

UNIVERSITE DE REIMS CHAMPAGNE-ARDENNE
UNITE DE FORMATION ET DE RECHERCHE DE PHARMACIE
ECOLE DOCTORALE "SCIENCE, TECHNOLOGIE, SANTE "

Année 2005

n°

THESE

Présentée en vue de l'obtention du grade de

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE REIMS CHAMPAGNE-ARDENNE

MENTION : SCIENCES PHARMACEUTIQUES

SPECIALITE : PALEOPARASITOLOGIE

Par

Matthieu LE BAILLY

Né le 10 Juin 1978 à Compiègne (Oise)

**Evolution de la relation hôte/parasite dans les systèmes lacustres nord
alpins au Néolithique (3900-2900 BC), et nouvelles données dans la
détection des paléoantigènes de *Protozoa*.**

Soutenue publiquement le 6 juin 2005.

devant le jury composé :

Mr ARAUJO Adauto, Professeur.....ENSP, Fiocruz, Rio de Janeiro, Brésil.
Mr DUTOUR Olivier, Professeur.....UMR 6578, UFR de Médecine, Marseille.
Mr VIGNE Jean-Denis, Directeur de Recherche.....UMR 5197, MNHN, Paris.
Mr SNOUNOU Georges, Directeur de Recherche.....IFR 101, MNHN, Paris.
Mme TRESSET Anne, Chargée de Recherche.....UMR 5197, MNHN, Paris.
Mr PAICHELER Jean-Claude, Maître de Conférences.....EA 3795, UFR Sciences, Reims.
Mme BOUCHET Françoise, Professeur.....EA 3798, UMR 5197, UFR de Pharmacie, Reims.

UNIVERSITE DE REIMS CHAMPAGNE-ARDENNE
UNITE DE FORMATION ET DE RECHERCHE DE PHARMACIE
ECOLE DOCTORALE " SCIENCE, TECHNOLOGIE, SANTE "

Année 2005

n°

THESE

Présentée en vue de l'obtention du grade de

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE REIMS CHAMPAGNE-ARDENNE

MENTION : SCIENCES PHARMACEUTIQUES

SPECIALITE : PALEOPARASITOLOGIE

Par

Matthieu LE BAILLY

Né le 10 Juin 1978 à Compiègne (Oise)

**Evolution de la relation hôte/parasite dans les systèmes lacustres nord
alpins au Néolithique (3900-2900 BC), et nouvelles données dans la
détection des paléoantigènes de *Protozoa*.**

Soutenue publiquement le 6 juin 2005.

devant le jury composé :

Mr ARAUJO Adauto, Professeur.....ENSP, Fiocruz, Rio de Janeiro, Brésil.

Mr DUTOUR Olivier, Professeur.....UMR 6578, UFR de Médecine, Marseille.

Mr VIGNE Jean-Denis, Directeur de Recherche.....UMR 5197, MNHN, Paris.

Mr SNOUNOU Georges, Directeur de Recherche.....IFR 101, MNHN, Paris.

Mme TRESSET Anne, Chargée de Recherche.....UMR 5197, MNHN, Paris.

Mr PAICHELER Jean-Claude, Maître de Conférences.....EA 3795, UFR Sciences, Reims.

Mme BOUCHET Françoise, Professeur.....EA 3798, UMR 5197, UFR de Pharmacie, Reims.



Rodolphe Auguste Bachelin, Zurich, 1867.

Village lacustre.

REMERCIEMENTS

Je tiens avant tout à remercier ma directrice de thèse, le *Professeur Françoise Bouchet*. Merci pour avoir accepté de m'accueillir dans votre laboratoire et surtout, merci de m'avoir transmis votre passion pour la Paléoparasitologie, cette discipline qui me permet d'aborder des sujets plus intéressants les uns que les autres.

Au *Docteur Jean-Denis Vigne*, Directeur de recherche au CNRS, Directeur de l'UMR 5197, et Vice-président du Muséum National d'Histoire Naturelle. Merci de m'avoir intégré à votre équipe, d'accepter de faire partie du jury de ma thèse et de porter votre jugement, ô combien important à mes yeux, sur ce travail.

Au *Professeur Adauto Araujo*, Médecin et Paléoparasitologue à l'Institut Oswaldo Cruz de Rio de Janeiro, pour avoir accepté d'être rapporteur de ma thèse. Je souhaite que la collaboration entre les laboratoires de Rio et de Reims continue longtemps, et qu'ainsi, nous ayons ainsi l'occasion de pérenniser les relations tant humaines que scientifiques.

Au *Professeur Olivier Dutour*, Médecin et Anthropologue, chef du service d'Anthropologie biologique à la faculté de Médecine de Marseille. Merci d'avoir accepté de juger ce travail.

Au *Docteur Georges Snounou*, Directeur de Recherche au CNRS et Parasitologue. Merci de bien vouloir participer au jury de ma thèse et de porter votre jugement de parasitologue sur mon travail.

Au *Docteur Jean-Claude Paicheler*, Géologue, Maître de Conférences à l'Université de Reims. Merci de faire partie du jury de "ma thèse", pour votre aide, votre amitié et votre soutien dans les derniers moments, pas toujours faciles.

Au *Docteur Anne Tresset*, Chargée de Recherche au CNRS et Archéozoologue. Merci de bien vouloir faire partie du jury de ma thèse. Et merci aussi pour les accueils toujours chaleureux aux réunions de l'équipe ou aux colloques.

Au **Docteur François Poplin**, Archéozoologue, Docteur vétérinaire, Maître de Conférences au Muséum National d'Histoire Naturelle. Merci d'avoir présidé mon comité de pilotage de thèse.

Au **Professeur Jacques Cohen**, Médecin, Directeur de l'EA 3798. Merci de soutenir ce travail au niveau de l'Université de Reims.

Au **Docteur Urs Leuzinger**, Archéologue responsable du Amt für Archäologie des Kantons Thurgau. Merci d'avoir toujours pris le temps de répondre à mes multiples questions. J'espère que nous pourrons continuer à travailler ensemble dans l'avenir.

Au **Docteur Helmut Schlichtherle**, Archéologue responsable du Landesdenkmalamt Bade-Württemberg. Merci d'avoir répondu à mon appel et de m'avoir confié vos échantillons si nombreux et intéressants. J'espère que cela ne sera qu'un début.

Au **Professeur Stefanie Jacomet**, Archéobotaniste à l'Institut de Préhistoire et des Sciences Archéologique de Bâle. Merci pour votre aide tout au long de ces 4 ans, pour la bibliographie et les explications du contexte préhistorique.

Au **Professeur Jorg Schibler**, Archéozoologue à l'Institut de Préhistoire et des Sciences Archéologique de Bâle. Merci pour vos réponses concernant les contextes archéozoologiques et l'évolution des cultures du Néolithique suisse.

Au **Docteur Marcello Gonçalves**, Médecin à l'Ecole Nationale de Santé Publique de Sao Paulo. Merci pour votre amitié, votre bonne humeur, et votre participation aux manipulations d'immunologie.

Au **Professeur Vincent Barbin**, Géologue, Directeur de l'EA 3795, GEGENA, Université de Reims. Merci pour votre aide pour les lectures au microscope sous cathodoluminescence.

Au **Docteur Hanspeter Marti**, Parasitologue à l'Institut Tropicale de Bâle pour les échanges de mails très intéressants. J'espère que nous aurons l'occasion de nous revoir.

A **Madame Mireille Cousinat**. Merci pour votre énorme travail dans la préparation des échantillons, mais aussi pour toutes les attentions que vous avez eu au cours de ces 5 années passées ensemble.

Au **Docteur Stéphanie Harter-Lailheugue** (pour les non basques, prononcez l'Ailheugue et pas Lé-leugue...) pour tous les moments passés au laboratoire, les bons et les moins bons, les instants de réflexion, les discussions scientifiques, et les autres.

Aux membres de l'**UMR 5197** de Paris, Muséum National d'Histoire Naturelle.

A l'équipe des **Archéologues de la base de Reims** : Robert, François, Agnès, Stéphane, Philippe. Merci pour votre soutien tout au long de ces 3 ans.

A toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail, à **ma famille**, mes frères, Sébastien et François, mes grands-parents, mes oncles, mes tantes et les cousins, Laure, ma toute première Belle-sœur, et à sa fille, ma filleule, Chloé, à **mes amis**, qui tous occupent une place importante dans ma vie : merci.

Et à mes parents. **Papa, Maman**, merci pour tout.

Ce travail a reçu le soutien de

- La **Région Champagne-Ardenne** pour l'acquisition d'un microscope optique muni d'un dispositif à immunofluorescence.
- Le **Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS)**.
- Les laboratoires **Fumouze**, pour l'obtention des kits ELISA *Entamoeba histolytica* II.
- Les laboratoires **Techlab**, pour les kits Giardia II.
- Les laboratoires **Méridian**, pour les kits d'Immunofluorescence et les kits ImmunoCard STAT! Pour la détection combinée de *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium parvum*.
- Le programme de collaboration franco-brésilienne **COFECUB**, pour les premiers essais de détection des *Protozoa*.
- La société **Millipore**, pour l'acquisition d'un système d'ultra purification d'eau.

Qu'ils en soient remerciés.

Sommaire général

Introduction	14
Générale	14
Première partie	17
La recherche d'helminthes.....	17
Chapitre I.....	21
Introduction	21
Chapitre II.....	23
Contextes et Echantillonnage	23
Introduction.....	24
1- Les sites archéologiques.	25
1.1- Hornstaad-Hörnle I.....	25
1.2- Arbon-Bleiche 3.....	26
1.3- Torwiesen II.....	27
1.4- Sipplingen.....	28
1.5- Seekirch-Stockwiesen.....	29
1.6- Wallhausen-Ziegelhütte.....	30
2- Les échantillons.....	32
2.1- Origine biologique des échantillons.....	33
2.2- Représentativité de l'échantillonnage.....	36
2.3 - Conclusion sur les échantillons.....	41
3- Autre site étudié : le Tell d'Harsova (Roumanie).	43
3.1- Contexte.....	43
3.2- Matériel.....	44
Chapitre III.....	46
Méthodes	46
1- Introduction.....	47
2- La technique utilisée à Reims.	47
2.1- Première phase : la réhydratation.....	47
2.2- Seconde phase : l'homogénéisation.....	48
2.3- Dernière phase : le tamisage.....	48
2.4- Conservation des échantillons.....	49
2.5- Observations en microscopie optique.....	49
3- Les techniques des autres laboratoires.	50

4- Autres techniques employées.....	55
4.1- La microscopie électronique à balayage (MEB).....	55
4.2- La cathodoluminescence.....	55
Chapitre IV.....	58
Résultats.....	58
1- Résultats des analyses coprologiques.....	59
1.1- Œufs appartenant à la classe des Cestodes.....	59
1.1.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp. (Cobbold, 1858).....	59
1.1.2- <i>Taenia</i> sp. (Linné, 1758).....	60
1.2- Œufs appartenant à la classe des Trématodes.....	60
1.2.1- <i>Fasciola</i> sp. (Linné, 1758).....	60
1.2.2- <i>Dicrocoelium</i> sp. (Dujardin, 1845).....	61
1.2.3- <i>Opistorchis</i> sp. (Blanchard, 1895).....	61
1.2.4- Autre œuf de Trématode.....	63
1.3- Œufs appartenant à la classe des Nématodes.....	63
1.3.1- <i>Trichuris</i> sp. (Roederer, 1761).....	63
1.3.2- <i>Capillaria</i> sp. (Zeder, 1800).....	64
1.3.3- <i>Diectophyma</i> sp. (Collet-Meygret, 1802).....	65
2- Résultats des autres techniques.....	75
2.1- Résultats de la Microscopie Electronique à Balayage.....	75
2.2- Résultats de la cathodoluminescence.....	75
Chapitre V.....	79
Les données actuelles.....	79
1- Introduction.....	80
2- Les cestodes.....	81
2.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp.....	81
2.1.1- Le cycle biologique.....	81
2.1.2- La pathologie.....	82
2.2- <i>Taenia</i> sp.....	83
2.2.1- Le cycle biologique.....	83
2.2.2- La pathologie.....	83
3- Les Trématodes.....	84
3.1- <i>Fasciola</i> sp.....	84
3.1.1- Le cycle biologique.....	84
3.1.2- La pathologie.....	85
3.2- <i>Dicrocoelium</i> sp.....	85
3.2.1- Le cycle biologique.....	85
3.2.2- La pathologie.....	86
3.3- <i>Opistorchis</i> sp.....	87
3.3.1- Le cycle biologique.....	87
3.3.2- La pathologie.....	88
4- Les Nématodes.....	88
4.1- <i>Trichuris</i> sp.....	88
4.1.1- Le cycle biologique.....	88
4.1.2- La pathologie.....	89
4.2- <i>Capillaria</i> sp.....	89
4.2.1- Les cycles biologiques.....	89
4.2.2- La pathologie.....	90
4.3- <i>Diectophyma</i> sp.....	90
4.3.1- Le cycle biologique.....	90

4.3.2- La pathologie.....	91
5- Conclusions sur les données actuelles.	92
Chapitre VI.....	95
Discussion.....	95
1- Semi-quantification.....	96
1.1- Le problème de la quantification en Paléoparasitologie.....	96
1.2- Essai de semi-quantification.....	96
2- Evolution des parasitoses entre 3900 et 2900 ans avant JC.	99
2.1- Evolution générale.....	99
2.2- Les parasitoses liées à la pêche.....	101
2.2.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp.....	102
2.2.2- <i>Opistorchis</i> sp., <i>Dioctophyma</i> sp.....	103
2.2.2.1- Le problème de l'échantillonnage.....	103
2.2.2.2- La diversification de la pêche.....	103
2.2.3- <i>Capillaria</i> sp. (à points).....	104
2.2.4- Conclusion sur les parasitoses liées à la pêche.....	104
2.2.4.1- L'ichtyophagie.....	104
2.2.4.2- La batracophagie.....	105
2.3- Les parasitoses liées à la chasse.....	106
2.3.1- <i>Paramphistomum</i> sp.....	106
2.3.2- <i>Capillaria</i> sp. (réticulés).....	106
2.3.3- Conclusion sur les parasitoses liées à la chasse.....	107
2.4- Les parasitoses liées à l'élevage.....	107
2.4.1- <i>Taenia</i> sp.....	108
2.4.2- <i>Dicrocoelium</i> sp.....	112
2.4.3- <i>Fasciola</i> sp.....	112
2.5- Les parasitoses liées à la consommation de végétaux.....	115
2.5.1- <i>Fasciola</i> sp.....	115
2.5.2- <i>Trichuris</i> sp.....	115
2.6- Hypothèses envisagées.....	116
2.6.1- Le changement de culture.....	116
2.6.2- L'augmentation de population.....	116
2.6.3- La crise économique.....	117
2.7- Conclusion sur l'évolution des parasitoses entre 3900 et 2900 avant JC.....	118
3- Modèles paléoparasitologiques.....	118
3.1- Elaboration des modèles paléoparasitologiques.....	118
3.2 - Discussion des modèles paléoparasitologiques.....	121
4- Evolution chronogéographique des parasitoses.....	123
4.1- Introduction.....	123
4.2- Le cas de l'opistorchiose.....	123
4.3- Le cas de la Bothriocéphalose.....	125
4.4- Le cas de l'ascaridiose.....	126
Chapitre VII.....	128
Conclusion de l'étude.....	128
helminthologique.....	128

Deuxième partie.....	131
La recherche	131
d'unicellulaires.....	131
Chapitre I.....	134
Introduction	134
Chapitre II.....	137
Etude bibliographique.....	137
1- Introduction.	138
2- Les unicellulaires intestinaux.....	138
3- Les unicellulaires sanguins.....	143
3.1- <i>Plasmodium falciparum</i>	144
3.2- <i>Trypanosoma cruzi</i>	147
4- Protozoaires tissulaires.....	150
4.1- <i>Sarcocystis</i> sp.	150
4.2- <i>Toxoplasma gondii</i>	151
5- Conclusion	152
Chapitre III.....	154
Les échantillons.....	154
1- Kophovouno.	155
2- Lattes, Mas Saint-Sauveur.	155
3- Chevenez.....	156
4- Pineuilh.....	156
5- Meadowlark cemetery.....	156
Chapitre IV	160
Méthodes	160
1- Introduction.	161
2- Préparation des échantillons.....	161
3- Le kit "<i>Entamoeba histolytica</i> II".....	162
3.1- Principe du test <i>Entamoeba histolytica</i> II.....	162
3.2- Le kit <i>Entamoeba histolytica</i> II se compose.....	162
3.3- Procédure du test " <i>Entamoeba histolytica</i> II".....	163
4- Le kit "<i>Giardia</i> II".	163
4.1- Principe du test " <i>Giardia</i> II".....	164
4.2- Le kit ELISA " <i>Giardia</i> II" se compose :.....	164
4.3- Procédure du test <i>Giardia</i> II:	165

5- L'ImmunoFluorescence directe.....	166
5.1- Principe du test.....	166
5.2- Le kit MeriFluor® se compose.....	166
5.3- Procédure du test MeriFluor®.....	167
6- Le kit ImmunoCard STAT! Cryptosporidium/Giardia.....	168
6.1- Principe de la méthode.....	168
6.2- Le kit ImmunoCard STAT! se compose.....	168
6.3- Procédure du test.....	169
Chapitre V.....	172
Résultats.....	172
1- Résultats des tests ELISA.....	173
2- Résultats des autres tests immunologiques.....	174
2.1- L'immunofluorescence.....	174
2.2- Les immunocartes.....	174
Chapitre VI.....	176
Données actuelles.....	176
1- L'amibiase à <i>Entamoeba histolytica</i>	177
1.1- Le cycle non pathogène : forme <i>minuta</i>	177
1.2- Le cycle pathogène : forme <i>histolytica</i>	177
2- La giardiase.....	179
Chapitre VII.....	180
Discussion.....	180
1- Introduction.....	181
2- Les apports de l'immunologie à la Paléoparasitologie.....	181
2.1- La présence d'antigènes.....	181
2.2- L'absence d'antigènes.....	182
3- Discussion des résultats.....	182
3.1- Les résultats d' <i>Entamoeba histolytica</i>	182
3.1.1- La sensibilité des kits.....	183
3.1.2- La conservation des antigènes.....	183
3.1.3- La variation antigénique.....	184
3.1.4- L'hypothèse de souches différentes.....	184
3.2- Les résultats de <i>Giardia intestinalis</i>	185
3.2.1- Conservation de l'antigène de <i>Giardia intestinalis</i>	185
3.2.2- La variabilité des antigènes de <i>Giardia intestinalis</i>	186
Chapitre VIII.....	187
Conclusion de l'étude des unicellulaires.....	187

Conclusion.....	190
Générale	190
Bibliographie.....	193
Annexes.....	240
Annexe 1	241
Les cultures étudiées	241
1- Le groupe de Hornstaad	242
2- La culture Pfyn.....	242
3- La phase de transition Pfyn-Horgen.....	243
4- La culture Horgen.	244
Annexe 2	246
Listes des échantillons par sites.....	246
Annexe 3	254
Tableaux de.....	254
résultats bruts	254
Annexe 4	276
Capillarioses de poissons d'eau douce.	276

Introduction

Générale

Depuis de nombreuses années, les études biologiques sont intégrées à la recherche archéologique. Elles se développent et génèrent un intérêt grandissant au sein de la communauté scientifique qu'elles nourrissent d'informations toujours plus précises. Cette Paléobiologie intègre des disciplines nombreuses et variées qui tendent à se multiplier au gré des avancées techniques. Parmi elles, la Paléoparasitologie occupe, depuis les années 80, une place de plus en plus importante dans les études des paléopathologies et des paléoenvironnements (Bouchet *et al.*, 2003; Gonçalves *et al.*, 2003). Située à l'interface entre la Biologie et l'Archéologie, la Paléoparasitologie a pour objectif la mise en évidence des restes conservés de parasite dans les contextes archéologiques historiques et préhistoriques. A court terme, elle apporte des informations aux archéologues à différents niveaux : médical et sanitaire d'une part, paléo-ethnologique et paléo-environnemental d'autre part. A plus long terme, la Paléoparasitologie a pour vocation l'étude du développement des parasitoses, leur apparition, leur migration et parfois leur disparition, phénomènes étroitement liés aux mouvements de populations et aux alternances de cultures.

