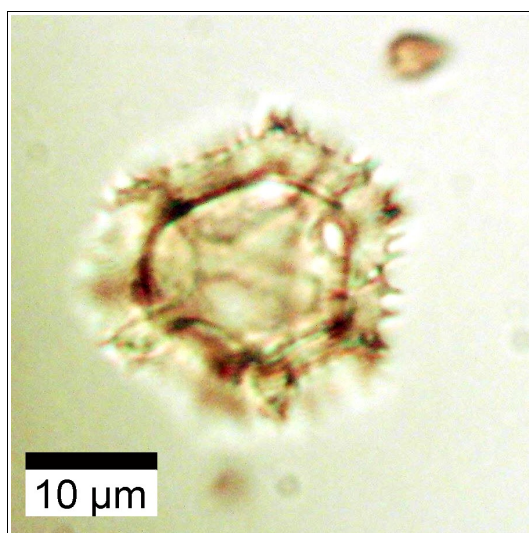




ANALYSES SCIENTIFIQUES DES DÉCOUVERTES ARCHÉOLOGIQUES : ANALYSES PALYNOLOGIQUES



ANALYSES PALYNOLOGIQUES RÉALISÉES SUR DES PRÉLÈVEMENTS DU SITE DE MONCOUTANT-SUR-SÈVRE (79).

ARCHEODUNUM Agence Nord-Ouest

Rapport d'analyses palynologiques

Août 2022

ARCHEODUNUM Agence Nord-Ouest

Opération archéologique de Moncoutant-sur-Sèvre (79)

Rapport d'analyses palynologiques

Références des échantillons étudiés :

Souterrain nord (F1322 – SD1206) US 1322 n°05, 06, 21, 22, 23, 29, 30
et souterrain sud (F1719 – SD1232 – US 1719.17, US 1719.16, US 1719.15)

Références des prélèvements retenus pour des analyses complètes :

Souterrain nord (F1322 – SD1206) US 1322.30
Souterrain sud (F1719 – SD1232 – US 1719.16)

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 : arkeomap.com

Août 2022

Illustration de la page de couverture : Pollen de Cichorioïdée. Grossissement x1000. L'échelle représente des micromètres. Prélèvement n° F1719 – SD1232 – US 1719.16

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	4
1. PRELEVEMENT DES ECHANTILLONS, STRATIGRAPHIE et OBJECTIFS.....	5
2. TRAITEMENT CHIMIQUE et OBSERVATION DES ECHANTILLONS.....	7
2.1 Le protocole d'extraction utilisé.....	7
2.2 Les comptages et déterminations.....	7
2.3 Le diagramme pollinique	9
3. RESULTATS, INTERPRETATION.....	10
3.1. Analyse critique des résultats.....	10
3.2. Interprétation des résultats.....	11
4. SYNTHESE	13
5. BIBLIOGRAPHIE.....	14
6. FIGURES.....	16
7. ANNEXE.....	20
7.1. Détail du protocole d'extraction utilisé :.....	20
7.2. Description des échantillons et des traitements	23

INTRODUCTION

Ce document présente les résultats d'analyses palynologiques de deux prélèvements du site de Moncoutant-sur-Sèvre (79). Les prélèvements proviennent des comblements de souterrains attribués au Moyen-âge.

Ces analyses font suite à la réalisation de tests sur dix prélèvements palynologiques, sur un total de 20 prélèvements, répartis à la fois dans les souterrains nord et sud. Les résultats des tests ayant conclu à la présence de pollens en quantité et qualité minimale sur seulement deux échantillons (Gaudin, 2022), nous avons donc poussé l'étude de manière à obtenir un diagramme pollinique sur la base de ces deux prélèvements.

Cette opération a été menée par la société ARCHEODUNUM agence nord-ouest. L'étude a été commandée par Mme Agathe Gaucher, 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

Vingt prélèvements au total, couplés à des études micromorphologiques, ont été réalisés par la société Archeodunum à l'intérieur des remplissages des souterrains sud (F1719 – SD 1232) et nord (F1322 – SD 1206)

Afin d'évaluer le potentiel palynologique, nous avons choisi d'étudier dans un premier temps, 10 des 20 prélèvements disponibles.

Au regard des stratigraphies observées sur photographies (Fig. 1), le sédiment paraissait très minéral, limoneux, voir sableux pour certain niveaux. Les risques de percolation sont importants pour les US sableuses.

Les prélèvements dont les US avaient fait l'objet de prélèvements micromorphologiques en parallèle ont été privilégiés.

D'après les premières interprétations géomorphologiques, la vitesse de sédimentation du Fossé F1719 (souterrain sud) semble avoir été plus lente. Cela permet potentiellement une accumulation plus importante des pollens, les analyses de ces niveaux ont donc été privilégiés (3 échantillons sur 5 disponibles).

