiens, le renard et le porc.

Quelques « amérospores du type HdV-207 » ont aussi été observés, ce sont des microrestes d'origine fongique (champignons) dont la signification écologique n'est pas toujours très claire (Cugny, 2011).

Les effectifs observés sont évidemment trop faibles pour pouvoir davantage affiner l'image des associations végétales environnantes.

Au regard de l'état de conservation global des pollens, de la diversité observée, la poursuite de l'analyse de ces échantillons serait intéressante en vue d'obtenir des informations sur le régime alimentaire et sanitaire des occupants mais aussi sur l'environnement local autour du puits. En revanche, le potentiel des informations paléopaysagères à l'échelle régionale serait plus modeste (9).

	Ordre	de
Code des prélèvements	priorité	
F1125 - US 1125.7 - PR1181	2	
F1125 - US 1125.8 - PR1180	2	

Figure 9. Opération archéologique « des abords du théâtre », ville de Beauvais (60), OA12776. Un ordre de priorité d'analyses des échantillons est proposé en tenant compte des résultats des tests (l'indice de 1 correspondant à un test très favorable, l'indice 5 correspondant à un résultat très défavorable).

5. BIBLIOGRAPHIE

BARBIER D., 1999 – Histoire de la végétation du nord-mayennais de la fin du Weischelien à l'aube du XXIème siècle Mise en évidence d'un Tardiglaciaire armoricain Interactions Homme-Milieu. Thèse de doctorat, Université de Nantes, Editions Groupe d'Etude des Milieux Naturels, Nantes, tome I, texte : 284 p., tome II, illustration : 63 Figures.

BEUG H.-J., 2004 - Leitfaden der Pollenbestimmung fur Mitteleuropa und angrenzende Gebiete. Publisher Verlag Friedrich Pfeil, Munich, 542 p.

CHESTER P.I. & IAN RAINE J., 2001 – Pollen and spore keys for Quaternary deposits in the northern Pindos Mountains, Grana, 40, Greece, p. 299-387.

CUGNY C., 2011 – Apport des microfossiles non-polliniques à l'histoire du pastoralisme sur le versant nord pyrénéen. Entre référentiels actuels et reconstitution du passé. Thèse de doctorat, U.Toulouse 2 Le Mirail, 2 vol., 373 p.

HEIM J., 1970 - Les relations entre les spectres polliniques récent s et la végétation actuelle en Europe occidentale. Thèse, Université de Louvain, Laboratoire de Palynologie et Phytosociologie, 181 p.

LOPEZ SAEZ J.-A., LOPEZ GARCIA P. et BURJACHS F., 2003 – Arqueopalinologia : sintesis critica. Polen 12, p. 5-35.

OUGUERRAM A., 2002 – Histoire de la vallée de l'Erdre (affluent de la Loire, Massif armoricain, France) de la fin du Tardiglacaire aux époques actuelles. Thèse de doctorat, Université de Moulay Ismaïl de Meknès (Maroc), Editions Groupe d'Etude des Milieux Naturels, 121 p., 24 Figures.

PLANCHAIS N., 1971 – Histoire de la végétation post-würmienne des plaines du bassin de la Loire, d'après l'analyse pollinique. Thèse d'Etat , Montpellier, 2 vol., 115p.

REILLE M., 1990 – Leçon de palynologie et d'analyse pollinique. CNRS, Paris, 206p.

REILLE M., 1992 - Pollen et spores d'Europe et d'Afrique du Nord., Ed. Louis-Jean, Gap, 520 p.

STOCKMARR J., 1972 – Tablets with spores used in absolute pollen analysis. *Pollens et spores*, 13, p. 615-621.

VAN GEEL B., APTROOT A., 2006 – Fossil Ascomycetes in Quaternary deposits. Nov Hedw, 82, p. 313-329.

VISSET L. 1974 – Le tumulus de Dissignac à Saint-Nazaire (Loire-Atlantique), étude palynologique. Bulletin de la Société scientifique de Bretagne, 48, p. 7-14.

VOELTZEL D., 1987 - Recherches pollenanalytiques sur la végétation holocène de la plaine alluviale de l'estuaire de la Loire et des coteaux environnants. Thèse de doctorat, Université d'Aix-Marseille III, Laboratoire d'Ecologie et de Phytogéographie Faculté des Sciences et des Techniques, Nantes, 178 p.