C'est dans cette direction que nous avons orienté ce travail de thèse dont l'un des objectifs est d'apporter des données à la fois sur les sites étudiés, leurs populations et les paléoenvironnements, et sur l'histoire des maladies parasitaires et leurs variations au cours du temps.

Le travail est divisé en 2 parties distinctes :

- Partie 1 : recherche d'helminthes.
- Partie 2 : recherche d'unicellulaires.

La première partie de ce manuscrit est entièrement consacrée à une recherche helminthologique. Pour la première fois en Paléoparasitologie dans l'Ancien Monde, une étude est menée sur une zone géographique définie et surtout sur une échelle de temps de 1000 ans de 3900 à 2900 ans avant JC, permettant d'établir un comparatif des maladies parasitaires sur cette même région et en observer les variations en rapport direct avec des modifications culturelles ou alimentaires. Le choix de la zone géographique et de la période d'étude s'est fait dans un souci de continuité avec le travail de DEA (Le Bailly, 2002, non publié). C'est donc la période du Néolithique moyen et final, dans la région nord-est de la Suisse (Haute Souabe) et sud-ouest de l'Allemagne (Région du Baden Württemberg), qui a été privilégiée.

Une analyse de coprolithes en microscopie sous cathodoluminescence est également intégrée à cette première partie. Le travail porte sur une série de coprolithes fortement

minéralisés, prélevés sur un tell néolithique de Roumanie (Harsova). Le matériel, vierge en élément parasitaire, se prêtait particulièrement bien à ce type d'analyse.

La seconde partie de ce travail a pour ambition d'élargir l'inventaire des parasitoses potentiellement mises en évidence dans le matériel archéologique. Jusqu'à une période très récente, seuls les restes "fossilisés" des vers (helminthes) parasites du tube digestif étaient retrouvés. La présence anecdotique de restes d'ectoparasites tels les poux ou les morpions a été mise en évidence, mais dans des proportions incomparables (Kenward, 2001; Rick *et al.*, 2002; Mumcuoglu *et al.*, 2004).

Ce second volet est consacré à la détection des paléoantigènes de deux protozoaires parasites du tube digestif de l'homme en contextes archéologiques : *Giardia intestinalis/duodenalis* et *Entamoeba histolytica*. Aujourd'hui, et ce grâce aux progrès dans les techniques de recherches coprologiques, il est aussi possible de mettre en évidence des restes conservés de protozoaires parasites dans le matériel archéologique. Avec des outils tels que l'immunologie et la biologie moléculaire, des antigènes d'unicellulaires parasites ont été retrouvés à plusieurs reprises dans des échantillons archéologiques.

La recherche de paléoantigènes ayant été négative sur l'ensemble des échantillons néolithiques de la première partie de ce travail, les tests immunologiques ont été réalisés sur la collection du laboratoire de Reims. Ce travail s'est fait en France, en collaboration avec les deux autres laboratoires de paléoparasitologie : celui de l'Institut Oswaldo Cruz au Brésil (Pr. A. ARAUJO), et celui de l'Université du Nebraska aux Etats-Unis (Pr. K. REINHARD).

L'étude bibliographique est consacrée à l'ensemble des travaux de paléoparasitologie ayant permis la mise en évidence de restes fossiles de protozoaires parasites dans les échantillons archéologiques, qu'ils soient sous formes de kystes, d'antigènes ou d'information génétique. Elle est intégrée à la seconde partie de ce travail.

Première partie

La recherche

d'helminthes

Sommaire

Chapitre I	21
Introduction	21
Chapitre II	23
Contextes et Echantillonnage	23
Introduction	24
1- Les sites archéologiques.	25
1.1- Hornstaad-Hörnle I.....	25
1.2- Arbon-Bleiche 3.....	26
1.3- Torwiesen II.....	27
1.4- Sipplingen.....	28
1.5- Seekirch-Stockwiesen.....	29
1.6- Wallhausen-Ziegelhütte.....	30
2- Les échantillons	32
2.1- Origine biologique des échantillons.....	33
2.2- Représentativité de l'échantillonnage.....	36
2.3 - Conclusion sur les échantillons.....	41
3- Autre site étudié : le Tell d'Harsova (Roumanie).	43
3.1- Contexte.....	43
3.2- Matériel.....	44
Chapitre III	46
Méthodes	46
1- Introduction.	47
2- La technique utilisée à Reims.	47
2.1- Première phase : la réhydratation.....	47
2.2- Seconde phase : l'homogénéisation.....	48
2.3- Dernière phase : le tamisage.....	48
2.4- Conservation des échantillons.....	49
2.5- Observations en microscopie optique.....	49
3- Les techniques des autres laboratoires.	50
4- Autres techniques employées.	55
4.1- La microscopie électronique à balayage (MEB).....	55
4.2- La cathodoluminescence.....	55

Chapitre IV58

Résultats58

1- Résultats des analyses coprologiques.....	59
1.1- Œufs appartenant à la classe des Cestodes.....	59
1.1.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp. (Cobbold, 1858).....	59
1.1.2- <i>Taenia</i> sp. (Linné, 1758).....	60
1.2- Œufs appartenant à la classe des Trématodes.....	60
1.2.1- <i>Fasciola</i> sp. (Linné, 1758).....	60
1.2.2- <i>Dicrocoelium</i> sp. (Dujardin, 1845).....	61
1.2.3- <i>Opisthorchis</i> sp. (Blanchard, 1895).....	61
1.2.4- Autre œuf de Trématode.....	63
1.3- Œufs appartenant à la classe des Nématodes.....	63
1.3.1- <i>Trichuris</i> sp. (Roederer, 1761).....	63
1.3.2- <i>Capillaria</i> sp. (Zeder, 1800).....	64
1.3.3- <i>Diocotophyma</i> sp. (Collet-Meygret, 1802).....	65
2- Résultats des autres techniques.....	75
2.1- Résultats de la Microscopie Electronique à Balayage.....	75
2.2- Résultats de la cathodoluminescence.....	75

Chapitre V79

Les données actuelles.....79

1- Introduction.....	80
2- Les cestodes.....	81
2.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp.....	81
2.1.1- Le cycle biologique.....	81
2.1.2- La pathologie.....	82
2.2- <i>Taenia</i> sp.....	83
2.2.1- Le cycle biologique.....	83
2.2.2- La pathologie.....	83
3- Les Trématodes.....	84
3.1- <i>Fasciola</i> sp.....	84
3.1.1- Le cycle biologique.....	84
3.1.2- La pathologie.....	85
3.2- <i>Dicrocoelium</i> sp.....	85
3.2.1- Le cycle biologique.....	85
3.2.2- La pathologie.....	86
3.3- <i>Opisthorchis</i> sp.....	87
3.3.1- Le cycle biologique.....	87
3.3.2- La pathologie.....	88
4- Les Nématodes.....	88
4.1- <i>Trichuris</i> sp.....	88
4.1.1- Le cycle biologique.....	88
4.1.2- La pathologie.....	89
4.2- <i>Capillaria</i> sp.....	89
4.2.1- Les cycles biologiques.....	89
4.2.2- La pathologie.....	90
4.3- <i>Diocotophyma</i> sp.....	90
4.3.1- Le cycle biologique.....	90
4.3.2- La pathologie.....	91
5- Conclusions sur les données actuelles.....	92

Chapitre VI	95
Discussion	95
1- Semi-quantification	96
1.1- Le problème de la quantification en Paléoparasitologie.....	96
1.2- Essai de semi-quantification.....	96
2- Evolution des parasitoses entre 3900 et 2900 ans avant JC.	99
2.1- Evolution générale.....	99
2.2- Les parasitoses liées à la pêche.....	101
2.2.1- <i>Diphyllobothrium</i> sp.....	102
2.2.2- <i>Opistorchis</i> sp., <i>Dioctophyma</i> sp.....	103
2.2.2.1- Le problème de l'échantillonnage.....	103
2.2.2.2- La diversification de la pêche.....	103
2.2.3- <i>Capillaria</i> sp. (à points).....	104
2.2.4- Conclusion sur les parasitoses liées à la pêche.....	104
2.2.4.1- L'ichtyophagie.....	104
2.2.4.2- La batracophagie.....	105
2.3- Les parasitoses liées à la chasse.....	106
2.3.1- <i>Paramphistomum</i> sp.....	106
2.3.2- <i>Capillaria</i> sp. (réticulés).....	106
2.3.3- Conclusion sur les parasitoses liées à la chasse.....	107
2.4- Les parasitoses liées à l'élevage.....	107
2.4.1- <i>Taenia</i> sp.....	108
2.4.2- <i>Dicrocoelium</i> sp.....	112
2.4.3- <i>Fasciola</i> sp.....	112
2.5- Les parasitoses liées à la consommation de végétaux.....	115
2.5.1- <i>Fasciola</i> sp.....	115
2.5.2- <i>Trichuris</i> sp.....	115
2.6- Hypothèses envisagées.....	116
2.6.1- Le changement de culture.....	116
2.6.2- L'augmentation de population.....	116
2.6.3- La crise économique.....	117
2.7- Conclusion sur l'évolution des parasitoses entre 3900 et 2900 avant JC.....	118
3- Modèles paléoparasitologiques.	118
3.1- Elaboration des modèles paléoparasitologiques.....	118
3.2 - Discussion des modèles paléoparasitologiques.....	121
4- Evolution chronogéographique des parasitoses.	123
4.1- Introduction.....	123
4.2- Le cas de l'opistorchiose.....	123
4.3- Le cas de la Bothriocéphalose.....	125
4.4- Le cas de l'ascaridiose.....	126
Chapitre VII	128
Conclusion de l'étude	128
helminthologique	128

Chapitre I

Introduction

La première partie de ce travail porte sur un ensemble d'échantillons récoltés dans 6 anciens villages lacustres de la région périalpine, nord-est de la Suisse et sud-ouest de l'Allemagne. Le contexte géographique et chronologique a été volontairement restreint dans le but de pouvoir comparer les résultats de chaque site et observer d'éventuelles fluctuations des parasitoses au cours du temps.

Cette première partie comporte plusieurs objectifs :

- Le premier est de compléter les référentiels des parasitoses connues pour le Néolithique moyen et final. Plusieurs études ont déjà permis de mettre en évidence des parasitoses pour cette période (Aspöck *et al.*, 1995; 1996; 1999; Bouchet, 1997; Bouchet *et al.*, 1995; 1997; Dommelier *et al.*, 1998; Le Bailly *et al.*, 2003b; sous presse).
- Le second est de mettre en évidence les variations des maladies parasitaires et surtout tenter de comprendre les causes de ces changements.

Après une brève mise en place du contexte de travail, les techniques employées pour la détection des œufs d'helminthes sont exposées. Les résultats des analyses sont ensuite discutés et mis en relation avec les modifications culturelles, mais aussi climatiques et socio-économiques, afin d'élaborer un schéma explicatif des variations de parasitoses qui sont observées au cours du temps. C'est la première fois en Paléoparasitologie que ce type de travail est réalisé.

Un essai de semi-quantification est réalisé à partir des résultats obtenus lors de l'étude. Il consiste à l'élaboration de diagrammes, ou modèles, parasitologiques permettant d'étudier les parasitoses les unes par rapport aux autres. Le but ultime de cette démarche est d'établir des repères pour chaque période, chaque région et chaque culture afin de pouvoir, dans l'avenir, généraliser l'utilisation de tels modèles pour les comparaisons de résultats. Un premier essai comparatif est effectué avec des couches de même période issues des sites de Chalain 3 et Chalain 19 (Jura).

Enfin, la découverte de certaines parasitoses dans les échantillons de l'étude est étonnante. Leur évolution chronogéographique est discutée et comparée avec les connaissances actuelles des parasitoses.

Chapitre II

Contextes et

Echantillonnage

Introduction.

Les échantillons étudiés lors de ce travail sont tous issus d'anciennes cités lacustres de la période du Néolithique moyen et final, datées entre 3900 et 2900 ans avant JC. Le travail s'est focalisé sur un secteur géographique restreint qui correspond au piémont alpin, au nord-est de la Suisse (canton de Thurgovie) et au sud-ouest de l'Allemagne (région du Bade-Württemberg) (figure 1). 2 zones lacustres ont été privilégiées :

- Le lac de Constance ou Bodensee.
- Le Federsee (Allemagne).

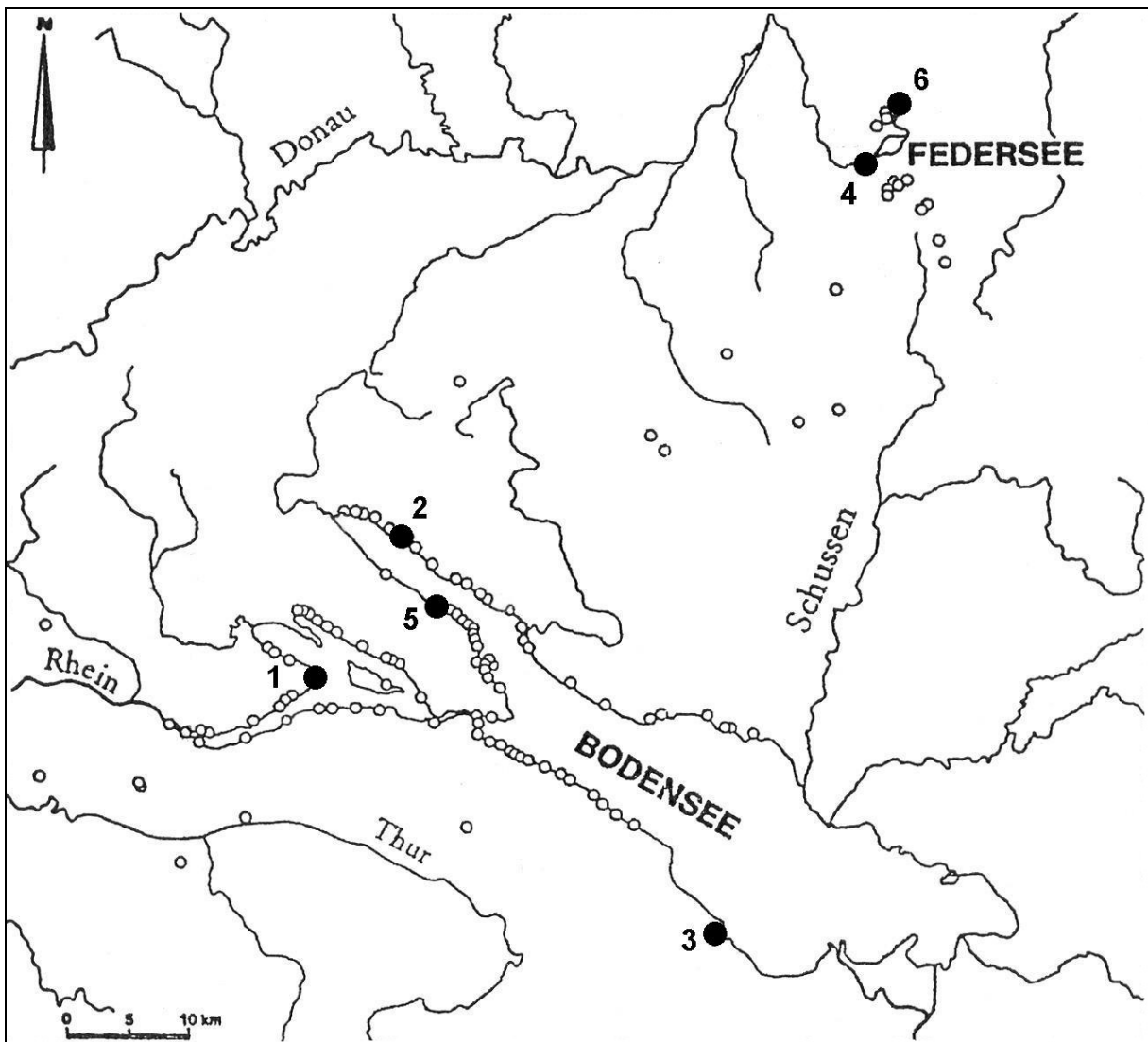


Figure 1 : Localisation géographique des sites néolithiques étudiés (D'après Köninger *et al.*, 2001). 1 – Hornstaad-Hörnle I. 2 – Sipplingen. 3 – Arbon-Bleiche III. 4 – Torwiesen II. 5 – Wallhausen-Ziegelhütte. 6 – Seekirch-Stockwiesen.