Tenant compte de ces informations nous avons donc choisi de sélectionner trois échantillons provenant du remplissage du souterrain sud et sept du souterrain nord (Fig. 3 et 2).



Figure 1. Photographies des stratigraphies des comblements des souterrains nord (image de gauche) et sud (image de droite). Les clous sont numérotés de bas en haut (clou n°1 est en bas de stratigraphie)

Notons que les couches sédimentaires prélevées ne présentaient pas de conditions anaérobies permanentes (ex. nappe d'eau), ce qui rend souvent la conservation des pollens aléatoire.

De façon générale les tests se révélèrent plutôt décevants (Gaudin, 2022) (Fig. 3). En effet, la plupart des concentrations polliniques se trouvèrent inférieures à 1000 grains / ml avec de faibles diversités. Seuls deux prélèvements ont été retenus pour des études plus approfondies :

- l'échantillon F1719 - SD1232 (souterrain sud) - US1719.16 montra une concentration pollinique de l'ordre de 6000 pollens / mL avec une dizaine de taxons,
- l'échantillon F1322 - SD1206 (souterrain nord) - US 1322.30 montra peu de pollens (env. 1000 pollens / mL) mais avec une diversité « encourageante » avec sept taxons.

INVENTAIRE PALYNOLOGIQUE			
Commune :	Moncoutant-sur-Sèvre (79)		
Nom de l'opération / Lieu-Dit :			
Année :	2021-2022		
N° OA :			
Resp. d'Op.	Agathe Gaucher		
Type d'opération :	fouille préventive		
Période d'analyse pressentie	Aout 2022		
Faits US SD Nature	Description sédimentaire	Période / date	Retenu pour analyse complète après tests
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.30 PR 1156 (clou 1)	Sableux	Moyen-Age	Retenu
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.29 PR 1157 (clou 2)	limoneux		non
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.23 PR 1158 (clou 3)	Sablo-limoneux		non
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.22 PR 1159 (clou 4)	Limono-argileux		non
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.21 PR1160 (clou 5)	Limono-argileux		non
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.06 PR 1168 (clou 13)	Sablo-limoneux		non
Souterrain nord : F1322 - SD1206 - US 1322.05 PR 1169 (clou 14)	Sablo-limoneux		non
Souterrain sud : F1719 - SD1232 - US 1719.17 PR1183 (clou 1)	Sableux		non
Souterrain sud : F1719 - SD1232 - US 1719.16 PR1184 (clou 2)	Sablo-limoneux		Retenu
Souterrain sud : F1719 - SD1232 - US 1719.15 PR1186 (clou 4)	Sablo-limoneux		non

Figure 2. Inventaire des prélèvements sélectionnés pour les tests puis retenus pour des analyses « complètes ».

Code des prélèvements	Nombre de pollens comptés	Nombre de spores et Lycopodes introduits comptés	Concentration absolue pollen spores	Concentration absolue pollen uniquement	Etat de conservation	Diversité taxonomique	Remarque	Ordre de priorité	
F1719-SD1232 – US1719.17 – PR 1183 (clou1)	0	0	112	0	Très mauvais	0	aucun	5	
F1719-SD1232 – US1719.16 – PR 1184 (clou2)	45	61	46	8136	6002	Moyen à bon	11	Céréales	3
F1719-SD1232 – US1719.15 – PR 1186 (clou4)	0	11	102	496	0	Très mauvais	2	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.30 PR 1156 (clou 1)	4	21	129	999	190	Mauvais	7	aucun	4
F1322 – SD1206 – US 1322.29 PR 1157 (clou 2)	3	23	29	5839	762	Très mauvais	5	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.23PR 1158 (clou 3)	3	9	128	431	144	Très mauvais	3	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.22PR 1159 (clou 4)	5	20	101	1215	304	Très mauvais	4	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.21PR1160 (clou 5)	4	14	50	1718	491	Très mauvais	5	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.06 PR 1168 (clou 13)	0	2	107	115	0	Très mauvais	1	aucun	5
F1322 – SD1206 – US 1322.05PR 1169 (clou 14)	1	7	113	380	54	Très mauvais	2	aucun	5

Figure 3. Opération archéologique du site de Moncoutant-sur-Sèvre (79). Tableau synthétisant les sommes, les concentrations absolues en spores et pollens (en nb/mL de sédiment) ainsi que la diversité taxonomique de chaque prélèvement suite aux résultats des tests palynologiques (extrait de Gaudin, 2022). Un ordre des « potentialités 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).

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 7.1.).

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 OLYMPUS CX21 et CX40).



Figure 4. 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 für 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.

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 non-polliniques. 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 60µm, et dont le diamètre extérieur du pore aréolé est supérieur à 10µm 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.

2.3 Le diagramme pollinique

Le diagramme sporo-pollinique (spores et pollens) a été réalisé à l'aide du logiciel « C2 data analysis version 1.7.6 » (Fig. 5).

Le pourcentage de chaque taxon a été calculé par rapport à une somme de base correspondant au total des pollens observés.