6. ANNEXE

6.1. Détail du protocole d'extraction utilisé :

Afin d'isoler et de concentrer les grains de pollen, le protocole utilisé au sein de l'UMR EPOC comporte les étapes suivantes :

Préparation du sédiment

1- Le sédiment (environ 5g) est séché à l'étuve à 40°C pendant une nuit ou plus, suivant la teneur en eau.

Estimation du volume de sédiment

2- Dans une éprouvette de 25cc en polypropylène, mettre 15cc d'eau distillée. Poser celle-ci sur une balance, faire la tare, puis ajouter le sédiment. La colonne d'eau augmente, enregistrer le poids ainsi que le volume.

Lavage du sédiment

Ce lavage permet de travailler sur deux proxies. La fraction supérieure est récupérée pour, en particulier, l'étude des foraminifères, et la fraction inférieure pour l'étude des pollens et dinoflagellés.

3- Prendre un tamis de maille 150µm et de diamètre 10cm, le poser sur un bécher de 1000ml. Vider le contenu de l'éprouvette sur le tamis, et laver délicatement à l'eau du robinet. Lorsque le résidu > à 150µm est propre, bien le rincer à l'eau distillée et le récupérer dans une coupelle toujours avec de l'eau distillée. La fraction inférieure récupérée dans le bécher est mise à décanter pendant 48h minimum. Ne pas oublier de couvrir les bécher pour éviter toute pollution.

Attaque à l'acide chlorhydrique (HCl)

Cette attaque permet d'éliminer tous les organismes et particules calcaires.

- **4-** Aspirer l'eau à l'aide d'une trompe à vide. Celle-ci est équipée, à l'extrémité du tuyau, d'un embout en plastique présentant un angle de 90° par rapport à la paroi du bécher. Cet embout permet d'éviter toute aspiration accidentelle du résidu décanté au fond du bécher. Récupérer le résidu dans un tube de 100ml à fond rond en polypropylène.
- **5-** Centrifuger 7mn à 2500tr/mn. Eliminer l'eau, remettre en suspension avec l'agitateur. Mettre une ou deux pastilles de Lycopodes dans le tube, le nombre de pastilles étant défini en fonction de la concentration supposée en pollen ou en dinoflagellés. Elles permettent d'estimer les concentrations en palynomorphes.
- **6-** L'attaque à l'HCl **à froid** se fait en trois étapes. Une première attaque à **10%**, remuer à l'aide d'une baguette d'agitation en verre, laisser agir quelques minutes, si le sédiment est riche en carbonates il est important de commencer par l'HCl à faible concentration afin d'éviter une importante effervescence et également un débordement des tubes. Continuer par de l'HCl à **25%** attendre quelques minutes et terminer par de l'HCl à **50%**. Cette dernière attaque est essentielle pour la suite de la manipulation. Bien s'assurer que la réaction est terminée en ajoutant de l'HCl à 50%. Lorsqu'il n'y a plus d'effervescence dans le tube, la réaction est terminée.

Attaque à l'acide fluorhydrique (HF)

Cette attaque permet d'éliminer la silice et les silicates.

- **7-** Centrifuger les tubes de 100ml pendant 7mn à 2500tr/mn et éliminer le surnageant. Remettre le culot en suspension avec l'agitateur, puis mettre environ 40 à 50cc d'HF à **45% à froid**. Fermer les tubes avec le bouchon approprié et les poser sur le secoueur, laisser agiter pendant 4 à 5h. Bien respecter la concentration de l'HF, car une concentration supérieure peut entraîner une forte effervescence, avec risque de perte de sédiment.
- **8-** Centrifuger à nouveau les tubes, 7mn à 2500tr/mn, éliminer le surnageant. Remettre en suspension avec l'agitateur, puis mettre environ 40 à 50cc d'HF à **70% à froid**. Poser les tubes sur le secoueur, laisser agiter pendant **28 à 30h**.

Note : Attention pour faire cette manipulation il est impératif de respecter les mesures de sécurité, mettre des longs gants, ainsi que des lunettes. Travailler toujours sous hotte aspirante bien fermée. Travailler également les tubes toujours fermés.

Deuxième attaque à l'acide chlorhydrique (HCI)

Elimination des fluorosilicates.

9- Centrifuger les tubes, 7mn à 2500tr/mn, éliminer le surnageant. Remettre en suspension avec l'agitateur, puis mettre environ 40 à 50cc d'HCL à **25% à froid**. Poser les tubes sur le secoueur, laisser agiter pendant 15mn.

Note : Il est très important de faire cette attaque à l'HCl avant de rincer à l'eau distillée. Des risques de formation de fluorures peuvent avoir lieu et donc gêner le reste de la manipulation.