La période du Néolithique moyen et final dans cette région de l'Europe correspond principalement au développement chronologique de 2 cultures :

- La culture Pfyn (environ 3900 à 3400 ans avant JC.).
- La culture Horgen (environ 3400 à 2850 ans avant JC.).

Les sites archéologiques étudiés lors de ce travail sont répartis tout au long de cette échelle chronologique (Figure 2). Cette particularité ajoutée à la proximité régionale de chaque village lacustre analysé va permettre de comparer les résultats et d'observer l'évolution des maladies parasitaires au cours du temps.

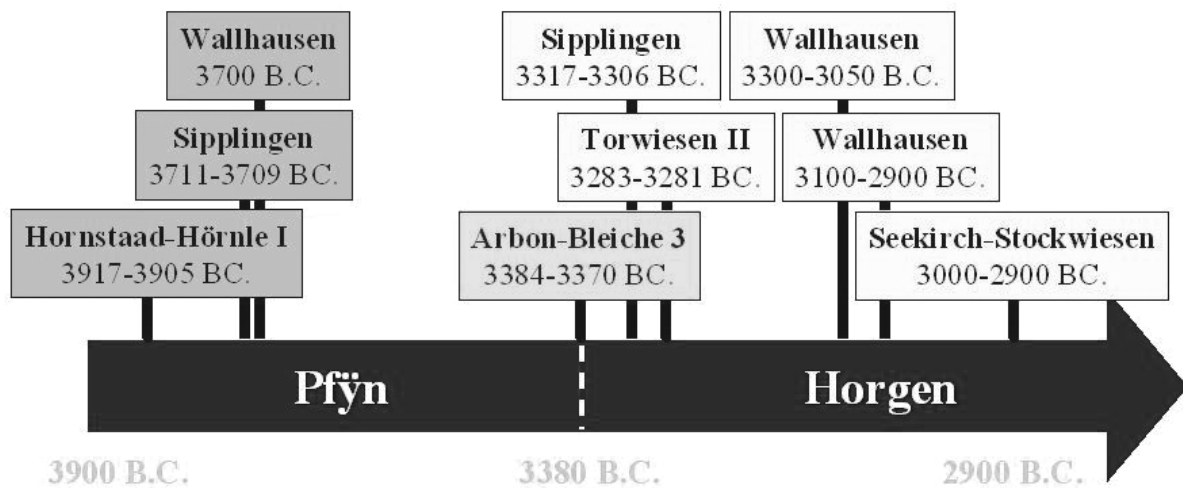


Figure 2 : Répartition chronologique des sites néolithiques étudiés.

1- Les sites archéologiques.

1.1- Hornstaad-Hörnle I.

Fouillé de 1983 à 1993 et objet d'études depuis plus de 20 ans, le site d'Hornstaad-Hörnle I est situé en Allemagne, sur les bords du lac de Constance (Bodensee). C'est l'un des deux premiers sites fouillés dans le cadre du programme d'étude et de collaboration entre l'Office des Monuments du Baden-Württemberg et le Deutschen Forschungsgemeinschaft. Grâce aux milliers de pieux en chêne retrouvés lors des fouilles, une datation précise par dendrochronologie du site a pu être réalisée (Billamboz, 1985). Elle situe l'occupation entre 3917 et 3905 avant JC, datation qui correspond à une culture locale dite "groupe de

Hornstaad", et qui précède le Pfyn (Dieckmann, 1990; Schlichtherle, 1990). C'est le plus ancien site lacustre du Néolithique final autour du lac de Constance.

Couvrant une surface d'environ 14000 m², le site est constitué de restes calcinés de 50 maisons d'une superficie moyenne de 24,5 m² (7,5 m de long pour 3 m de large), et ouvertes vers le rivage. L'hypothèse d'un incendie catastrophique est proposée pour expliquer la découverte des maisons brûlées et l'abandon du site en 3905 avant JC. De nombreux artefacts archéologiques ont été retrouvés dans chacune des maisons fouillées : outils agricoles, vanneries, vaisselles en argile, outils lithiques, filets de pêches ou meules à grains. L'anaérobiose et l'humidité constante dans les sédiments recouvrants ont favorisé l'excellente conservation de ces objets.

En se basant à la fois sur la taille moyenne des habitations et les restes calcinés retrouvés dans chaque maison, les archéologues pensent que la population s'élevait à environ 200-240 personnes (Dieckmann *et al.*, 2001).

1.2- Arbon-Bleiche 3.

La station d'Arbon-Bleiche 3 se situe sur les bords du lac de Constance, dans le canton de Thurgovie (Suisse). Fouillé sur trois campagnes, de 1993 à 1995, Arbon-Bleiche 3 est une ancienne cité lacustre néolithique dont l'occupation couvre une courte période de 15 ans entre 3384 et 3370 avant JC. (Dates dendrochronologiques). C'est un des seuls sites connus actuellement pour cette période particulière qui correspond à la phase de transition entre les deux cultures étudiées, la culture Pfyn et la culture de Horgen.

Les stations lacustres sont connues pour l'état de conservation souvent très bon, et Arbon-Bleiche 3 n'échappe pas à cette règle. En effet les 1100 m² étudiés du site présentent une conservation exceptionnelle grâce à une succession d'évènements qui ont été propices à ce phénomène. C'est un incendie qui met fin à l'occupation du site en 3370 avant JC. 20 ans plus tard, vers 3350 avant JC, une importante montée du niveau du lac est observée, consécutive à une période de transgression classiquement admise à cette époque (Magny, 2004). Le recouvrement du site par plusieurs mètres d'eau froide et l'arrivée massive de sédiments lacustres et de matières détritiques ont établi une anaérobiose favorable à la conservation des restes archéologiques, dont un grand nombre a été mis au jour lors des fouilles d'Arbon-Bleiche 3. Plusieurs milliers de restes de bois, plusieurs tonnes d'ossements,

céramiques et sédiments ont été extraits pour réaliser les différentes études paléoenvironnementales et permettre de comprendre l'historique du village.

Les quantités très importantes de bois étudiés ont permis de restituer la chronologie exacte de la construction de l'ensemble des 27 maisons qui constituaient le site (Photo 1).

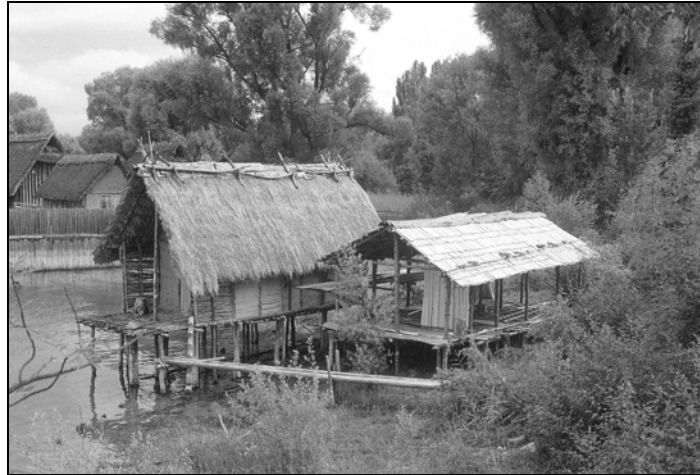


Photo 1 : Reconstitution d'une maison du site néolithique d'Arbon-Bleiche 3.

(Photo : Leuzinger, 2000)

1.3- Torwiesen II.

Le site néolithique de Torwiesen II se situe sur les pourtours du marais du Federsee, sur l'ancienne île de Bad Buchau (Allemagne du sud-ouest). Daté par dendrochronologie de 3283 à 3281 avant JC, il correspond au début de la culture Horgen (Schlichtherle, 2002; Schlichtherle et Hohl, 2002). Découvert lors d'un sondage en 1996, les fouilles commencent dès l'année suivante et se poursuivent encore actuellement.

Le village se compose de 12 grandes maisons, et de 3 plus petites, ouvertes à leur extrémité, et alignées de part et d'autre d'une rue centrale. Les habitations sont construites sur un radier de poutres horizontales et comprennent généralement un ou deux foyers, ainsi que des fours (Schlichtherle et Hohl, 2002). Côté berge, une maison se distingue par ses proportions imposantes. Les pieux en chêne des maisons 1 et 3, bien conservés, ont fourni les datations dendrochronologiques.

Le terrain de construction est tourbeux et présente un pH acide. La conservation des ossements animaux et des restes de bois est relativement mauvaise. Le matériel découvert se compose principalement de céramiques, pots de cuissons, tasses ou cuvettes. Quelques indices

(céramiques, silex) prouvent les contacts avec d'autres cultures comme la culture de Baden (Bassin des Carpates).

Les fouilles s'étendent sur une surface d'environ 1000 m². Avant les fouilles de précision, et dans un souci de récolter le maximum d'informations sans induire de biais taphonomiques supplémentaires, des tubes en PVC sont enfoncés dans toute l'épaisseur de la couche sédimentaire (Photo 2). Les tubes sont ensuite retirés avec leur contenu de sédiment, puis coupés selon leur longueur aux fins d'analyses (pollens, phosphates, macrorestes, insectes et parasites).



Photo 2 : Un secteur de fouille du site Torwiesen II montrant l'installation de tubes en PVC.

1.4- Sipplingen.

La station de Sipplingen est située en Allemagne du sud-ouest, sur la rive nord du lac de Constance. Le site est caractérisé par une occupation longue allant de la culture "groupe de Hornstaad" (cf. annexe 1) jusqu'à la culture Schnurkeramik (Kolb, 1997). Les datations dendrochronologiques le situent entre 3912 et 2417 avant JC. (Billamboz, 1985).

Le site de Sipplingen est connu depuis la fin du 19^{ème} siècle. Pendant plusieurs décennies, d'importantes quantités de matériel archéologique ont été retrouvées, donnant une idée de l'importance du gisement. Mais c'est surtout à partir de 1979 que les fouilles importantes sont menées par l'Office des Monuments du Bade-Württemberg. Les excavations des années 1980 se sont essentiellement occupées de la partie Ouest de la baie de Sipplingen tandis que les fouilles suivantes ont dégagé la partie orientale de la baie. Au total, ce sont près de 25000 m² qui ont été fouillés, faisant du site de Sipplingen le plus important de cette

région. Le site de Sipplingen est important pour la compréhension de la transition de culture entre le Pfyn et le Horgen. La couche 11 datée entre 3316 et 3303 avant JC. et la couche 9 sont remarquables du point de vue de l'inventaire des céramiques. En effet, des formes typiquement de culture Pfyn sont mélangées avec des fragments de céramiques qui ne sont attribuables à aucunes des deux cultures. D'autres encore présentent des caractéristiques typiques des deux cultures.

Pour la phase Horgen, Sipplingen est la station néolithique la plus importante du lac de Constance grâce à une stratigraphie composée de 6 couches, du Horgen très ancien au Horgen récent.

1.5- Seekirch-Stockwiesen.

Le site néolithique de Seekirch-Stockwiesen est situé dans le marais du Federsee, en Allemagne, dans la région de Biberach, près de la commune de Seekirch. Il fut découvert en 1985 par Erwin Keefer lors du creusement d'un fossé de drainage. En 1991, des sondages sont réalisés pour évaluer l'importance du site, qui fut ouvert et fouillé entre 1992 et 1996. L'absence de restes de chêne dans l'agglomération a rendu impossible la datation du site par dendrochronologie. Des datations au radiocarbone réalisées sur des échantillons de cendres situent l'occupation du site entre 3036 et 2703 avant JC avec une forte probabilité entre 3000 et 2900 avant JC, soit la fin de la culture Horgen. Un autre test a été effectué sur un échantillon de la couche d'occupation qui date le site aux environs de 2855-2610 avant JC, soit à la limite entre le Horgen et la culture Goldberg III. Des tentatives de datations dendrochronologiques sont en cours en utilisant du bois de hêtre.

Au total, 11 maisons ont été mises au jour sur une surface de 280 m² qui représente 20% de la surface totale du site. Les maisons sont, d'une manière générale, plus longues que celles observées habituellement à cette période et sont qualifiées de "maisons longues" (Figure 3).

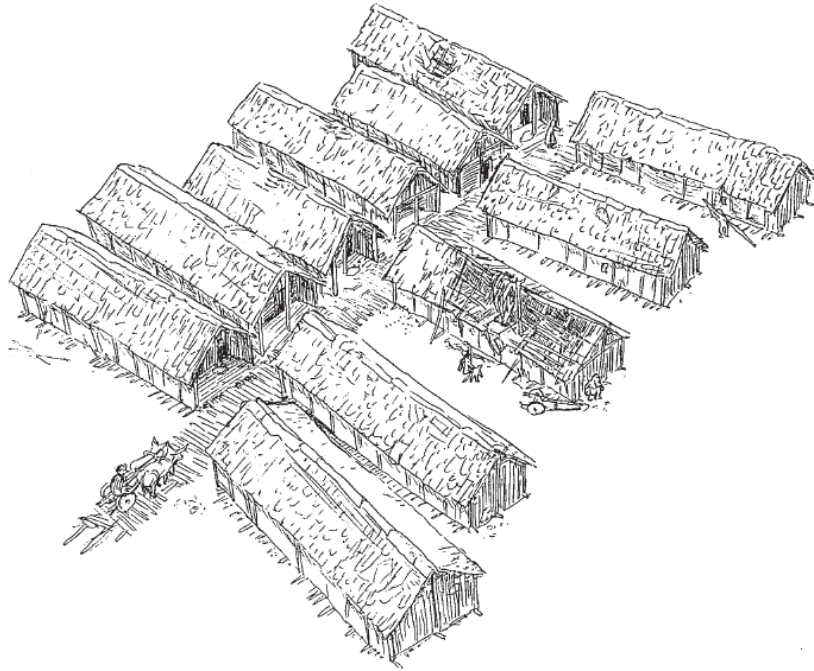


Figure 3: Reconstitution du village néolithique de Seekirch-Stockwiesen
(Schlichtherle, 2004).

Les artefacts archéologiques sont étonnamment peu nombreux. Seuls quelques débris de céramiques, de silex et de bois travaillés ont été retrouvés. Néanmoins le spectre des céramiques mises au jour correspond à celui du Horgen final déjà observé dans la station palafittique de Sipplingen (Kolb, 1997).

1.6- Wallhausen-Ziegelhütte.

Le site de Wallhausen-Ziegelhütte est situé en Allemagne du sud-ouest, dans la région du Bade-Württemberg, sur les bords du lac de Constance. Le site se trouve dans une partie du bassin immergée toute l'année.

Le site est connu depuis la deuxième partie du 19^{ème} siècle, période au cours de laquelle de nombreuses découvertes dites "de lecture" sont faites (Staub, 1864). Les premiers travaux sérieux sur le site furent menés car la conservation du site était menacée. Ils datent de 1982 avec le projet "Bodensee-Oberschwaben", conduit par l'Office des Monuments du Bade-Württemberg. Au cours de ces fouilles, les premières plongées sont effectuées pour faire un relevé du site et effectuer des prélèvements pour la dendrochronologie et l'archéobotanique.

Deux couches archéologiques principales sont mises en évidence (figure 4). En 1998, la couche 1 est fouillée. Elle sera datée par radiocarbone aux alentours de 3800-3700 ans avant JC. et correspond à la culture Pfyn. Les artefacts de céramiques retrouvés dans cet horizon sont en adéquation avec les datations C¹⁴. Les analyses révéleront que l'agglomération de culture Pfyn a été en partie détruite par un incendie. La seconde couche est fouillée en 1999 et 2000, sur une surface de 18 m². La surface totale de la couche est évaluée à environ 45 m². Cette couche sera datée, par radiocarbone également, entre le 34^{ème} et le 32^{ème} siècle avant JC. Les datations dendrochronologiques réalisées ensuite ont donné des datations comparables. Elles correspondent à la culture de Horgen.

Aucune trace de construction ne sera retrouvée à l'exception des restes présumés d'une paroi de maison. Le spectre des artefacts, en revanche, est vaste, et a permis de confirmer l'attribution de la couche à la culture Horgen.

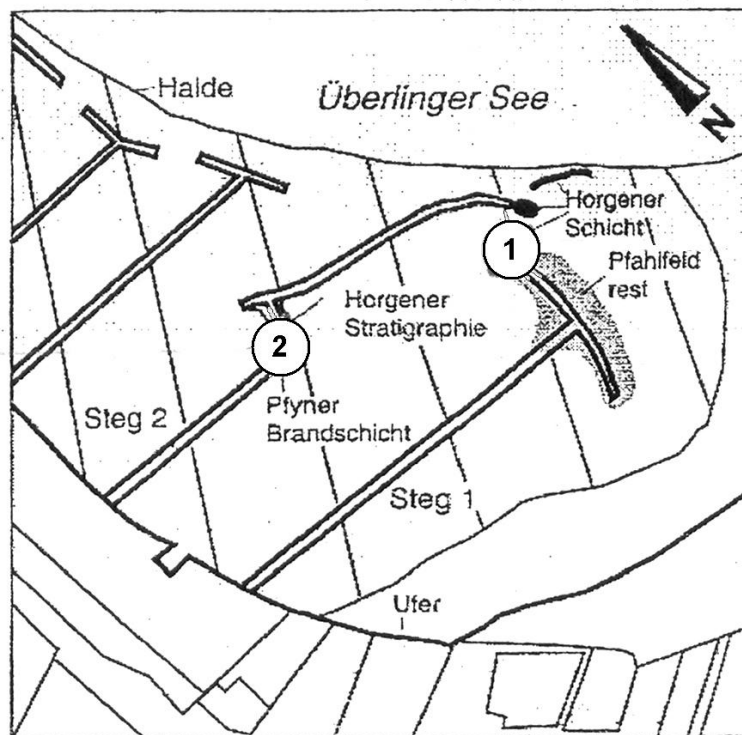


Figure 4 : Plan général de la station Wallhausen-Ziegelhütte.

1 – Position de la couche 1. 2 – Position de la couche 2 (pas d'échelle).

2- Les échantillons.

Les échantillons étudiés au cours de ce travail sont soit des coprolithes, soit des prélèvements de sédiments réalisés au niveau des couches d'habitats, ou des niveaux d'occupation de chaque site.