La question de la prise en compte des spores dans la somme de base n'est pas sans poser quelques problèmes. L'exemple de *Sphagnum sp.* a été étudié par J. Heim (1970) qui a constaté que la production de spores de sphaigne pouvait varier sans concordance évidente avec le couvert végétal du site considéré. Plus généralement, les Ptéridophytes et les Bryophytes présentent une sporulation souvent difficile à interpréter. Aussi, les spores sont généralement exclues de la somme de base (Voetzel, 1987 ; Barbier, 1999 ; Ouguerram, 2002). Pour notre part, les caractéristiques de production et de dispersion des spores étant différentes des caractéristiques polliniques, nous avons aussi choisi d'exclure les spores de la somme de base.

Les diagrammes sont réalisés à partir de ces pourcentages et les échantillons analysés apparaissent en lignes.

Sur ces diagrammes figurent de la gauche vers la droite :

- l'identifiant du prélèvement correspondant dans notre cas aux unités stratigraphiques,
- l'ensemble des fréquences relatives de chaque taxons d'arbres puis des arbustes déterminés lors du comptage,
- un diagramme de type « Iversen », synthétisant la somme des pollens d'arbres vis à vis des pollens d'herbacées (AP / NAP : Pollens d'arbres / Pollens d'herbacées) et de plantes aquatiques. Ces courbes permettent d'estimer l'évolution des parts relatives des végétations boisées vis-à-vis des végétations herbacées et aquatiques dans le paysage environnant,
- les courbes individuelles continues en pourcentages relatifs des taxons polliniques de plantes herbacées et aquatiques. Au sein des herbacées, les taxons sont ordonnés par leurs affinités écologiques,
- les courbes individuelles continues des spores de Ptéridophytes, des Bryophytes puis des microfossiles non polliniques.

Remarque :

- Lorsqu'un taxon n'est représenté que par une ou deux occurrences seulement (moins de 1%), il est matérialisé sur le diagramme par un point.
- les fréquences des spores et des microfossiles non polliniques sont calculées sur la base des sommes polliniques (d'où par exemple des fréquences de l'ordre de 65 pour les spores *monolètes*).

3. RESULTATS, INTERPRETATION

Les résultats sont donnés sous la forme d'un tableau de comptages et d'un diagramme représentant les effectifs des différents spores et pollens identifiés (Figures 4 et 5).

3.1. Analyse critique des résultats

L'analyse de l'échantillon US1719.16 a permis d'atteindre un peu plus de 300 grains de pollens et de spores, mais malgré les observations complémentaires, assez peu de pollens ont été observés dans l'échantillon du souterrain nord (US 1322.30) (Fig. 5).

La concentration de pollens constatée pour le premier échantillon (US 1719.16), de l'ordre de 6000 pollens / mL est une concentration que l'on peut considérer assez « moyenne » mais qui reste comparable aux concentrations obtenues dans des dépôts organiques tels que dans les tourbières, souvent de l'ordre de 50000 pollens / mL. De plus, un peu plus d'une vingtaine de taxons y ont été identifiés.

En revanche, la concentration pollinique obtenue pour l'échantillon de l'US 1322.30 est très faible (environ 440 pollens / mL), il faut donc interpréter les résultats de cet échantillon avec précaution. Les valeurs quantitatives (fréquences relatives) notamment ne peuvent être considérées comme fiables. Nous nous baserons davantage sur les associations polliniques observées pour interpréter les résultats de ce prélèvement.

La détection importante des spores de Lycopodes introduits dans les volumes extraits (272 Lycopodes comptés pour l'échantillon de l'US 1719.16 et 683 pour l'échantillon de l'US 1322.30, Fig. 5), témoigne de la réussite du traitement physico-chimique d'extraction du matériel sporo-pollinique.

Notons toutefois une sur-représentation des pollens de Cichorioïdées, d'Asteracées et de spores monolètes, taxons particulièrement résistants. Il est possible que le comblement du souterrain se soit retrouvé régulièrement dans des contextes « aérobies » propices à l'oxydation biologique ou physico-chimique des pollens les moins résistants. En effet, le contexte sablo-limoneux des comblements n'est pas très favorable au maintien de conditions anaérobies en période sèche. La mauvaise conservation pollinique constatée pour la plupart des échantillons testés est une conséquence de ces conditions, mais peut-être aussi à des dynamiques de comblement assez brusques, ne permettant pas un temps de contact suffisant pour une accumulation importante de pollens.

Si l'on considère les deux échantillons étudiés, on constate une diversité intéressante puisqu'une vingtaine de types de pollens, quatre types de spores et quelques microfossiles non polliniques ont été identifiés (Fig. 5 et 6), même si cela reste bien inférieur aux diversités obtenues en contextes anaérobies naturels (ex. zones humides avec souvent plus de 50 types polliniques).