<u>Rinçage</u>

10- Centrifuger les tubes, 7mn à 2500tr/mn, éliminer le surnageant. Remettre en suspension le culot avec l'agitateur, remplir les tubes d'eau distillée. Centrifuger les tubes, 7mn à 2500tr/mn. Eliminer l'eau, les résidus sont prêts pour la filtration.

Filtration

Cette opération nécessite la mise en œuvre d'un système de filtration. Ce matériel est posé sur une fiole à vide de 2l reliée à une trompe à vide.

- **11-** Remettre en suspension le culot avec l'agitateur et verser une partie ou la totalité du résidu, suivant la concentration, sur le filtre en nylon de maille 10μm. Rincer à l'eau distillée avec une pissette de 50ml. La contenance de la pissette est essentielle car elle permet de l'avoir bien en main et donc de presser suffisamment fort pour avoir un jet assez puissant pour la filtration. Lorsque cela colmate, mettre 20 à 40s d'ultrasons et rincer abondamment, en même temps, avec la pissette. Le succès de cette opération est basé sur la coordination entre les ultrasons et la pissette. Il est important de bien gérer le temps des ultrasons, car l'abus peut casser les microorganismes.
- **12-** Récupérer le résidu, une fois bien lavé, avec la pissette dans un tube à fond conique de 50ml en polypropylène. Bien froisser le filtre entre les doigts pour décoller éventuellement les micro-organismes qui pourraient rester sur le filtre.
- **13-** Centrifuger les tubes, 7mn à 2500tr/mn, éliminer le surnageant à l'aide de la trompe à vide munie de l'embout à 90°. Transvaser le résidu avec de l'eau distillée dans un tube à fond conique de 8cc en plastique. Centrifuger les tubes, 7mn à 2500tr/mn, éliminer le surnageant toujours avec la trompe à vide. Le résidu est prêt pour le montage.

14 – En fonction du caractère organique du résidu il est parfois nécessaire d'effectuer un traitement supplémentaire au HNO3 : Séparation du culot en 2 puis sur une moitié, attaque HNO3 2mn, filtration 10μ, 20s Ultra son, 2mn HNO3, filtration 10μ

Montage

Montage à la glycérine bidistillée phénolée (lames mobiles)

Cette technique de montage est utilisée pour l'étude des grains de pollen.

14b- Poser une lame sur la plaque chauffante (T° 200°C-250°C), mettre sur celle-ci une goutte de glycérol (*voir annexes*), ajouter quelques gouttes de résidus, doser suivant la concentration voulue. Laisser évaporer l'eau. Pendant ce temps préparer la lamelle en posant sur les longueurs de la lamelle de l'histolaque. Une fois l'évaporation terminée poser la lamelle sur la lame. Retirer la lame de la plaque chauffante et luter les deux côtés restants.

Conservation

15- Pour la conservation remplir les tubes de 8cc d'eau distillée, puis ajouter quelques gouttes de glycérine bidistillée phénolée

Annexes

• Fournisseur des pastilles de lycopodes

Lund University
Department of Geology
Quaternary Sciences
Sölvegatan 12
SE-223 62 Lund
Sweden

Fax: 46-46-2224830

• Fournisseur des filtres de 10µm

Saulas et Cie 5, rue des epinettes BP 20 10160 Paisy cosdon

fax: 03 25 40 74 87

• Préparation de la gélatine glycérinée

Mettre dans un bécher 10g de gélatine plus 34,2cc d'eau distillée. Laisser reposer pendant 2h à froid sans agitation. Ensuite, ajouter 51cc de glycérol à 98% plus 1g de phénol. Chauffer jusqu'à complète dissolution. La solution se solidifie à froid. Lors du montage mettre le bécher sur la plaque chauffante.

• Préparation du glycérine bidistillée phénolée pour la conservation

Mettre dans 1I de glycérol à 98% 1% de phénol.

6.2. Description des échantillons et des traitements

SERIE N°	Nom du demandeu r	TECH	Date		Sol Exotique (lycopodes)	Nombre grains	Num (1- 8)	NOM DE LA CAROTTE	TRONCON	Prof top	Prof base	VOL	Poids sec
2585	GAUDIN	MG	01/03/22	V	lycopodes	18407	Α	SARZEAU	US 1125,8			3,5	
2585	GAUDIN	MG	01/03/22	V	lycopodes	18407	В	SAR7FAU	US 1125.7			3	

Figure 10. Description des traitements réalisés pour l'extraction pollinique (UMR EPOC).