Au total, 137 échantillons de coprolithes et de sédiments d'origine supposée anthropique ont fait l'objet d'une analyse paléoparasitologique. Le nombre d'échantillons par site est représenté dans le tableau suivant (tableau 1). L'inventaire des échantillons de chaque site se trouve en annexe 2.

Sites	Cultures	Datations	Nb d'échantillons
Hornstaad-Hörnle I	Pfyn ancien	3917-3905 BC.	26
Sipplingen	Pfyn moyen	3711-3709 BC.	7
Wallhausen-Ziegelhütte	Pfyn moyen	3700 BC.	5
Arbon-Bleiche 3	Transition	3384-3370 BC.	41
Sipplingen	Horgen ancien	3317-3306 BC.	4
Wallhausen-Ziegelhütte	Horgen ancien	3300-3050 BC.	6
Torwiesen II	Horgen ancien	3283-3281 BC.	22
Wallhausen-Ziegelhütte	Horgen moyen	3300-2900 BC.	4
Wallhausen-Ziegelhütte	Horgen récent	3100-2900 BC.	6
Seekirch-Stockwiesen	Horgen récent	3000-2900 BC.	16
		Total	137

Tableau 1 : Nombre d'échantillons étudiés par site.

Les échantillons de sédiments dominent largement dans cette étude puisqu'ils représentent environ 86 % du matériel étudié. Les coprolithes ne sont présents qu'à hauteur de 14 %. Cette disproportion importante trouve son explication sur le terrain. Seul le site suisse d'Arbon-Bleiche 3 a livré des coprolithes (49 % du matériel total d'Arbon). La nature des sols archéologiques peut expliquer cette différence. Les sols autour du lac de Constance sont sablo-calcaires à pH basique. Seul le site d'Hornstaad présente un pH un peu plus acide. Les sols autour du Federsee quant à eux sont tourbeux et leur pH présente des degrés d'acidité variables. Par exemple, les sites de Torwiesen II et de Seekirch-Stockwiesen sont situés dans

des terres très acides et les restes osseux y sont très mal conservés (communications personnelles Dr. Urs Leuzinger et Dr. Helmut Schlichtherle). Ces différences de composition des sédiments encaissant peuvent expliquer la présence de coprolithes uniquement dans le site d'Arbon-Bleiche 3.

2.1- Origine biologique des échantillons.

L'origine anthropique a été privilégiée dans cette étude pour pouvoir mettre en parallèle les résultats paléoparasitologiques et les modifications culturelles connues dans ce secteur. Tout au long de ce travail, une sélection rigoureuse des échantillons a été faite pour tenter de dissiper les doutes quant à cette origine biologique. Cette sélection s'est d'abord faite avec les archéologues qui ont échantillonné dans des secteurs de fouille à prédominance anthropique. Une observation supplémentaire des macrorestes a été réalisée au niveau des coprolithes et des sédiments. Ainsi, des critères tels l'absence d'esquilles d'os, comme c'est le cas pour les coprolithes d'Arbon-Bleiche 3, ou la présence d'accumulations de graines, dont l'association est typiquement humaine, ont servi pour différencier le matériel anthropique du matériel animal. C'est le cas en particulier pour les sédiments issus des sites allemands de Hornstaad-Hörnle I, Torwiesen II et Seekirch-Stockwiesen dans lesquels de nombreuses graines de framboises (*Rubus idaeus*), de mûres (*Rubus fruticosus*), fraises (*Fragaria vesca*), pommier (*Malus sylvestris*) et de gui (*Viscum album*) ont été retrouvées (photo 3).



Photo 3 : Echantillon de Hornstaad-Hörnle I avec accumulation de graines.

(Photo Dr. H. Schlichtherle, 2005).

Une autre sélection du matériel a été effectuée à la suite des analyses de Paléoparasitologie. Seuls ont été conservés les sites pour lesquels les échantillons présentaient un panel de parasites dont l'association est attribuable à l'homme. La présence de l'association *Diphyllobothrium/Fasciola* dans de nombreux échantillons a permis de limiter les possibilités d'origine à l'homme et au chien (*Canis familiaris*). De plus, la résistance spontanée des chiens pour *Fasciola* sp. (Nozais *et al.*, 1996), ainsi que la taille moyenne des œufs de *Trichuris* sp. observés (51, 45 x 26,91 µm), inférieure à celle de *Trichuris vulpis* du chien, sont en faveur de l'origine anthropique des échantillons (figure 5). Le graphique montre clairement un nuage dense d'œufs d'une taille comprise entre 45-56 µm de long pour 23-30 µm de large. Ces tailles moyennes sont celles connues pour les œufs de *Trichuris trichiura* de l'homme et *Trichuris suis* du porc. Les œufs de *Trichuris vulpis* ayant une taille bien supérieure de l'ordre de 70-90 µm de long pour 32-41 µm de large (tableau 2).

Auteurs	<i>Trichuris trichiura</i>	<i>Trichuris suis</i>	<i>Trichuris vulpis</i>
Acha et Szyfres, 1989.	50-54 x 22-23	-	70-89 de long
Bailenger, 1982.	50 x 20	-	-
Brumpt, 1949.	50 x 22	-	-
Deluol, 1989.	50-55 x 20-25	-	70-90 x 30-40
Euzéby, 1981.	55-60 x 28-30	-	70-80 x 38-40
Euzéby, 1982.	-	50-55 x 20-25	75-85 x 35-40
Euzéby, 1984.	50-55 x 23-25	-	74 x 35
Golvan, 1990.	50 x 22	-	-
Léger <i>et al.</i> , 1991	-	-	80 de long
Léger <i>et al.</i> , 1992.	50-60 x 25	-	-
Neva et Brown, 1994.	50-54 x 23	-	-
Petithory <i>et al.</i> , 1995.	49-65 x 20-29	-	-
Thienpont <i>et al.</i> , 1979.	50-58 x 22-27	50-68 x 21-31	70-90 x 32-41
Stenger, 1996.	50-25	-	-
Nozais <i>et al.</i> , 1996.	50 x 23	-	-
Dunn, 1978.	52 x 23	-	80 x 40

Tableau 2 : Tableau comparatif des tailles d'œufs de *Trichuris trichiura*, *T. suis* et *T. vulpis* selon les auteurs.

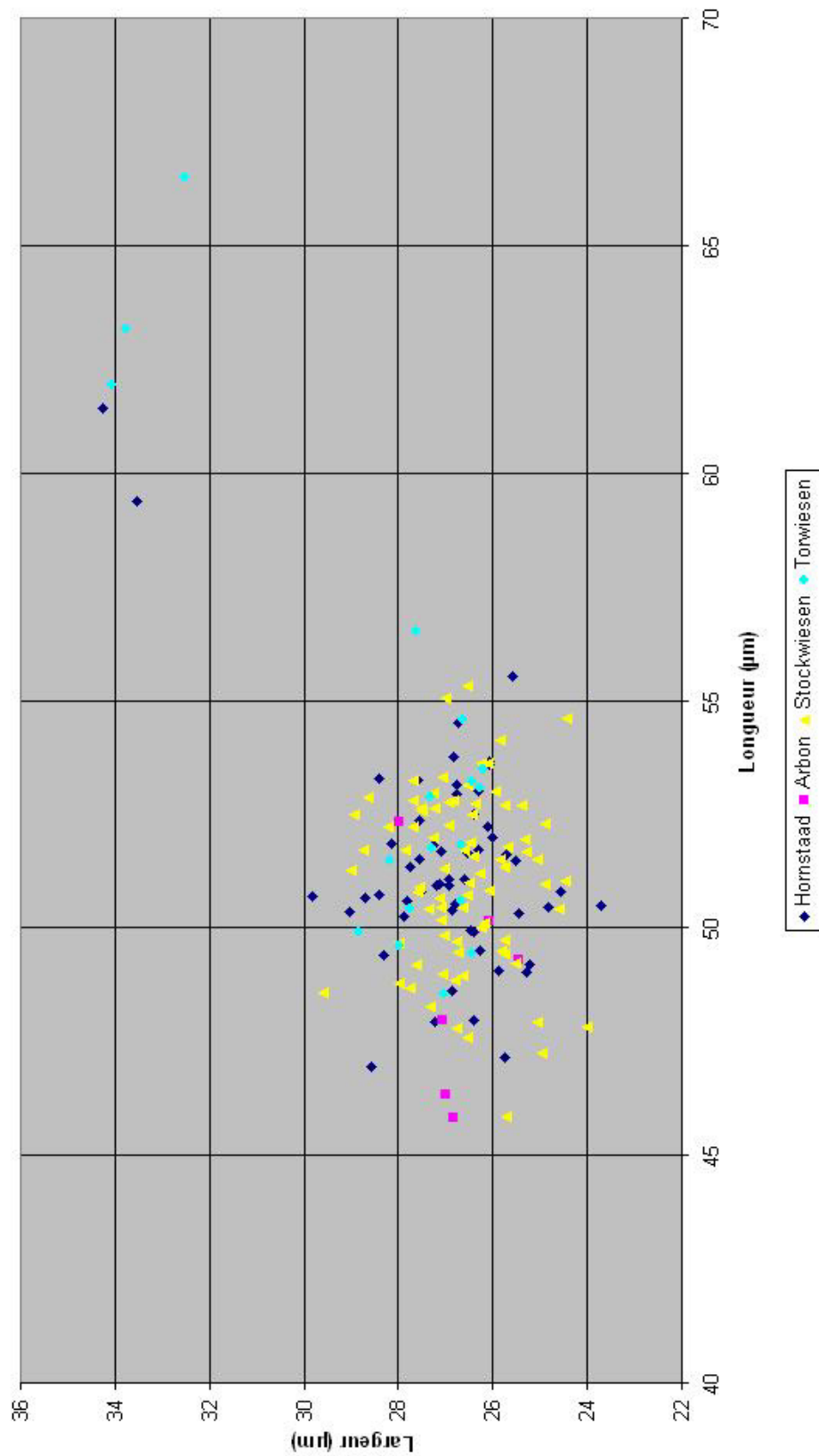


Figure 5 : Graphique de la taille des œufs de *Trichuris* sp. retrouvés dans les sites néolithiques d'Hornstaad-Hörnle I, Arbon-Bleiche 3, Seekirch-Stockwiesen et Torwiesen II.

Toutes les parasitoses déterminées dans les différents échantillons analysés sont des maladies potentiellement transmissibles à l'homme. Cette constatation tend à diminuer l'importance de l'origine biologique des échantillons. En effet; il est vraisemblable, que cela soit par le biais de l'alimentation ou de l'état sanitaire médiocre des populations, que l'homme est été en relation avec ces parasites.

D'autre part, les sites dont les échantillons présentaient des associations parasitaires typiquement animales ont été mis de côté et ne sont pas intégrés dans cette étude. C'est le cas du site néolithique de culture Pfyn, Horgen-Scheller (3715-3695 avant JC.), et du site néolithique de culture Horgen, Pfäffikon-Burg (3100-3037 avant JC.).

Pour tenter de solutionner le problème de l'origine biologique des échantillons (en particulier les coprolithes) retrouvés dans des contextes non définis, plusieurs paramètres ont été étudiés depuis les débuts de la Paléoparasitologie, et de nombreux référentiels ont été mis en place : la couleur de la solution lors de la phase de réhydratation des échantillons (Callen, 1967; Bryant, 1974a, 1974b; Fry, 1985; Williams-Dean, 1978; Chame *et al.*, 1989; 1991), l'odeur dégagée par les coprolithes lors de leur réhydratation (Holden, 1990), la forme et la taille des coprolithes (Chame, 2003; Chame *et al.*, 1991), ou encore les macrorestes alimentaires inclus dans les fèces. Mais les résultats sont peu concluants car ils dépendent trop de facteurs mal maîtrisés (concentration en matière organique, âge des coprolithes) (Chame *et al.*, 1989; Holden, 1990), et ne peuvent s'appliquer que dans des conditions particulières de conservation comme la momification ou la dessiccation, et non au matériel lacustre.

Ces questions trouveront peut-être une réponse dans d'autres types d'analyses comme l'immunologie ou la biologie moléculaire. L'utilisation de la PCR (Polymerase Chain Reaction) pour la détection d'ADN humain sur des cellules épithéliales pourrait également être un outil pour la détermination biologique des échantillons (Sutton *et al.*, 1996), et par voie de conséquence, la détermination spécifique des parasites mis en évidence en contexte archéologique.

2.2- Représentativité de l'échantillonnage.

Afin d'obtenir une image la plus représentative possible des parasitoses de chacun des sites étudiés, les échantillons recouvrent, dans la mesure du possible, la plus grande partie des

surfaces fouillées. Cette "stratégie" de travail n'a réellement été possible que pour 2 des 6 sites étudiés : Arbon-Bleiche 3 (figure 6) et Torwiesen II (figure 9). Pour les 4 autres sites, Hornstaad-Hörnle I (figure 7), Seekirch-Stockwiesen (figure 8), Wallhausen-Ziegelhütte et Sipplingen, les échantillons ont souvent été prélevés dans un même secteur de fouille.

Deux paramètres entrent en jeu pour expliquer ces problèmes d'échantillonnage :

- Les dates de fouilles.
- La répartition géographique des échantillons.

Les dates de fouille en sont la première cause. En effet, plusieurs sites ont été fouillés dans les années 1980 et 1990, et de nombreux échantillons ont été détruits au cours des analyses conduites par d'autres disciplines (archéozoologie, archéobotanique, macrorestes...). C'est le cas, par exemple, du site de Hornstaad-Hörnle I, fouillé de 1983 à 1993. Les analyses paléoparasitologiques, intervenant plusieurs années après les fouilles, n'ont pas nécessairement été privilégiées dans les stratégies d'échantillonnage. Pour le site allemand de Torwiesen II, une stratégie d'étude paléoparasitologique en 2 phases a été mise en place depuis plus d'un an. La première phase est un travail général sur le site, qui consiste à étudier des échantillons prélevés sur l'ensemble du secteur de fouille. Cette 1^{ère} phase ainsi que ses résultats font partie du travail de doctorat. La seconde étape débutera en septembre 2005. Elle consistera en l'étude complète des échantillons d'une grande maison mise au jour lors des fouilles (4 échantillons par m²). L'objectif étant de voir si une partie de ces habitats servait à la stabulation.

Le problème de la répartition géographique des échantillons est important pour 2 raisons. A la fois sur le plan de la biodiversité parasitaire potentiellement mise en évidence sur un site archéologique. Mais surtout, il rendra possible ou non l'étude des parasitoses dans l'espace au niveau de chaque site (la répartition spatiale des parasites pouvant donner des informations sur l'organisation sociale d'une population), mais également une étude de l'évolution des parasitoses dans le temps et dans l'espace.



Figure 6 : Echantillonnage sur le site d'Arbon-Bleiche 3. En bleu, les échantillons de la 1^{ère} série étudiée par Dommelier. En rouge, les échantillons de la 2^{ème} série étudiée par Le Bailly.

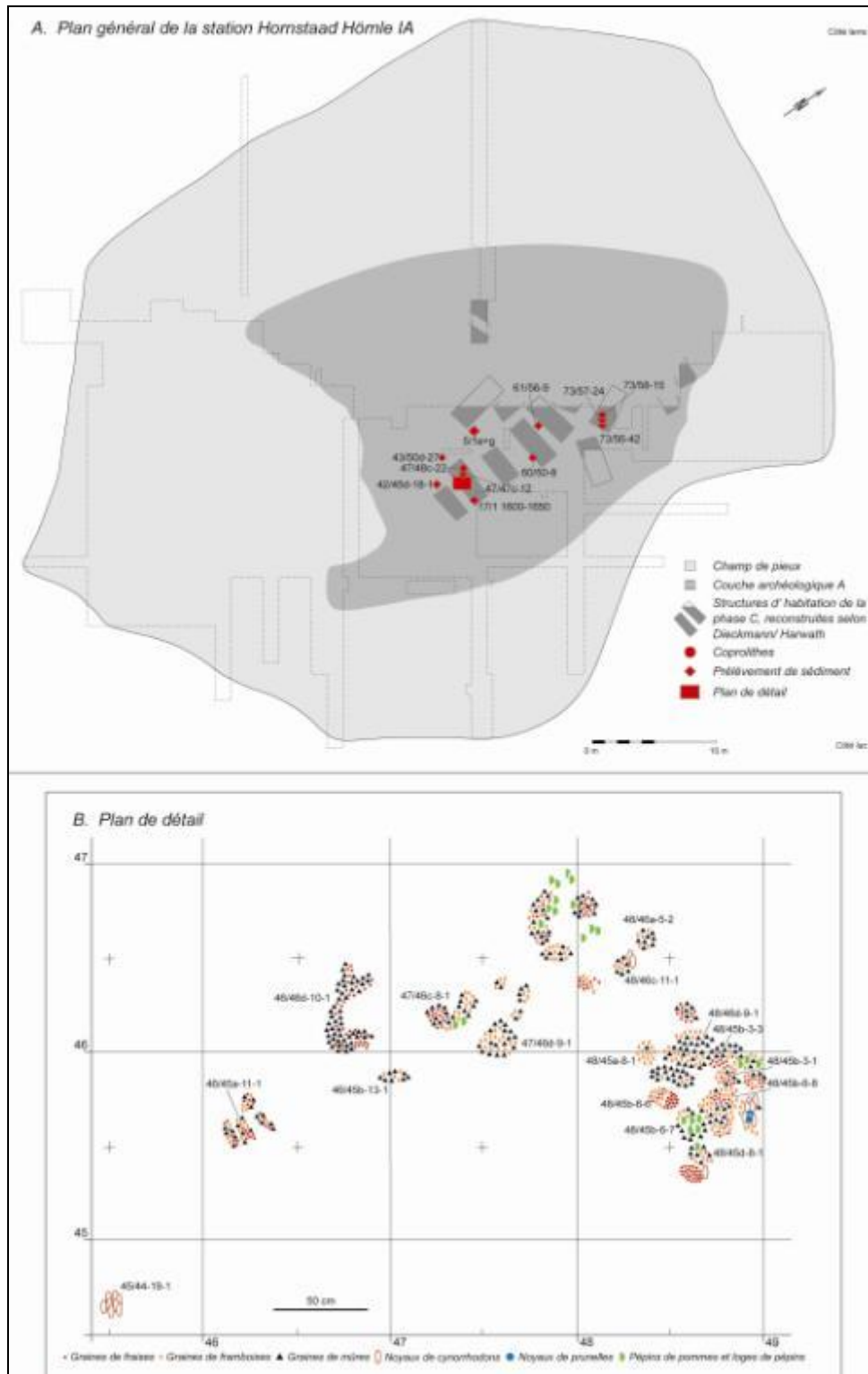


Figure 7 : Echantillonnage sur le site d'Hornstaad-Hörnle I. A - Plan général. B - Plan de détail.