Les pollens et spores identifiés correspondent essentiellement à des végétations herbacées (environ 99% des pollens pour le prélèvement de l'us 1719.16). Ce résultat tendrait donc à décrire un paysage ouvert. Toutefois, il est probable que cette image soit déformée à cause de la nature des sédiments analysés et du mode de dépôt à l'intérieur du souterrain. 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 ruissellements et infiltrations depuis les environs immédiats (apports polliniques plutôt locaux). Dans les deux échantillons, des micro-fossiles non polliniques du type ascospores du groupe coprophile Sordariales (Type HdV55) témoignent d'apports par ruissellement depuis les surfaces environnantes des souterrains.

Ce sont donc plutôt des cortèges polliniques associés aux environs des souterrains qui sont pressentis.

3.2. Interprétation des résultats

Compte tenu de la différence nette de conservation entre les deux échantillons analysés, il est nécessaire d'interpréter les résultats de façon différente (Fig. 5 et 6).

- Pour ce qui concerne la composition de l'échantillon de l'US 1322.30 (souterrain nord), on discerne essentiellement deux à trois formations végétales.

Des boisements de résineux sont détectés par l'intermédiaire des fragments polliniques (Gymnosperme), dont probablement les pins de type sylvestre (*Pinus type sylvestris*) et peut-être de type maritime ? (*Pinus type pinaster* ?). Ces formations de résineux sont toutefois difficiles à cerner à cause de modes de diffusion et de production importantes. Ce sont peut-être des pollens d'origines lointaines. Un pollen de chêne (*Quercus sp.*) a aussi été observé. Il pourrait s'agir de haies ou d'arbres isolés ponctuant le paysage.

L'association des pollens de Poacées, Cichorioïdées, Caryophyllacées, Urticacées, correspondrait à des formations de « friches et jachères ». La détection d'un pollen d'Urticacée (ortie) confère un caractère « rudéral » à cet ensemble végétal.

L'identification d'une quinzaine d'ascospores du groupe coprophile « HdV-55 Sordariale » témoigne de la présence de matières fécales (fumier?). Cela vient renforcer l'image d'un environnement rudéral (ex. chemins, zones d'habitats, lieux de pacage). Notons que les détections de ces ascospores en nombre, viennent compléter les observations de restes (cuticules ou thèques) d'œuf de vers parasites de type *Ascaris* lors des tests palynologiques réalisés sur les prélèvements des US 1322.23 et US 1322.22 (souterrain nord) (Fig. 10). Ce sont des vers parasites du tube digestif humain pouvant affecter aussi les chiens, le renard et le porc.

- La composition pollinique de l'échantillon de l'US 1719.16 (souterrain sud) fournit une image plus détaillée et plus fiable du paysage végétal.

Le spectre est largement dominé par les pollens d'herbacées (environ 99% du spectre) ce qui correspondrait à un paysage ouvert.

Les boisements de feuillus sont perceptibles par l'intermédiaire de rares pollens de noisetier (*Corylus avellana*) et d'une occurrence d'aulne (*Alnus sp.*).

L'aulne témoigne de **boisements hygrophiles**, peut-être depuis une zone alluviale ou des bords d'une zone humide. Les pollens de noisetier (*Coryllus avellana*), essence ubiquiste, pourraient provenir de ce même type de boisement hygrophile et de **boisements clairs**. Peut-être d'espaces en déprise agricole ou de haies.

De façon générale, au regard des faibles taux observés, les formations de boisements semblent très clairsemées ou éloignées.

En ce qui concerne les végétations herbacées, les communautés végétales sont principalement composées de graminées (Poacées). En effet les pollens de Poacées représentent près de la moitié des pollens observés.

On détecte les **groupements de friches et de jachères** (Poaceae, Asteraceae dont Cichorioideae et Carduaceae, Chenopodiaceae, Caryophyllaceae, Lamiaceae, Brassicaceae), **les groupements de communautés rudérales, de lieux de pacage, de chemins** (*Plantago sp.*, *Plantago lanceolata*, Urticaceae, Chenopodiaceae, Asteraceae, Caryophyllaceae, Lamiaceae) et de **prairies hygrophiles pâturées** (Poaceae, Cyperaceae, Rubiaceae, *Centaurea nigra*, Asteraceae, *Plantago sp.*, Lamiaceae, Juncaceae).

L'association des cultures est bien représentée avec l'identification de pollens de céréales (*Cerealina type*) dont le seigle (*Secale type*) accompagnés de pollens de plantes adventices (*Centaurea type jacea*) et de plantes rudérales (*Plantago sp.*, Chenopodiaceae, Cichorioideae, Urticaceae).

L'observation de plusieurs pollens de céréales dans ce contexte de souterrain pose question car ce sont des essences qui produisent et diffusent relativement peu (Fig. 9, d'après Mazier *et al.*, 2012). Ce résultat est probablement à mettre en relation avec la proximité de cultures ou d'activités de traitement des céréales dans les environs des souterrains.

Le nombre de spores monolètes, trilètes, de polypode (*Polypodium sp.*) et *Asplenium sp.* est important puisque près de 50 grains ont été comptés. Les fréquences de ces spores (fougères et mousses) observées sont souvent aléatoires et difficilement interprétables (Figures 5 et 6). Ces spores pourraient provenir de mousses et de fougères situées à proximité, voire à l'intérieur des souterrains.

Enfin, comme pour l'échantillon de l'US 1322.30, de nombreux microrestes non polliniques sont présents, notamment des « amérospores des types HdV-207 ». Ce sont pour la plupart des microrestes d'origine fongique (champignons) mais dont la signification écologique n'est pas toujours très claire. De plus, quatre ascospores du groupe coprophile Sordariale (Type Hdv 55, Fig. 6) ont de nouveau été observés, indiquant la présence de matières fécales liées probablement à des zones de pacage dans les environs.

On observe aussi d'importantes concentrations en micro-charbons dans les deux prélèvements. Il pourrait s'agir de restes d'incendies (?).

4. SYNTHESE

Cette étude apporte des informations de compréhension du site sous l'angle de la palynologie.

Les prélèvements étudiés livrèrent des résultats contrastés. L'échantillon de l'US 1719.16 (souterrain sud) permet d'obtenir une concentration pollinique correcte (6000 grains de pollens / mL) avec une diversité intéressante (environ 25 taxons sporo-polliniques) (Figures 5 et 6). Les autres échantillons en revanche se montrèrent assez pauvres. Le temps d'observation supplémentaire de l'échantillon de l'US 1322.30 (souterrain nord) permit d'obtenir quelques taxons en plus.

De façon générale, les compositions polliniques ont été soumises à une conservation différentielle assez importante. Les Cichorioïdées, Asteracées et spores monolètes, taxons particulièrement résistants, apparaissent sur-représentés, déformant ainsi l'image paléoenvironnementale.

Les pollens identifiés correspondent surtout à des végétations herbacées, ce qui pourrait être interprété comme la conséquence de paysages ouverts. Toutefois, le contexte des sédiments analysés amène à s'interroger sur le mode de déposition des pollens. En effet, la composition pollinique est vraisemblablement largement inféodée aux contextes de dépôt des sédiments analysés. Contrairement aux analyses polliniques réalisées dans des contextes de dépôts sédimentaires « naturels et calmes », où la pluie pollinique est avant tout associée à des apports aériens, la composition pollinique analysée dans les comblements de souterrains est probablement en partie liée aux ruissellements et infiltrations des eaux des environs immédiats.

L'étude des associations polliniques a permis d'identifier des groupements végétaux de **cultures, de friches et de jachères**, de **prairies hygro- à mésophiles pâturées** et de **communautés rudérales : lieux de pacage, chemins**.

En ce qui concerne les cultures, des attestations de céréales peuvent être directement rattachées aux activités agro-alimentaires.

Des formations de **boisements clairs** et de **boisements humides** sont aussi perçues, mais elles devaient être assez éloignées ou clairsemées dans le paysage.

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 für 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, Université Toulouse 2 Le Mirail, 2 vol., 373 p.

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

GAUDIN L., 2022 – Tests palynologiques réalisés sur dix prélèvements du site de Moncoutant-sur-Sèvre (79). Rapport de tests palynologiques. Archeodunum, Agence Nord-ouest, 20 p.

HEIM J., 1970 - Les relations entre les spectres polliniques récents 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 : síntesis crítica. *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 Tardiglaciaire aux époques actuelles. Thèse de doctorat, Université de Moulay Ismaïl de Meknès (Maroc), Editions Groupe d'Etude des Milieux Naturels, 121 p., 24 Figures.

MAZIER F., GAILLARD M. J., KUNEŠ P., SUGITA S., TRONDMAN A. K., BROSTRÖM A., 2012 - Testing the effect of site selection and parameter setting on REVEALS-model estimates of plant abundance using the Czech Quaternary Palynological Database." *Review of Palaeobotany and Palynology* no. 187 p. 38-49. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.revpalbo.2012.07.017>.

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., 115 p.