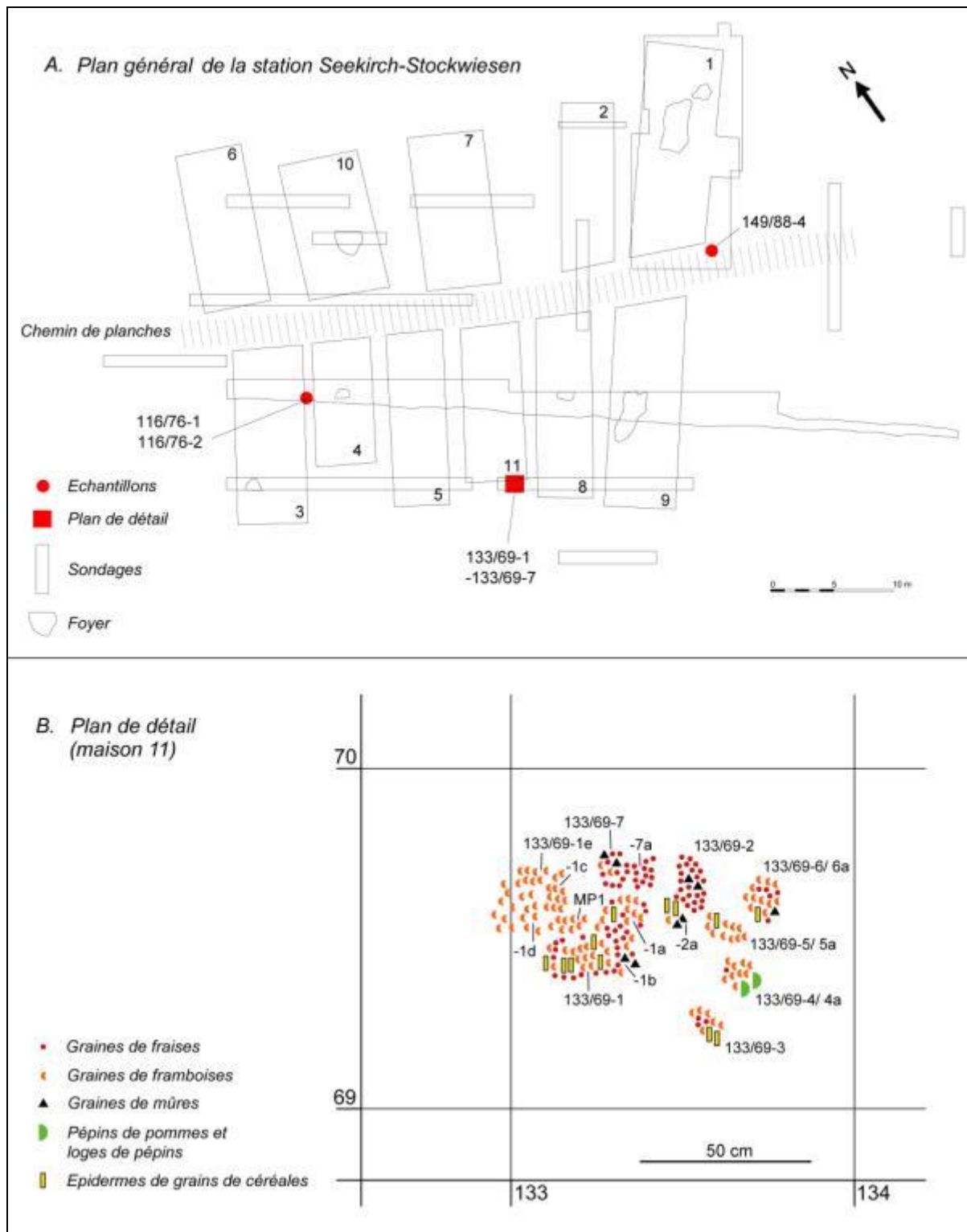


Figure 8 : Echantillonnage sur le site de Seekirch-Stockwiesen.

A – Plan général. B – Plan de détail.

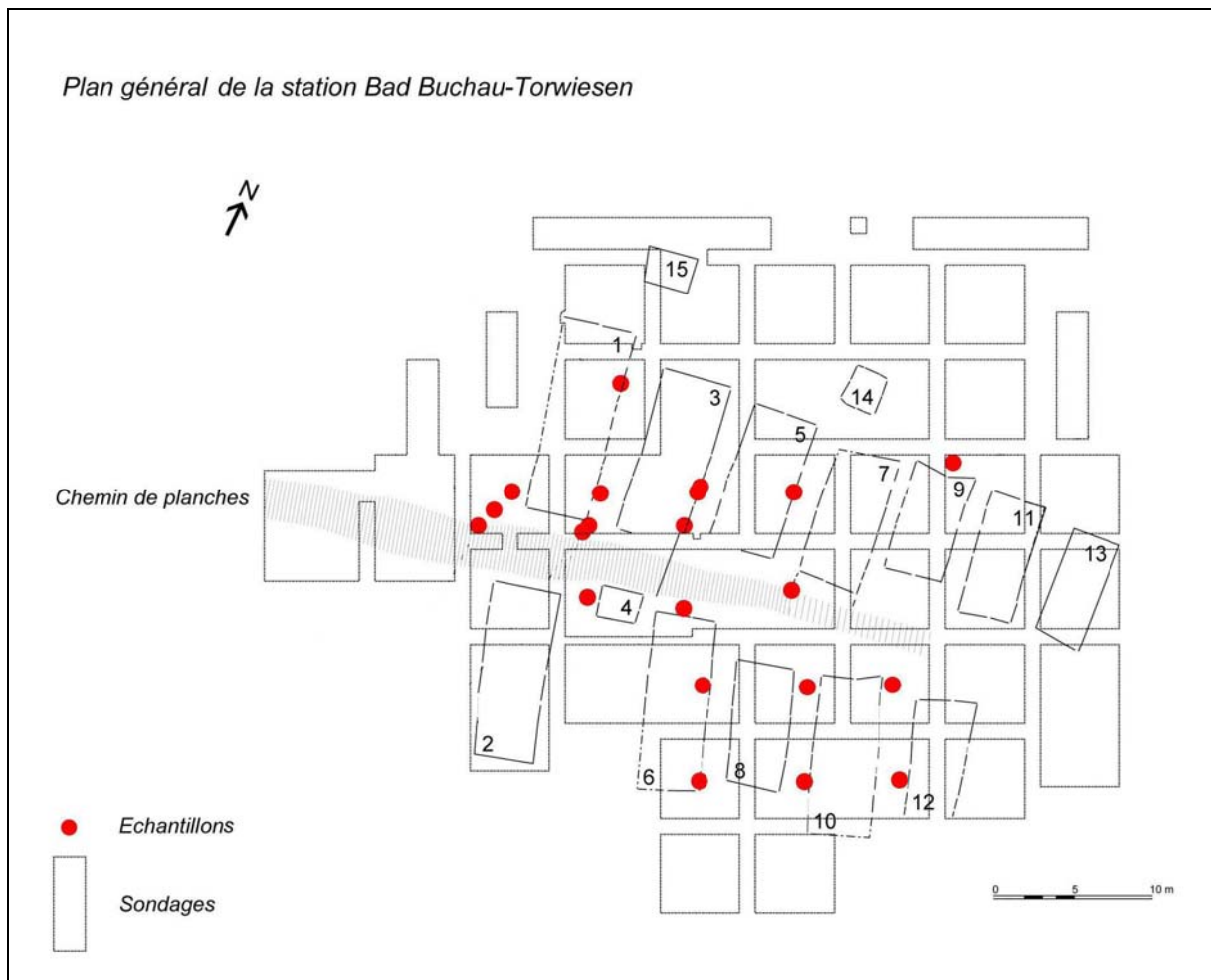


Figure 9 : Echantillonnage sur le site de Torwiesen II.

Les plans d'échantillonnage pour les sites de Sipplingen et de Wallhausen-Ziegelhütte ne sont pas disponibles à l'heure de la rédaction de ce travail.

2.3 - Conclusion sur les échantillons.

La nature sédimentaire des échantillons n'aurait pas été un problème si les prélèvements avaient pu être réalisés dans un contexte anthropique certain, tel le contexte sépulcral (Harter et Bouchet, 2002; Harter, 2003). Malheureusement, les restes anthropologiques sont très rares pour cette période du Néolithique. Seuls quelques restes humains ont été retrouvés en Suisse sur des sites proches des lacs comme à Lenzbourg, Canton d'Argovie, à Sion et à Collombey, Canton de Valais, ou à Pully, Canton de Vaud. A Arbon-Bleiche 3 par exemple, une dent de lait a été retrouvée dans les 300 000 restes animaux du site. Plusieurs hypothèses sont émises pour expliquer cette situation :

- L'état des recherches sur les cités lacustres.
- Le mode d'ensevelissement.
- Le manque d'étude dans le domaine de l'anthropologie des cités lacustres.

L'état des recherches sur les cités lacustres pourrait être une première explication à cette situation. En effet, les fouilles se cantonnent principalement à une bande de 1 à 2 kms de large autour des lacs. Il est donc possible que les nécropoles correspondantes aux villages lacustres ne soient pas découvertes dans ces conditions d'observation. Malgré tout, cette hypothèse reste peu envisageable, vu le dynamisme de fouilles et le nombre important d'excavations réalisées dans le domaine lacustres.

Le mode d'ensevelissement est la seconde explication à cette situation. En effet, des rites de crémation ou d'inhumation des corps, ou des cendres, ne laissant pas ou peu de traces, sont possibles. Les corps peuvent être laissés à l'air libre, ou les cendres être jetées dans le lac. Toutes les possibilités doivent être envisagées tant que les coutumes funéraires des habitants des stations lacustres ne seront pas connues.

Enfin, le manque d'étude anthropologique concernant les sites lacustres est un problème. En effet, si les sépultures sont quasi inexistantes dans les sites lacustres néolithiques, en revanche, pratiquement toutes les stations étudiées ont livrées, en très faibles proportions, des restes humains (Ramseyer, 1992), qui de plus, ne sont que très rarement étudiés. Ainsi, seuls quelques cas ont été publiés comme à Feldmeilen, en 1971 (Scheffrahn et Winiger, 1978), ou sur le site de Zurich-Mozartstrasse, en 1981 (Etter et Menk, 1983). Certains restes ont parfois même été réutilisés en cuisine (Gerhardt et Strahm, 1975), soulevant le problème du cannibalisme chez les populations néolithiques, hypothèse déjà observée dans le sud de la France au niveau du site de Fontbrégoua (Villa *et al.*, 1986; Beyneix, 2003).

3- Autre site étudié : le Tell d'Harsova (Roumanie).

3.1- Contexte.

Le *tell* néo-énéolithique d'Hârșova (Roumanie) se situe au pied d'une colline qui occupe un massif calcaire sur la rive droite du Danube (actuellement dans le sud-est de la ville d'Hârșova) (Figure 10). Ce tell, l'un des plus vaste de Roumanie, présente un diamètre d'environ 150 à 200 m, pour une hauteur de plus de 12 m. L'érosion liée au Danube et aux activités anthropiques récentes a entaillé la partie sud du tell ouvrant une grande coupe stratigraphique naturelle (Popovici et Rialland, 1996).

Les premiers dépôts archéologiques appartiennent à la culture Boian-Vidra. Ils sont surmontés par les assises correspondant aux cultures Boian-Spanțov, Hamangia III, Gumelnița A1, Gumelnița A2 et Cernavoda I (Hașotti, 1989 ; 1997).

Les fouilles ont été réalisées par Galbenu (1962 et 1966), puis par Popovici et Hașotti (Popovici *et al.*, 1992; 2000 a et b). Depuis 1993, les recherches se déroulent dans le cadre d'un programme de coopération archéologique franco-roumain en collaboration avec une équipe française dirigée par Rialland et Randoïn. Les fouilles sont conduites selon une méthodologie d'enregistrement « chrono-stratigraphique » couplée à des études variées d'archéozoologie, de carpologie, de sédimentologie, de micromorphologie, d'anthracologie et de palynologie.

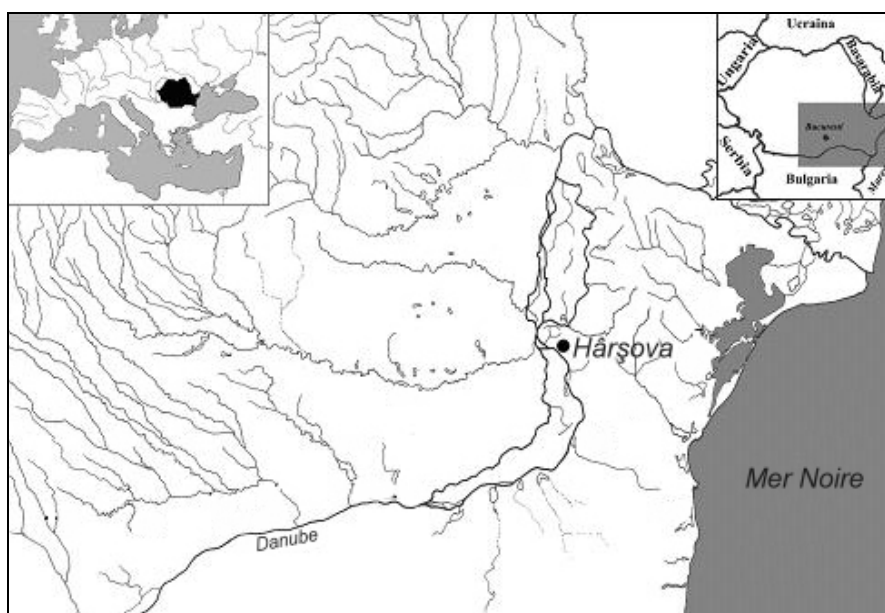


Figure 10 : Situation géographique du Tell d'Harsova (Roumanie).

3.2- Matériel.

Lors des fouilles du Tell, de nombreux coprolithes ont été mis au jour dans les différentes structures étudiées de deux zones ménagères classiques de cultures Boian-Spantov (4900-4500 B.C.) et Gumelnița A2 (4500-3950 B.C.) (Bem C., 2000), indicées C521 (Popovici *et al.*, 2000 a) et C720. Ce sont des zones d'accumulation de déchets à l'extérieur des espaces bâtis, reconnues comme une composante caractéristique de l'évolution chronostratigraphique du site. Les situations de ce type, telles celles observées dans le tell d'Hârșova, sont la règle quasi-générale : les restes d'une structure d'habitation détruite et abandonnée, qui a cessé de remplir sa fonction initiale. Ces restes sont recouverts d'empilements d'unités stratigraphiques caractérisés par un important contenu organique varié. Ils ont été définis dans leur ensemble comme «zone à restes ménagers» ou «zones dépotoirs» (Figure 11).

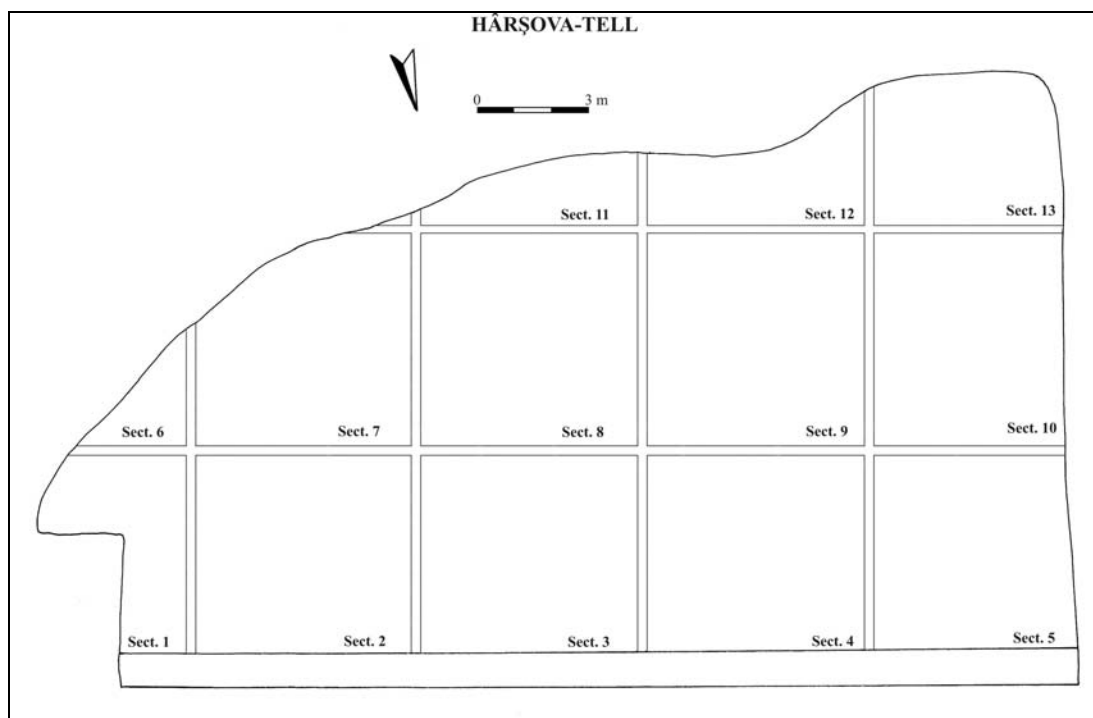


Figure 11 : Plan du site d'Hârșova (Roumanie).

Deux types de coprolithes ont été définis. Les premiers, compacts, présentent une cohésion importante, et contiennent de nombreuses esquilles d'os visibles à l'œil nu. Ces coprolithes sont attribués à des omnivores ou des carnivores.