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

REILLE M., 1992 - *Pollen et spores d'Europe et d'Afrique du Nord.*, Editions 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. FIGURES

	Taxons \ Code Prélèvements	F1719- SD1206 – US1719.16 – PR 1184 (clou2)	F1322 – SD1206 – US 1322.30 PR 1156 (clou 1)
Pollens	Fragment Gymnosperme (résineux)	0	1
	Pinus type pinaster	0	1
	Pinus type sylvestris	0	1
	Quercus	0	1
	Corylus	2	0
	Alnus	1	0
	POACEAE	135	1
	CICHORIOIDEAE	97	4
	ASTERACEAE	5	0
	CARDUACEAE	1	0
	CARYOPHYLLACEAE	1	1
	CHENOPODIACEAE	1	0
	BRASSICACEAE	1	0
	Plantago	1	0
	Plantago lanceolata	3	0
	URTICACEAE	1	1
	Cerealia type	12	0
	Secale type	4	0
	Centaurea type nigra/jacea	1	0
	LAMIACEAE	1	0
	RUBIACEAE	1	0
	CYPERACEAE	5	1
	JUNCACEAE	3	0
Spores	Asplenium	0	1
	Spore monolète	48	33
	Polypodium	1	2
	Spore trilète	2	1
Non polliniques	Ascospores gp coprophiles – HdV-55 – Sordariales	4	14
	Amérospores – HdV-207	6	2
	Dictyospores – TM-329	5	0
	Microcharbons	891	303
	Phytolithes	3	0
	Indéterminés	3	0
	SOM. pollen (somme de base)	276	12
	SOM. Sporo-pollinique	327	49
	CONC. ABS Pollen (nb / cm3)	6226	108
	CONC. ABS Pollen et Spores (nb / cm3)	7376	440

Figure 5. Opération archéologique du site de Moncoutant-sur-Sèvre (79). Comptages correspondant aux pollens, spores et quelques autres types de fossiles non polliniques déterminés. 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 mL de sédiment.

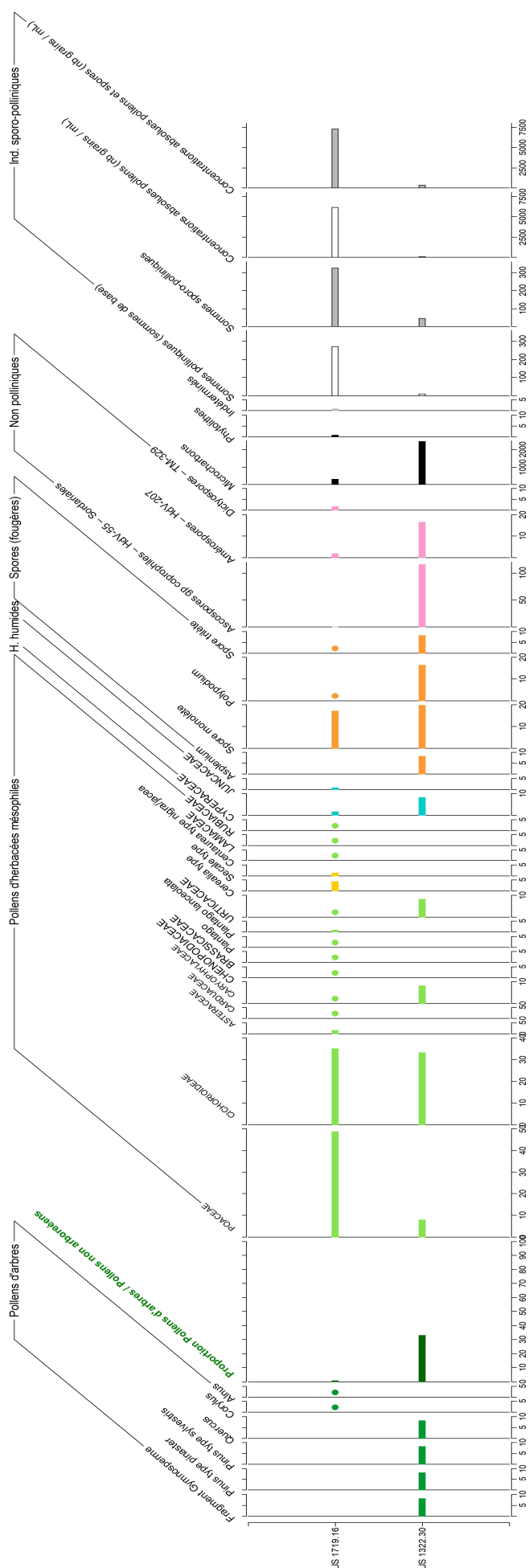


Figure 6. Diagramme sporo-pollinique du site de Moncoutant-sur-Sèvre (79). Les valeurs sont exprimées en fréquences relatives (%). La somme de base utilisée pour calculer les fréquences correspond à la somme des grains de pollens. Les spores ont donc été exclus de cette somme de base. La courbe (PA/PNA) correspond au rapport entre pollens d'arbres (PA)/ pollens non arborescents (PNA). Les valeurs inférieures à 1% sont symbolisées par des points. Les concentrations absolues sont exprimées en nombre de grains / cm3 de sédiment.

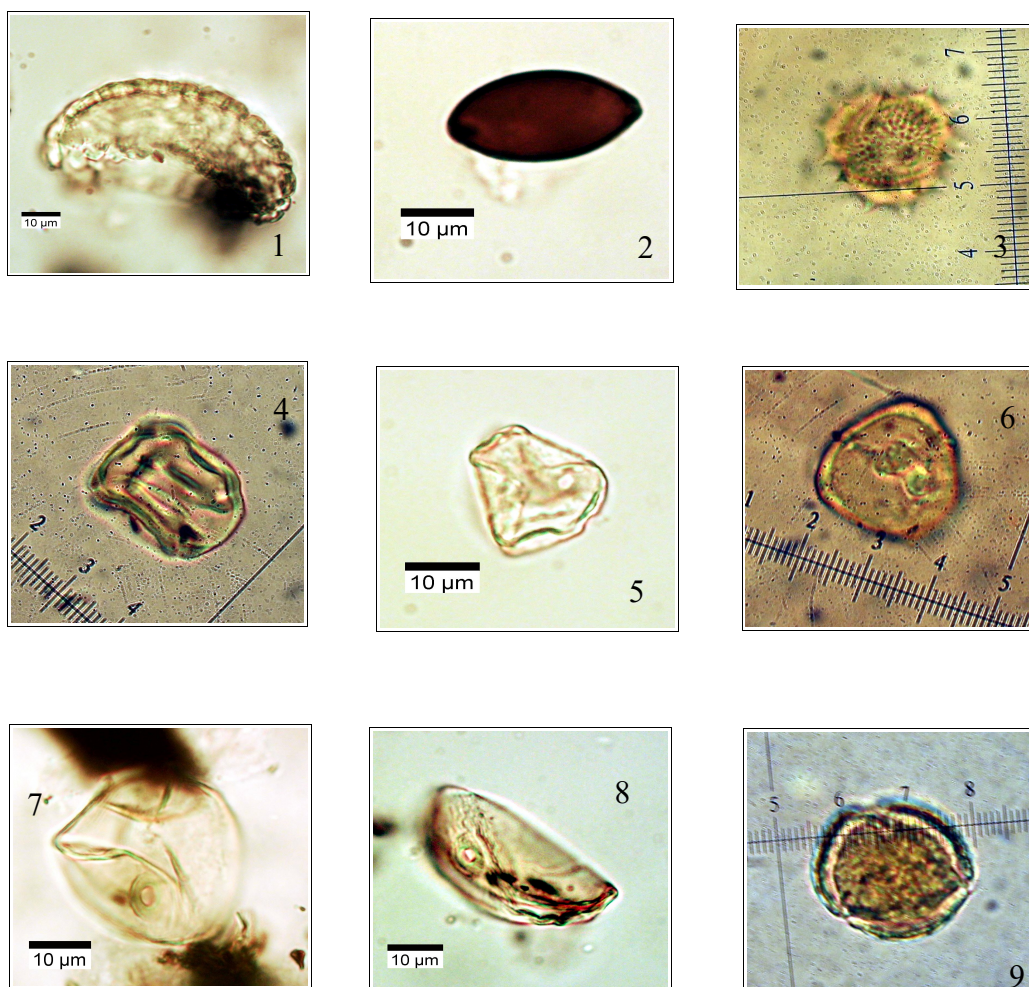


Figure 7. Photographies de pollens sous microscope optique à immersion, grossissement x1000. Les échelles représentent des micromètres. 1. Spore de Polypode (*Polypodium* sp.) (US 1322.30) ; 2. Ascospore du groupe coprophile du type *HdV55* Sordariales (US 1322.30) ; 3. Pollen de la famille des Carduaceae (US 1719.16) ; 4. Pollen d'aulne (*Alnus* sp.) (US 1719.16) ; 5. Pollen de plantain (*Plantago* sp.) (US 1719.16) ; 6. Pollen de noisetier (*Corylus avellana*) (US 1719.16) ; 7. Pollen de type céréale (*Cerealia* type) (US 1719.16) ; 8. Pollen de type seigle (*Secale* type) (US 1719.16) ; 9. Pollen de chêne (*Quercus* sp.) (US 1322.30) ;

Code des prélèvements	Nombre de pollens comptés	Nombre de spores et de Lycopodes introduits comptés	Concentration absolue pollen et spores	Concentration absolue pollen uniquement	Etat de conservation	Diversité taxonomique	Remarque	
F1719-SD1206 – US1719.16 – PR 1184 (clou2)	276	327	272	7376	6226	Moyen	22	Céréales
F1322 – SD1206 – US 1322.30 PR 1156 (clou 1)	12	49	683	440	108	Mauvais	13	

Figure 8. Nombre de pollens et de spores comptés, nombre de grains par cm³ de sédiment, diversité taxonomique.