Les seconds, pulvérulents, sans esquilles d'os, présentent au microscope de nombreux phytolithes. Ces coprolithes sont attribués à des herbivores (Popovici *et al.*, 2000a).

Les études paléoparasitologiques basées sur une séparation micrométrique des éléments, et menées sur les différents coprolithes en question, n'ont permis de mettre en évidence aucun œuf fossilisé d'helminthes parasites. Deux hypothèses sont proposées :

- Les éléments en question ne sont pas des coprolithes, mais plutôt des concrétions minérales en partie carbonatées.
- Les processus taphonomiques qui ont géré le milieu de dépôt n'ont pas permis la conservation des restes parasitaires.

Pour tester ces hypothèses, des lames minces (épaisseur : 30 µm) sur plusieurs coprolithes (tableau 3) ont été réalisées au laboratoire des Sciences de la Terre de l'Université de Reims Champagne-Ardenne. Ces préparations ont fait l'objet d'une analyse en microscopie optique sous cathodoluminescence (cf. chapitre méthode).

N° échantillons	Cultures	Secteurs	US	Structure	Type
1	Boian-Spantov	nc	nc	nc	Compact
14	Gumelnita A2	3	8026-6786	C. 720	Compact
22	Gumelnita A2	nc	8434	C. 720	Compact
31	Gumelnita A2	10	4473-4372	C. 521	Compact
37	Gumelnita A2	10	5308-5340	C. 521	Compact
38	Gumelnita A2	10	5375	C. 521	Compact
40	Gumelnita A2	10	5392	C. 521	Compact
45	Gumelnita A2	10	5392	C. 521	Compact
46	Gumelnita A2	10	5254	C. 521	Compact
50	Gumelnita A2	5	2616	nc	Compact
6	Gumelnita A2	12	11320	nc	Pulvérulent
7	Gumelnita A2	8	9804-6487	nc	Pulvérulent

Tableau 3 : Coprolithes étudiées du site d'Harsova. (nc : non communiqué).

Chapitre III

Méthodes

1- Introduction.

Ce paragraphe a pour objectif de décrire l'ensemble des étapes suivies par les échantillons archéologiques depuis leur réception dans le laboratoire jusqu'à leur stockage après analyses.

Lorsqu'un échantillon arrive au laboratoire de Paléoparasitologie de Reims, il est immédiatement enregistré sur un cahier ainsi que sur ordinateur. Le numéro du prélèvement, sa provenance, l'année de fouille, ainsi que le nom du responsable du chantier archéologique sont indiqués. Une copie de cet enregistrement est placée dans un dossier consacré au site archéologique étudié. Dans un souci de simplicité, les échantillons sont numérotés selon un code interne au laboratoire.

2- La technique utilisée à Reims.

La technique de préparation des échantillons utilisée dans le cadre de ce travail a été élaborée au laboratoire depuis plusieurs années. Les résultats ont été plusieurs fois comparés avec ceux des méthodes plus classiques de la coprologie médicale (Dommelier-Espejo, 2001; Harter, 2003), et semblent fournir une approche plus complète du point de vue de la biodiversité des éléments parasitaires mis en évidence. En effet, d'autres facteurs entrent en jeu lorsque il s'agit de matériel archéologique. En particulier la diagenèse et autres processus taphonomiques qui transforment les œufs d'helminthes tant au niveau chimique qu'au niveau physique. Ces transformations affectent différents facteurs biologiques et morphologiques de l'œufs (porosité, masse, forme) et rendent les techniques médicales (coprologiques) actuelles partiellement inefficaces. Le choix de cette méthode pour l'ensemble de l'étude s'est donc fait logiquement. Cette préparation s'effectue en plusieurs étapes.

2.1- Première phase : la réhydratation.

Cette phase de réhydratation est couramment utilisée par différentes disciplines bioarchéologiques, mais peut être effectuée de plusieurs manières. La technique de réhydratation retenue au laboratoire est dérivée de celle de Callen et Cameron (1960), utilisée pour la première fois pour réhydrater des coprolithes péruviens datés de 3000 à 1200 avant

JC. Mais à la solution initiale uniquement composée de phosphate trisodique à 0,5 % (Van Cleave et Ross, 1947), de l'eau glycinée à 5 % est ajoutée dans des proportions d'environ 50/50. L'échantillon archéologique est placé dans un erlenmeyer avec la solution phosphate trisodique/glycérol (photo 4). Cette première étape dure un minimum d'une semaine mais peut être prolongée selon l'état d'induration ou de dessiccation du matériel étudié. Elle a pour objectif d'ameublir les échantillons pour rendre la seconde étape plus facile. Quelques gouttes d'une solution formolée à 10 % sont ajoutées dans l'erlenmeyer au début de la réhydratation pour éviter la prolifération de bactéries ou autres champignons, susceptibles de gêner la suite de la procédure ainsi que pour les lectures au microscope.

2.2- Seconde phase : l'homogénéisation.

Cette étape se fait en deux temps. L'échantillon réhydraté est tout d'abord broyé dans un mortier à l'aide d'un pilon (photo 5). Lorsqu'il ne présente plus de résistance, il est replacé dans l'erlenmeyer et passé dans une cuve à ultrasons (type Sonorex RK103H, 35 KHz) pendant 1 à 3 minutes (photos 6 et 7). C'est la deuxième partie de l'homogénéisation. Cette phase est une des étapes les plus importantes de la préparation puisqu'elle va permettre de séparer les éléments parasitaires fossiles de leur matrice sédimentaire et les mettre en solution. Il est important de ne pas dépasser 3 minutes dans la cuve à ultrason sous peine de perdre une partie des informations parasitologiques (Warnock et Reinhard, 1992).

2.3- Dernière phase : le tamisage.

Une fois l'échantillon broyé et homogénéisé, il est versé dans une colonne composée de 4 tamis à mailles calibrées de 315 μm , 160 μm , 50 μm et 25 μm (photo 8). Pour assurer une meilleure filtration, la colonne de tamis est placée sur un agitateur-secoueur (KS 500, Janke & Kunkel/IKA-WERK) (photo 9). La durée de l'agitation varie en fonction des échantillons (un échantillon argileux mettant plus de temps à filtrer qu'un échantillon sableux). Elle est stoppée lorsque le liquide a diffusé jusqu'au dernier tamis. Puis la colonne est séparée et chaque tamis passé sous un flux constant d'eau de faible débit. L'eau du robinet peut convenir, mais l'idéal est d'utiliser un système d'ultrafiltration de l'eau qui évite toute contamination des échantillons par des microorganismes qui pourraient se développer dans les

canalisations. Le laboratoire a acquis depuis quelques mois un système de filtration de l'eau Directe-Q™ 5 commercialisé par Millipore® (photo 10).

2.4- Conservation des échantillons.

Chaque refus de tamis est conservé. Les fractions les plus fines de 50 µm et de 25 µm sont placées dans des tubes à hémolyses en PVC, bouchés, avec quelques gouttes de formol à 10 % (photo 11). Les œufs d'helminthes parasites ayant une taille comprise selon les espèces entre 25 et 150 µm, les refus de ces deux tamis sont utilisés pour la recherche des œufs ou des oocystes. La solution qui traverse l'ensemble de la colonne est appelée "premier jus". Elle est récupérée et conservée dans des flacons à prélèvement, bouchés et formolés. Elle pourra servir pour des observations annexes. Les deux plus grosses fractions, de 315 µm et 160 µm sont placées ensembles dans des flacons formolés et bouchés. Elles servent à observer d'éventuels éléments plus grossiers non parasitaires (végétaux, animaux ou minéraux).

2.5- Observations en microscopie optique.

Les échantillons sont prélevés à l'aide d'une pipette pasteur et montés entre lames et lamelles (22 x 22 mm). Après lecture, lames et lamelles sont jetées. Les fractions de 25 µm et de 50 µm sont lues, dans un premier temps, au microscope optique (Olympus BH-2) (photo 12).

Au fur et à mesure des lectures au microscope optique, les parasites observés sont notés sur des fiches de résultats (Figure 12). D'autres éléments présents dans les échantillons et faisant partie du "paysage microscopique" sont également reportés. Ainsi l'éventuelle présence de spores de micromycètes, de diatomées, de débris d'insectes, de pollens et autres débris végétaux est également indiquée.

Les microscopes optiques utilisés au laboratoire sont tous équipés d'un système d'enregistrement. Soit argentique, avec un appareil photo (Olympus C-35 AD-4) monté sur une tête trinoculaire et un boîtier d'adaptation (Olympus PM-10 AK) qui permettent la prise de films développés en diapositive ou sur papier selon les besoins. Soit numérique avec une caméra vidéo (Sony DXC-107 P) montée sur une tête trinoculaire et un adaptateur vidéo

(Sony CMA-D7 CE) relié à un ordinateur, qui permettent la prise d'images numériques directement (photo 12). L'ordinateur est équipé d'un logiciel d'analyse d'images SAISAM (Microvision[®] Instrument) avec lequel les photos numériques sont enregistrées sur disque dur ou sur disquette. Ce logiciel permet également de mesurer les œufs très rapidement.

3- Les techniques des autres laboratoires.

Bien que cette technique de préparation des échantillons offre de très bons résultats sur le matériel archéologique, la méthode d'étude en Paléoparasitologie n'est pas standardisée.

Les laboratoires brésilien (Professeur Adauto Araujo), et nord-Américain (Professeur Karl Reinhard) utilisent des procédures différentes pour l'extraction des éléments parasitaires. Ainsi, à l'Institut Oswaldo Cruz à Rio de Janeiro, Brésil, et au laboratoire de l'université du Nebraska, Etats-Unis, la réhydratation des échantillons se fait dans une solution composée uniquement de phosphate trisodique à 0,5 % comme celle utilisée par Callen et Cameron (1960). Quelques gouttes de solution de Raillet-Henry (Acide acétique-Formol-Alcool) sont ajoutées pour éviter la prolifération bactérienne et favoriser la réhydratation de certains échantillons minéralisés par l'action de l'acide acétique sur les minéraux calcaires (Reinhard, 1990; 1992; Reinhard *et al.*, 1988). Il n'y a pas de broyage systématique au mortier ni de passage à la cuve à ultrasons. La récupération des éléments parasitaires se fait par filtration à travers des compresses tissées (Araujo *et al.*, 1998; Ferreira *et al.*, 1983).

Les études paléoparasitologiques réalisées au laboratoire de Parasitologie fonctionnelle et évolutive de Perpignan (CNRS UMR 5555) mettent en jeu des techniques de coprologie actuelle appliquées à du matériel réhydraté dans une solution de phosphate trisodique à 0,5 %, puis tamisé dans une colonne de 4 tamis de 180 µm, 100 µm, 45 µm et 25 µm (Jouy-Avantin, 2004). Travaillant plus particulièrement sur les coprolithes, le laboratoire de Perpignan a mis en place un protocole de description et d'étude des coprolithes applicable à toutes les périodes (Jouy-Avantin *et al.*, 2003).



Photo 4 : Phase de réhydratation du matériel dans la solution de phosphate trisodique à 0,5 % et de glycérol à 5 %.



Photo 5 : Phase de broyage au mortier et pilon.



Photo 6 : La cuve à ultrasons.



Photo 7 : Passage des échantillons à la cuve à ultrasons.



Photo 8 : Tamisage des échantillons dans la colonne de tamis à maille décroissante.



Photo 9 : L'agitateur-secoueur aide au tamisage des échantillons et au passage complet de la solution de réhydratation au travers de la colonne de tamis.



Photo 10 : Purificateur d'eau Direct-Q™ 5 de Millipore®.

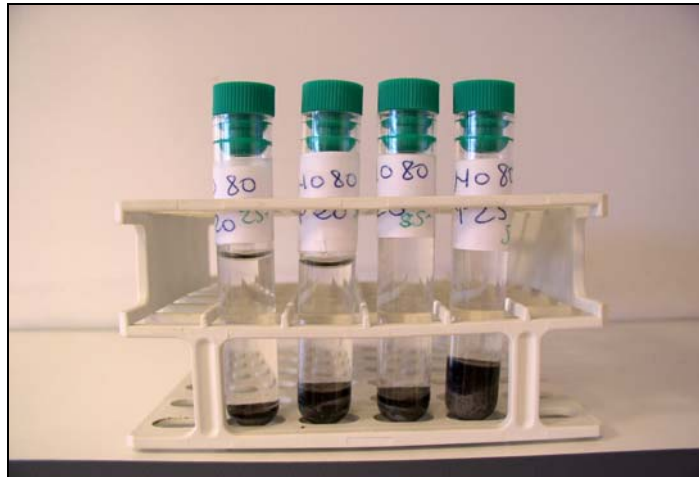


Photo 11 : Fractions de 25 et de 50 μ m dans les tubes à hémolyse.



Photo 12 : Microscope optique muni d'un dispositif de prise d'images par caméra vidéo.

Nom du chantier :						
Echantillon						
Unité Stratigraphique						
Maillage	25 µm	50 µm	25 µm	50 µm	25 µm	50 µm
Ascaridés						
<i>Ascaris</i> sp.						
<i>Toxascaris</i> sp.						
<i>Trichuris</i> sp.						
Ankylostomidés						
<i>Toxocara</i> sp.						
Acanthocéphale						
<i>Capillaria</i> sp. (point)						
<i>Capillaria</i> sp. (réticulé)						
<i>Enterobius</i> sp.						
<i>Taenia</i> sp.						
<i>Fasciola</i> sp.						
<i>Dicrocoelium</i> sp.						
<i>Schistosoma mansoni</i>						
<i>Schistosoma haemato</i>						
<i>Diphyllobothrium</i> sp.						
<i>Spirometra</i> sp.						
Diatomées						
Pollens						
Champignons						
Phyolithes						
Débris insectes						
Débris végétaux						
Charbons						
Minéraux						
Nombre lamelles						

Figure 12 : Fiche d'analyse des échantillons (Laboratoire de Reims).

4- Autres techniques employées.

4.1- La microscopie électronique à balayage (MEB).

La microscopie optique est le principal outil de travail du paléoparasitologue, mais cette technicité n'est parfois pas suffisante. Aussi, pour l'observation de détails importants comme la structure ou les ornements des coques, critères qui s'avèrent parfois utiles dans la détermination des œufs, il faut recourir à des outils comme la microscopie électronique à balayage. D'autre part, pour la mise en évidence d'éléments parasitaires comme les protozoaires, les techniques immunologiques pourront être utilisées.

La préparation des échantillons pour l'observation en microscopie électronique est longue et surtout plus fastidieuse que pour la microscopie optique. Plusieurs étapes indispensables alourdissent le protocole précédent, en particulier la déshydratation des œufs qui est obligatoire avant la métallisation. Les œufs qui requièrent l'utilisation de la microscopie électronique sont récupérés un à un dans les refus des tamis de 50 µm et/ou de 25 µm à l'aide d'une minutie sous un microscope inversé (Olympus CK-2). Il n'est donc pas nécessaire de poser de lamelle sur les préparations. Cette technique de récupération des œufs est obligatoire. En effet, les modifications de porosité et de densité subies par les œufs empêchent l'utilisation des techniques de flottation utilisées normalement sur le matériel moderne. Les œufs sont plongés pendant un minimum de 10 minutes dans des bains d'alcool éthylique de concentration croissante 30 %, 50 %, 70 %, 90 %, jusqu'à l'éthanol à 100 %. Finalement déshydratés, ils sont fixés sur un plot en aluminium à l'aide d'une bande adhésive à base de carbone. Les plots sont ensuite métallisés à l'or/palladium dans un évaporateur cathodique (JEOL ION SPUTTER JFC-1100) (8 mA et 1,2 kV), et peuvent alors être lus au microscope électronique (JEOL 5400 LV). Au cours des observations, des images sont prises sur film photographique noir et blanc.

4.2- La cathodoluminescence.

La cathodoluminescence (CL) a pour objet l'étude de l'émission directe de photons par les minéraux et les roches (dans le domaine visible du spectre électromagnétique, mais aussi en spectroscopie dans l'ultraviolet et l'infrarouge) lors d'un bombardement électronique. Les

propriétés de luminescence des roches et des minéraux sont connues et étudiées depuis plus d'un siècle. Cette technique est devenue d'usage courant en minéralogie et pétrographie. Les sites émetteurs de lumière sont appelés centres luminogènes. Il s'agit généralement de défauts ponctuels de la roche ou dans la structure minérale. Dans le cristal isolant, deux types de défauts interviennent lors de l'excitation par un faisceau d'électrons : les lacunes d'ions d'une part, et les impuretés d'autre part.

Parmi les impuretés, c'est-à-dire les atomes étrangers à la stoechiométrie normale d'un solide, les ions des métaux de transition et ceux des terres rares sont très efficaces, en raison de leur configuration électronique. Celle-ci leur confère une grande sensibilité aux apports d'énergie extérieurs. Ainsi, ces deux grands groupes d'ions sont à l'origine des principales luminescences observées lors de l'étude des géomatériaux.

Pour l'observation en cathodoluminescence et l'imagerie un appareil à cathode froide équipé d'un canon à électrons est utilisé. Celui-ci est muni d'une fenêtre en verre au plomb qui permet de protéger l'observateur contre les rayons X émis lors du bombardement électronique. Le faisceau électronique est obtenu à partir d'une lame métallique portée à un potentiel électrique négatif par rapport au support de l'échantillon. Pour l'équipement utilisé, de type OPEA, celui-ci est en général autour de 5 à 15kV. Dans la chambre règne un vide primaire, de quelques millitours, qui permet de conserver, sur le parcours du faisceau, quelques atomes d'azote et d'oxygène qui réduisent l'énergie des électrons et fournissent une cascade d'électrons dont la vitesse diminue au fur et à mesure qu'ils se rapprochent de la cible et que leur nombre s'accroît. En effet, pour produire les photons de luminescence d'énergie comprise entre 2 et 5 eV, il suffit d'exciter les défauts ponctuels avec une énergie supérieure à ces valeurs. Le système à cathode froide fonctionne couplé à un microscope Olympus (BX-50) et est relié à un ordinateur pour la saisie d'image. L'acquisition d'images se fait à l'aide d'une caméra Tri CCD couleur Sony DXC-930P (720 lignes TV horizontales, 752 x 582 éléments actifs) montée sur optique Olympus. La caméra est reliée à un boîtier de réglage des paramètres d'acquisition vidéo. Les images peuvent être empilées grâce à un empileur MSP-930P. La capacité d'empiler les images permet les observations de faibles luminescences comme en microscopie à cathode chaude, avec cependant une légère diminution de la netteté de l'image.