Taxon	Production pollinique relative/Poaceae PPE (SE)	Vitesse de chute dans l'air des grains de pollen (m/s)
Abies	6.88 (1.44)	0.120
Alnus	9.07 (0.10)	0.021
Artemisia	3.48 (0.20)	0.025
Betula	3.09 (0.27)	0.024
Calluna vulgaris	0.82 (0.02)	0.038
Carpinus	3.55 (0.43)	0.042
Cereal-t	1.85 (0.38)	0.060
Corylus	1.99 (0.20)	0.025
Fagus	2.35 (0.11)	0.057
Filipendula	2.81 (0.43)	0.006
Fraxinus	1.03 (0.11)	0.022
Juniperus	2.07 (0.04)	0.016
Picea	2.62 (0.12)	0.056
Pinus	6.38 (0.45)	0.031
Plantago lanceolata	1.04 (0.09)	0.029
Plantago media	1.27 (0.18)	0.024
Plantago montana	0.74 (0.13)	0.030
Poaceae	1.00 (0.00)	0.035
Quercus	5.83 (0.15)	0.035
Rumex acetosa-t	2.14 (0.28)	0.018
Salix	1.22 (0.11)	0.022
Secale	3.02 (0.05)	0.060
Tilia	0.80 (0.03)	0.032
Ulmus	1.27 (0.05)	0.032

Figure 9. Tableau récapitulatif des valeurs moyennes des productions polliniques européens et des vitesses de chute dans l'air des grains de pollen des taxons étudiés (d'après Mazier *et al.*, 2012).

Taxons \ Code Prélèvements		F1719- SD1232 – US1719.17 – PR 1183 (clou1)	F1719- SD1232 – US1719.16 – PR 1184 (clou2)	F1719- SD1232 – US1719.15 – PR 1186 (clou4)	F1322 – SD1206 – US 1322.30 PR 1156 (clou 1)	F1322 – SD1206 – US 1322.29 PR 1157 (clou 2)	F1322 – SD1206 – US 1322.23 PR 1158 (clou 3)	F1322 – SD1206 – US 1322.22 PR 1159 (clou 4)	F1322 – SD1206 – US 1322.21 PR1160 (clou 5)	F1322 – SD1206 – US 1322.06 PR 1168 (clou 13)	F1322 – SD1206 – US 1322.05 PR 1169 (clou 14)
Pollens	Frag. Gymnosperme (Résineux)	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	Pinus pinaster	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	Quercus	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	POACEAE	0	23	0	0	1	2	2	1	0	0
	CICHOIRIOIDEAE	0	9	0	1	1	0	2	1	0	1
	ASTERACEAE	0	3	0	0	0	0	0	1	0	0
	CARYOPHYLLACEAE	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0
	BRASSICACEAE	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	Plantago lanceolata	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	URTICACEAE	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0
	Cerealia type	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
	Secale type	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	LAMIACEAE	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	RUBIACEAE	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	CYPERACEAE	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Spores	Spore monolète	0	16	10	15	19	6	15	10	2	6
	Polypodium	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0
	Spore trilète	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Non pollinique	Thèque Ascaris	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
	Ascospores gp coprophiles – HdV-55 – Sor	0	0	0	5	6	2	2	2	1	1
	Ascospores gp coprophiles – HdV-205 – Sc	0	0	0	0	0	0	3	7	6	10
	Amérospores – HdV-207	0	2	0	0	0	0	0	2	0	0
	Dictyosporos – TM-329	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
	Spores algales et supposées – HdV-181	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	Microrestes colorés – TM-318	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Micro-charbons	0	48	159	57	273	205	690	723	337	154
	Indéterminés	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	SOM. pollen (somme de base)	0	45	0	4	3	3	5	4	0	1
	SOM. Sporo-pollinique	0	61	11	21	23	9	20	14	2	7
	CONC. ABS Pollen (nb / cm3)	0	6002	0	190	762	144	304	491	0	54
	CONC. ABS Pollen et Spores (nb / cm3)	0	8136	496	999	5839	431	1215	1718	115	380

Figure 10. Opération archéologique du site de Moncutant-sur-Sèvre (79). Résultats des tests palynologiques. Comptages des pollens et spores déterminés (extrait de Gaudin, 2022)

7. ANNEXE

7.1. 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 (HCl)

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.

Rinçage

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 glycinée

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 1l de glycérol à 98% 1% de phénol.

7.2. Description des échantillons et des traitements

SERIE N°	Nom du demandeur	TECH	Date	Coul (N,B,R,V)	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	G	MONCOUTANT	US 1719,16			3	
2585	GAUDIN	MG	01/03/22	V	lycopodes	18407	H	MONCOUTANT	US 1719,17			3	
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	A	MONCOUTANT	1322-30			3	8,408
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	B	MONCOUTANT	1322-29			2,5	6790
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	C	MONCOUTANT	1322-23			3	7,432
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	D	MONCOUTANT	1322-22			3	8,763
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	E	MONCOUTANT	1322-21			3	7,049
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	F	MONCOUTANT	1322-06			3	7,457
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	G	MONCOUTANT	1322-5			3	8,043
2593	GAUDIN	MG	2/05/22	V	lycopodes	18407	H	MONCOUTANT	1719-15			4	10,275

Figure 11. Description des traitements réalisés pour l'extraction pollinique (UMR EPOC).