Le principal activateur de la luminescence dans les carbonates est l'ion Mn^{2+} . Une concentration de l'ordre de 10 ppm permet une observation visuelle de la luminescence. Les terres rares sont aussi des activateurs de luminescence dans les carbonates à des très faibles concentrations, inférieures aux limites de détection de la microsonde électronique (Barbin et Schvoerer, 1997, Pagel *et al.* 2000).

Dans le cadre de notre étude, la cathodoluminescence n'a pas pu être utilisée sur les coprolithes d'Arbon-Bleiche 3, qui ne contenaient pas de matière minérale, mais uniquement de la matière organique (celle-ci ressortant noire sous cathodoluminescence). Des essais avaient été menés par Dommelier-Espèjo (2001) sur les coprolithes de Chalain, dont la composition est sensiblement la même que les coprolithes d'Arbon-Bleiche 3, ne donnant pas de résultats.

La microscopie sous cathodoluminescence a donc été appliquée aux coprolithes du Tell néolithique d'Harsova (Roumanie) qui présentaient, selon les spécialistes de la discipline, la potentialité suffisante pour l'utilisation de cette technique.

Chapitre IV

Résultats

1- Résultats des analyses coprologiques.

L'identification des œufs d'helminthes parasites est basée sur des critères morphologiques et morphométriques. Les échantillons lacustres, objets de cette première partie de l'étude, présentent des conditions taphonomiques qui permettent une excellente préservation des restes parasitaires. Tout comme les œufs mis en évidence dans des conditions de sécheresse extrêmes (Harter *et al.*, 2003; Harter, 2003), les œufs d'helminthes parasites retrouvés sur les sites lacustres suisses et allemands présentent les caractéristiques morphologiques nécessaires à leur identification générique.

Les œufs déterminés au cours de ce travail sont présentés par classes d'Helminthes auxquelles ils appartiennent : Classe des Trématodes, classe des Cestodes, et classe des Nématodes. La mise en évidence de protozoaires complète les résultats.

1.1- Œufs appartenant à la classe des Cestodes

1.1.1- *Diphyllobothrium* sp. (Cobbold, 1858).

Les œufs de *Diphyllobothrium* sp. sont operculés et de forme ovalaire. Ils mesurent de 60 à 70 µm de long pour 40 à 60 µm de large. La coque de l'œuf est mince, et présente un léger épaissement appelé mucron au pôle opposé à l'opercule.

Des œufs présentant les mêmes caractéristiques morphologiques et morphométriques ont été mis en évidence dans les échantillons de plusieurs des sites étudiés. Cependant, les coques de ces œufs présentent parfois des ornements différentes : soit une coque peu ponctuée (photos 13 à 15), soit une coque très ponctuée (photos 16 à 18). Plusieurs espèces de Diphylobothriidés peuvent parasiter l'homme. La coque des œufs de ces différentes espèces montre des ponctuations d'intensité variable. L'étude comparée des coques et de leurs ornements peut orienter le diagnostic vers plusieurs espèces. Ainsi, les œufs à ponctuation dense et profonde pourraient correspondre à l'espèce *D. mansonioides*. Quant aux œufs à ponctuation moins dense et superficielle, ils sont à rapprocher des espèces *D. latum* ou *D. dendriticum* (Hilliard, 1972). Quelles que soient les espèces retenues, le motif et l'arrangement des pores sur les œufs sont typiques d'espèces à hôtes intermédiaires dulçaquicoles. En effet, pour les espèces marines telles *D. lanceolatum*, *D. alascense* ou *D.*

cordatum, les pores sont plus profonds et plus nombreux (Hilliard, 1972; Yamane *et al.*, 1976; Ishi *et al.*, 1991).

1.1.2- *Taenia* sp. (Linné, 1758).

Les œufs de *Taenia* sp. sont de forme sphérique et mesurent entre 50 et 60 µm de diamètre. Ils sont délimités par une membrane fine qui entoure un embryophore. La membrane hyaline de l'œuf est très fragile et ne résiste généralement pas au stress de l'expulsion et, à fortiori, aux aléas des processus diagénétiques dans les sols. Si bien que seuls les embryophores sont détectés lors des analyses parasitologiques et paléoparasitologiques.

L'embryophore de *Taenia* sp. est également sphérique et son diamètre varie de 20 à 40 µm. La coque est épaisse et présente une striation transversale caractéristique. Elle protège un embryon hexacante dont les crochets sont parfois visibles au microscope (photos 19 à 21).

Deux espèces de *Taenia* sp. peuvent parasiter l'homme. Le ténia du porc, *T. solium*, et le ténia du bœuf *T. saginata*. Les embryophores des 2 espèces sont identiques en taille et en forme. Il est impossible de les différencier. Nozais *et al.*, (1996) distingue les embryophores des 2 espèces sur des critères morphologiques et précise que les embryophores de *T. solium* sont arrondis tandis que ceux de *T. saginata* sont ovalaires. Cependant, la majeure partie des auteurs s'accorde pour dire qu'il est impossible de distinguer les embryophores des 2 espèces de ténias (Euzéby, 1998).

Pour la suite du travail, les 2 possibilités d'espèce seront discutées.

1.2- Œufs appartenant à la classe des Trématodes.

1.2.1- *Fasciola* sp. (Linné, 1758).

Les œufs de *Fasciola* sp. sont de forme ovale et sont operculés. Leur taille varie de 130 à 200 µm de long pour 60 à 100-105 µm de large. La coque est lisse, mince, et présente de légers épaissements au niveau des pôles.

Les espèces parasites de l'homme sont *Fasciola hepatica* et *Fasciola gigantica*, dont les adultes se logent dans les canaux hépatiques de l'hôte définitif (cf. Chapitre interprétation). Les œufs des 2 espèces présentent des tailles différentes qui permettent de les distinguer. En effet, les œufs de *F. hepatica* mesurent entre 130 et 150 µm de long pour 60 à 90 µm de large.

Tandis que les œufs de *F. gigantea* sont beaucoup plus grands, et mesurent entre 160 et 200 µm de long pour 90 à 105 µm de large.

Les œufs retrouvés dans les échantillons archéologiques sont souvent privés de leur opercule et leurs mesures sont, de ce fait, inférieures à celles de la littérature. Cependant, par extrapolation de la forme de la coque, il est possible d'obtenir une taille globale des œufs retrouvés au niveau des échantillons. Ainsi les œufs mis en évidence dans les échantillons correspondent plus volontiers à l'espèce *F. hepatica* (photos 22 et 23).

1.2.2- *Dicrocoelium* sp. (Dujardin, 1845).

Les œufs de *Dicrocoelium* sp. sont ovoïdes et operculés. Leur taille est située entre 38 et 45 µm de long pour 22 à 30 µm de large. Ils sont dissymétriques et présentent un côté plus bombé que l'autre. L'opercule est large et aplati (Euzéby, 1998) (photo 24).

L'espèce la plus répandue en Europe, Asie et Afrique du Nord est *Dicrocoelium lanceolatum* (synonyme : *D. dendriticum*). En Afrique tropicale, il existe une espèce voisine, *Dicrocoelium hospes*, elle aussi très répandue (Nozais *et al.*, 1996; Chartier *et al.*, 2000).

1.2.3- *Opistorchis* sp. (Blanchard, 1895).

Les œufs d'*Opistorchis* sp. sont operculés, ovoïdes, et mesurent, selon les espèces, entre 12 et 30 µ de long pour 10 à 15 µ de large. La coque est épaisse et présente, du côté opposé à l'opercule, un épaississement appelé mucron ou "éperon mousse" (photo 25).

Trois espèces d'opistorchidés parasitent l'homme : *Clonorchis sinensis*, *Opistorchis felineus* et *Opistorchis viverrini*. Les œufs de *Clonorchis sinensis* se distinguent des œufs d'*Opistorchis* sp. par la présence d'un opercule à bords saillant dit en "couvercle de soupière" (Figure 13). Les œufs d'*Opistorchis felineus* quant à eux, se distingueraient par une morphométrie plus petite (environ 12 µm de long pour 10 µm de large) (Tselepatiotis *et al.*, 2003) que celle d'*Opistorchis viverrini* (entre 25 et 30 µm de long pour 11 à 15 µm de large).

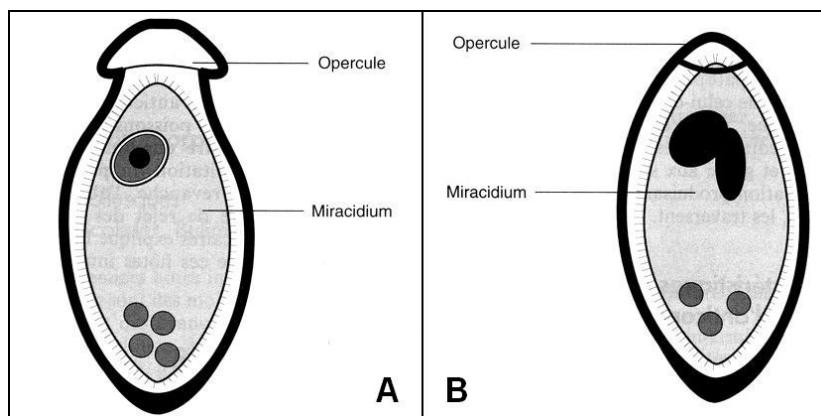


Figure 13 : Morphologie différentielle des œufs d'opisthorchidés (D'après Nozais *et al.*, 1996).

A – Œuf de *Clonorchis sinensis*. B – Œuf d'*Opisthorchis* sp.

Des œufs présentant un opercule non saillant, un mucron sur le pôle opposé à l'opercule, et une taille moyenne allant de 25 à 30 μm de long pour 12 à 15 μm de large ont été retrouvés dans les échantillons du site suisse d'Arbon-Bleiche 3. Aux vues de la forme de l'opercule des œufs retrouvés dans les échantillons suisse, mais, tous les auteurs n'étant pas en accord au sujet de la taille des différents œufs d'*Opisthorchis* sp. (Tableau 4), les œufs sont déterminés au niveau générique, et attribués au genre *Opisthorchis* sp.

Espèce	Longueur en μm	Largeur en μm	Opercule	Présence d'un mucron	Auteurs
<i>Clonorchis sinensis</i>	25-30	15-18	saillant	oui	Nozais <i>et al.</i> , 1996.
	26-30	15-17	saillant	-	Brumpt, 1949.
	26-30	15-17	saillant	oui	Deluol, 1989.
	25-30	15	très marqué	oui	Leger <i>et al.</i> , 1992.
<i>Opisthorchis felineus</i>	25-30	11-15	non saillant	oui	Nozais <i>et al.</i> , 1996.
	26-30	11-15	-	oui	Brumpt, 1949.
	12	10	-	-	Tselepatiotis <i>et al.</i> , 2003.
	26-30	11-15	non saillant	non	Deluol, 1989.
	25-30	15	peu marqué	non	Leger <i>et al.</i> , 1992.
<i>Opisthorchis viverrini</i>	27	15	non saillant	oui	Nozais <i>et al.</i> , 1996.
	26-30	15-17	saillant	oui	Deluol, 1989.
	25-30	15	marqué	oui	Leger <i>et al.</i> , 1992.

Tableau 4 : Comparaisons morphologiques et morphométriques des œufs d'opisthorchidés selon différents auteurs.

1.2.4- Autre œuf de Trématode.

D'autres œufs operculés, d'une taille similaire à ceux de *Fasciola* sp. ont été identifiés dans plusieurs échantillons néolithiques allemands, à Hornstaad-Hörnle Ia et Seekirch-Stockwiesen (photos 26 et 27). Mais ces œufs présentent une coque ornementée d'une légère ponctuation et un opercule crénelé, qui les distinguent des œufs de *Fasciola* sp. Des œufs de plusieurs genres possèdent de telles morphométries. Ainsi, ils pourraient correspondre à des œufs de la famille des Paramphistomatidés (*Gastrodiscoides* sp., *Paramphistomum* sp., *Cotylophoron* sp.) ou de la famille des Fasciolidés (*Fasciolopsis* sp.).

Des œufs, possédant la même morphologie et des tailles similaires, ont été retrouvés dans les échantillons animaux d'Arbon-Bleiche 3 étudiés par le Dr. Hanspeter Marti de l'Institut Tropicale de Suisse à Bâle (Suisse). Il a déterminé les œufs comme appartenant au genre *Paramphistomum* sp. Ce diagnostic a été confirmé à sa demande par des coprologistes allemands (communication personnelle H. Marti).

Il existe plusieurs espèces de *Paramphistomum* sp. dont les morphologies et les symptômes sont identiques, et qui atteignent toutes des ruminants domestiques et sauvages.

Paramphistomum cervi est aussi appelée douve de la panse, *P. daubneyi*, qui est retrouvé dans le cheptel français de manière importante à l'heure actuelle (Mage *et al.*, 2002), et *P. ichikawai* (Bussiéras et Chermette, 1988).

Les œufs semblent ne pas présenter de différences morphologiques significatives. Les œufs sont donc identifiés au niveau générique en tant que *Paramphistomum* sp.

1.3- Œufs appartenant à la classe des Nématodes.

1.3.1- *Trichuris* sp. (Roederer, 1761).

Les œufs de *Trichuris* sp. sont ovoïdes et mesurent entre 50 et 58 µm de long pour 22 à 27 µm de large. Ils ont une coque épaisse munie de deux bouchons polaires proéminents à chaque extrémité, qui leur donnent un aspect caractéristique en "citron" (photos 28 à 30). Les œufs ne présentent pas d'ornementation, contrairement aux œufs de *Capillaria* sp. (Cf. infra).

Il existe de nombreuses espèces de *Trichuris* sp. et les œufs ont des morphologies identiques. Seul le critère de taille permet d'orienter le diagnostic de notre étude vers quelques espèces restreintes. En effet, comme vu précédemment, (cf. chapitre Contextes et

échantillons), les œufs de *Trichuris* sp. mis en évidence dans les échantillons étudiés ont une moyenne de taille de 51,45 x 26,91 µm. Cette mesure permet d'éliminer des espèces de *Trichuris* sp. telle *T. ovis*, *T. muris* ou *T. vulpis* dont les œufs ont des tailles sensiblement plus grandes que celles observées dans le matériel. En revanche, les espèces *T. trichiura* de l'homme, et *T. suis* du porc pondent des œufs dont les tailles correspondent à celles observées dans les échantillons. L'origine des échantillons étant probablement humaine, l'espèce *T. trichiura* est retenue.

1.3.2- *Capillaria* sp. (Zeder, 1800).

Les œufs de *Capillaria* sp. sont de forme ovoïde et présentent des tailles comparables à celles des œufs de *Trichuris* sp. (Cf. supra). Leur coque est épaisse et ornementée. Les œufs mis en évidence dans les échantillons étudiés se répartissent dans 2 groupes :

- Des œufs, asymétriques, dont les ornements ressemblent à un réseau de mailles irrégulières plus ou moins dense (photos 31 à 33).
- Des œufs présentant une coque à ponctuation variable avec des dépressions plus ou moins denses et profondes (photos 34 à 36).

Les œufs du premier groupe, à coque réticulée, sont proches de *Capillaria hepatica* et *Capillaria aerophila*, deux espèces communes des rongeurs sauvages actuels comme le rat et la souris. Cependant il faut signaler que ces rongeurs ne sont pas encore présents en Europe à la période étudiée (Audoin-Rouzeau, 1989). Cependant cette morphologie à coque réticulée est également à rapprocher des œufs de *Capillaria bovis* (Léger *et al.*, 1991). *Capillaria bovis* est selon la littérature, une espèce qui parasite essentiellement les cervidés (Justine et Ferté, 1989). L'homme n'apparaît pas comme un hôte potentiel du parasite. De cette remarque, découle une hypothèse pour expliquer la présence des œufs de *Capillaria* sp. dans les échantillons anthropiques : celle d'une pseudo-parasitose et l'observation dans les selles archéologiques d'œufs de parasites en transit dans l'intestin de l'homme consommateur potentiel de tripes de cervidés.

Les œufs du second groupe, à coque ponctuée, semblent correspondre, si l'on se réfère à la clé de détermination de Moravec (1980), à des espèces parasitant l'ichtyofaune. Ils pourraient alors correspondre à des espèces telles *Capillaria brevispicula*, *C. petruschewskii*, *C. salvelini*, ou *C. tuberculata* (Bouchet *et al.*, 1998).

1.3.3- *Diectophyma* sp. (Collet-Meygret, 1802).

Les œufs de *Diectophyma* sp. sont ovoïdes, et mesurent de 60 à 80 µm de long pour 40 à 45 µm de large. La coque est épaisse et présente de nombreuses dépressions polygonales, qui donnent à l'œuf un aspect rugueux et irrégulier (Euzéby, 1963) (photos 37 à 39). Ils sont morphologiquement proches des œufs d'*Ascaris* sp., mais se distinguent de ces derniers par la présence de 2 bouchons muqueux non saillants (1 à chaque pôle).

Il n'existe qu'une seule espèce connue de *Diectophyma* sp. : *Diectophyma renale*. Le ver parasite plus volontiers les canidés et les mustélidés, mais l'homme peut aussi être hôte définitif de ce parasite. Il existe d'autres vers de la famille des *Diectophymidae* dont les œufs présentent des caractéristiques morphologiques proches des œufs de *Diectophyma renale*, du genre *Eustrongylides* sp., dont les adultes parasitent le tube digestif des oiseaux aquatiques (ansériformes et passériformes) (Euzéby, 1982).



Photo 13 : Œuf de *Diphyllbothrium* sp. à coque lisse. Arbon-Bleiche 3. 57 x 43 μm (x 600).



Photo 14 : Œuf de *Diphyllbothrium* sp. à coque lisse. Torwiesen II.
61,35 x 41,70 μm (x 400)



Photo 15 : Œuf de *Diphyllbothrium* sp. à coque lisse. Wallhausen-Ziegelhütte.
56 x 38,60 μm (x 400).



Photo 16 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. à coque ponctuée. Arbon-Bleiche 3.
50 x 36 μm (x 600).



Photo 17 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. à coque ponctuée. Sipplingen. 62 x 44 μm (x 600).



Photo 18 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. à coque ponctuée. Wallhausen-Ziegelhütte.
57 x 42 μm (x 600).



Photo 19 : Embryophore de *Taenia* sp. Torwiesen II. 34 x 35 μm (x 1000).



Photo 20 : Embryophore de *Taenia* sp. Torwiesen II. 34,5 x 32,4 μm (x 400).



Photo 21 : Embryophore de *Taenia* sp. Torwiesen II. 35 x 33 μm (x 400).



Photo 22 : Œuf de *Fasciola* sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 138 x 62 μm (x 400).

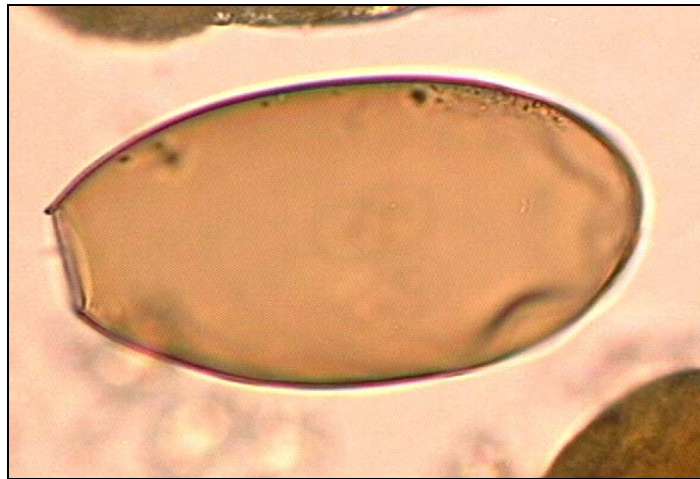


Photo 23 : Œuf de *Fasciola* sp. Arbon-Bleiche 3. 120 x 70 μm (x 400).



Photo 24 : Œuf de *Dicrocoelium* sp. Seekirch-Stockwiesen. 36 x 28 μm (x 1000).



Photo 25 : Œuf d'*Opistorchis* sp. Arbon-Bleiche 3. 30 x 15 μ m (x 1000).



Photo 26 : Œuf de *Paramphistomum* sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 146 x 94 μ m (x 400).



Photo 27 : Détail sur la coque ponctuée et l'opercule crénelé. Seekirch-Stockwiesen. (x 400).



Photo 28 : Œuf de *Trichuris* sp. Torwiesen II. Les bouchons polaires sont absents.
55 x 29 μm (x 600).

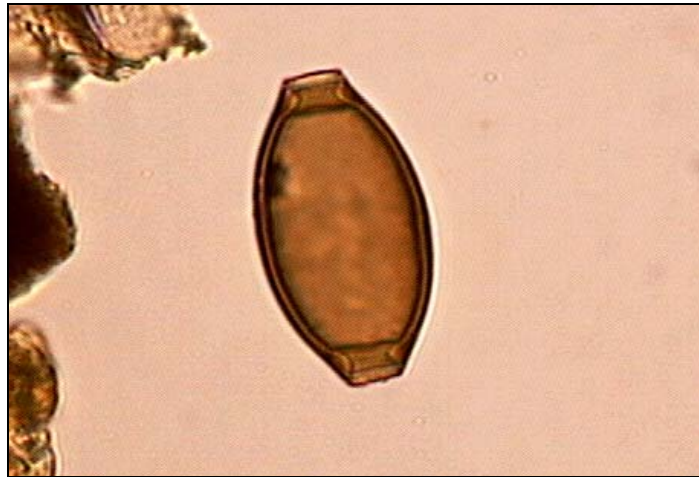


Photo 29 : Œuf de *Trichuris* sp. Torwiesen II. 53 x 27 μm (x 600).



Photo 30 : Œuf de *Trichuris* sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 58 x 27 μm (x 600).



Photo 31 : Œuf de *Capillaria* sp. à réseau fin. Arbon-Bleiche 3. 56 x 38 μm (x 600).



Photo 32 : Œuf de *Capillaria* sp. à réseau épais. Seekirch-Stockwiesen.
61 x 26 μm (x 400).



Photo 33 : Œuf de *Capillaria* sp. à réseau fin. Torwiesen II. 60 x 28 μm (x 400).



Photo 34 : Œuf de *Capillaria* sp. à coque ponctuée. Arbon-Bleiche 3. 57 x 34 μm (x 600).



Photo 35 : Œuf de *Capillaria* sp. à coque ponctuée. Sipplingen. 58 x 29 μm (x 400).



Photo 36 : Œuf de *Capillaria* sp. à coque ponctuée. Wallhausen-Ziegelhütte.
56 x 30 μm (x 400).



Photo 37 : Œuf de *Dioctophyma* sp. Arbon-Bleiche 3. 70 x 41 μm (x 600).



Photo 38 : Œuf de *Dioctophyma* sp. Arbon-Bleiche 3. 66 x 37 μm (x 600). Détail de la coque.

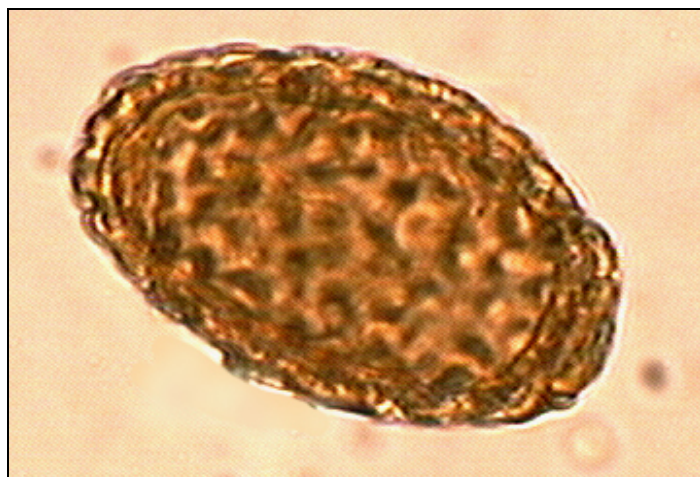


Photo 39 : Œuf de *Dioctophyma* sp. Arbon-Bleiche 3. 73 x 43 μm (x 1000).

Les bouchons polaires sont présents.

2- Résultats des autres techniques.

2.1- Résultats de la Microscopie Electronique à Balayage.

L'étude en Microscopie Electronique à Balayage (MEB) a porté sur les œufs de *Diphyllobothrium* sp. qui présentaient des ornements variables de leur coque (photo 40). Pour avoir une vision plus nette de ces variations, une séance de MEB a été réalisée à Reims. Les observations à forts grossissements ont permis de confirmer la présence de 2 types d'œufs de *Diphyllobothrium* sp. :

- Des œufs à coques faiblement ponctuée (Photo 41) pouvant être attribuables aux espèces *D. latum* ou *D. dendriticum*.
- Des œufs à coque fortement ponctuée (Photo 42) attribuables à l'espèce *D. mansonoides*.

2.2- Résultats de la cathodoluminescence.

La microscopie sous cathodoluminescence a été mise en jeu sur les coprolithes du Tell néolithique d'Harsova, en Roumanie. Le matériel ne présentant aucunes traces d'éléments parasitaires, des lames minces ont été réalisées, au laboratoire de Géologie de l'Université de Reims (EA 3795, Pr. Barbin), dans une dizaine de coprolithes, dans le but de vérifier 2 éléments :

- La nature coprologique des éléments étudiés d'une part.
- Tenter de comprendre l'absence de restes parasitologiques dans ce matériel fécal.

L'étude au microscope optique (grossissement x 4) a permis de mettre en évidence plusieurs critères caractéristiques des coprolithes compacts. Ces derniers sont systématiquement entourés d'une pellicule d'accumulation de débris minéraux appartenant au contexte sédimentaire, et contiennent de nombreuses "vacuoles aérifères".

L'observation en cathodoluminescence permet, dans un premier temps, d'observer des luminescences jaune-vert attribuées à la présence de phosphates sous forme plus ou moins complexée (bio-apatite), confirmant la présence d'esquilles d'os. Dans les coprolithes P1 et P46, d'importantes concrétions de calcite, sous forme de microcristaux, tapissant l'intérieur

des "vacuoles aérifères", sont observées (photos 44 et 45). A l'inverse, les autres échantillons ne présentent pas ou très peu de calcifications, tant dans les vacuoles que dans la matrice organique.

Les observations microscopiques ont permis de mettre en évidence de nombreuses inclusions fossiles attribuées à des esquilles d'os tant dans les coprolithes compacts que dans les coprolithes pulvérulents (photo 43).

La mise en évidence d'esquilles d'os dans l'ensemble des coprolithes, tant à forte cohésion que pulvérulents, va à l'inverse des hypothèses émises quant à leur origine. En effet, les coprolithes P6 et P7, attribués initialement à des herbivores, contiennent des esquilles d'os et sont donc attribuables à des omnivores ou des carnivores.

La cathodoluminescence permet de classer les coprolithes étudiés en deux groupes : les coprolithes à calcification importante, et les coprolithes à minéralisation faible. La présence ou l'absence de cette minéralisation soulève des questions sur la taphonomie de ces deux groupes. Les coprolithes du premier groupe ont subi l'action de fluides minéralisateurs chargés en ions calcium. Le passage de ces flux permettrait également d'expliquer l'absence totale de restes parasitaires fossiles dans les coprolithes par lessivage.

Les coprolithes du second groupe n'ont pas été en contact avec de tels fluides. Cependant, ces derniers ne recèlent, tout comme les premiers, aucun reste parasitaire. Ces coprolithes pourraient donc avoir subi l'action de flux moins minéralisés, expliquant ainsi l'absence ou les faibles concentrations de calcite secondaire.

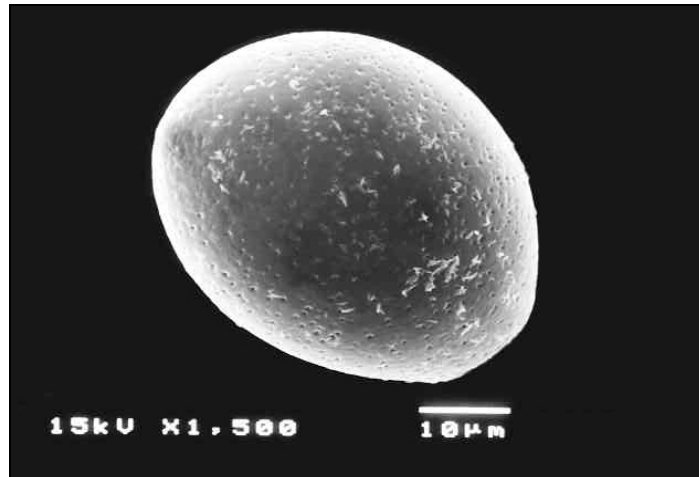


Photo 40 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. en MEB (vue générale) (Gr. x 1500).

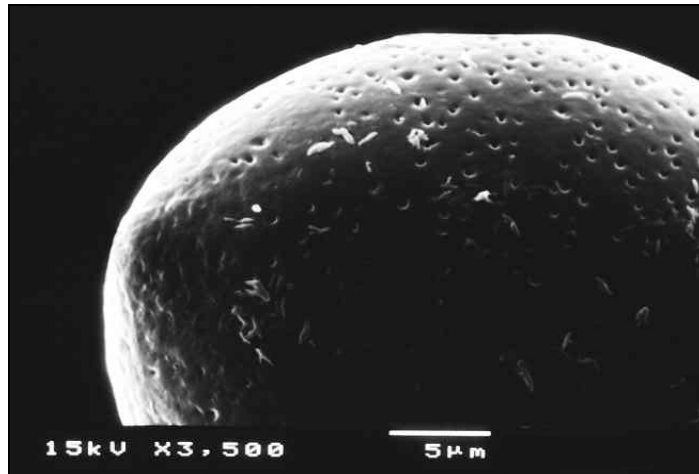


Photo 41 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. à coque faiblement ponctuée (Gr. x 3500).

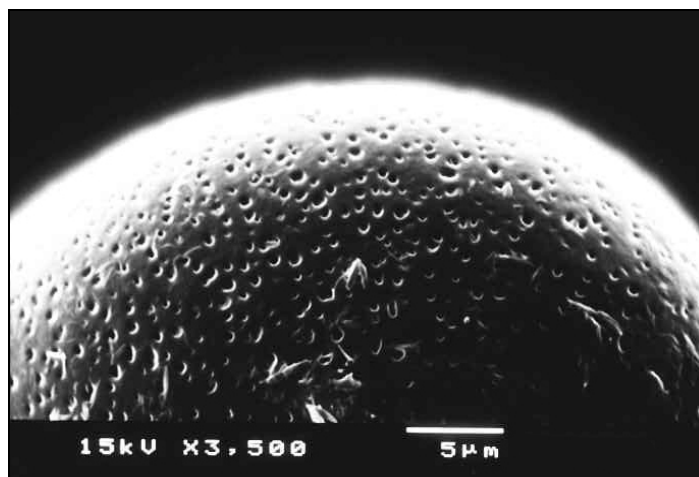


Photo 42 : Œuf de *Diphyllobothrium* sp. à coque fortement ponctuée (Gr. x 3500).

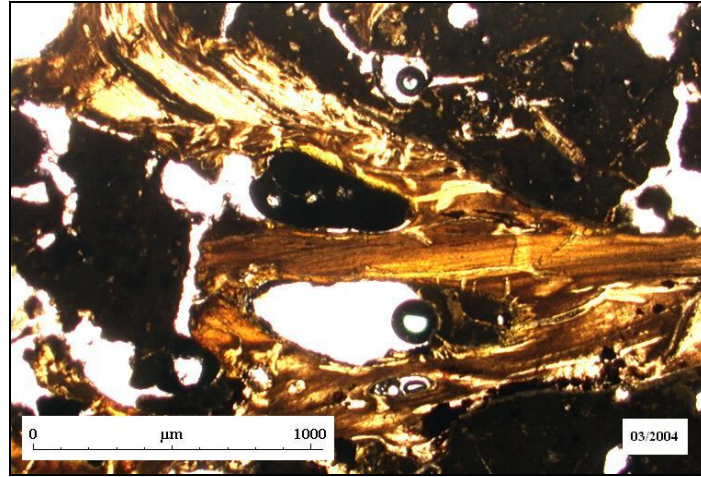


Photo 43 : Esquille d'os (en jaune/orange) observée dans les coprolithes d'Harsova en lumière naturelle.

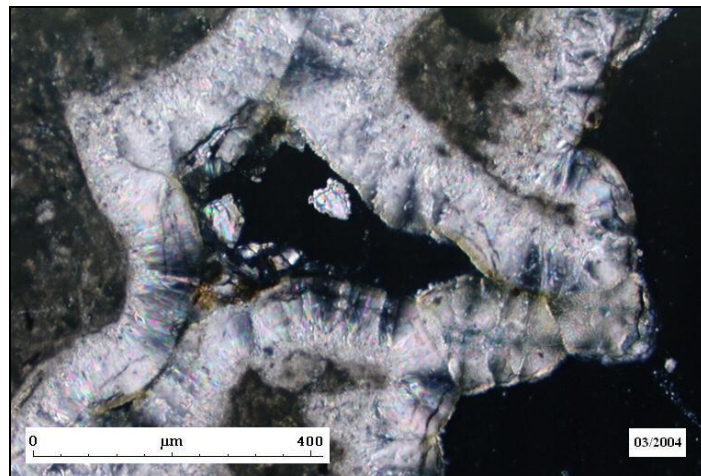


Photo 44 : Concrétion de calcite dans une vacuole aérifère de coprolithe en lumière naturelle.

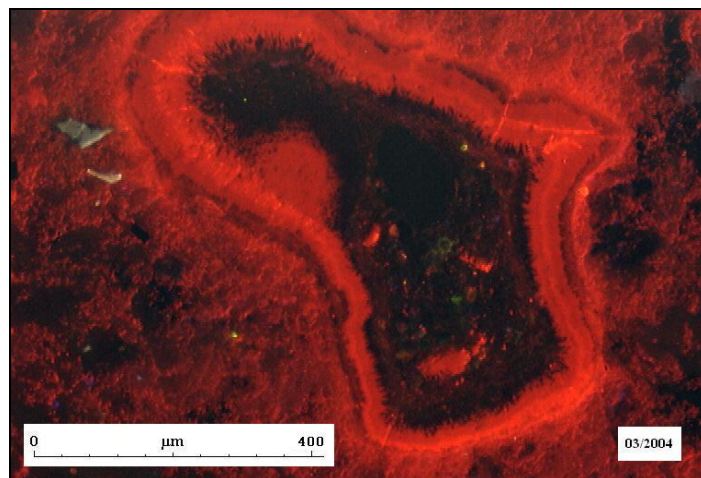


Photo 45 : Concrétion de calcite dans une vacuole aérifère de coprolithe en cathodoluminescence.

Chapitre V

Les données actuelles

1- Introduction

La première information communiquée par la découverte des œufs fossiles d'helminthes dans les échantillons archéologiques est d'ordre médical et sanitaire. En effet, la mise en évidence d'un œuf signe la présence d'un parasite, lui-même responsable d'un ensemble de symptômes. Ces données permettent d'enrichir l'éventail des maladies mises en évidence en contexte archéologique, les paléopathologies.

Les helminthes qui parasitent le tube digestif de l'homme et des animaux évoluent selon des cycles biologiques plus ou moins complexes faisant intervenir 1 ou plusieurs hôtes intermédiaires et/ou définitifs. Ainsi, il existe des cycles évolutifs à 1 seul hôte, appelés cycles monoxènes, des cycles à 2 hôtes ou cycles dixènes, et des cycles à 3 hôtes ou cycles trixènes. Pour les cycles monoxènes, l'hôte est appelé hôte unique. Il portera bien souvent la forme adulte du parasite, mais pourra également loger la forme juvénile du parasite. Pour les cycles complexes ou polyxènes, à 2 ou 3 hôtes, 2 catégories d'hôtes se distinguent :

- Les hôtes intermédiaires.
- Les hôtes définitifs.

Les hôtes intermédiaires hébergent les formes larvaires des parasites et participent généralement à leur multiplication asexuée. Alors que les hôtes définitifs logent les formes adultes des parasites, capables de se reproduire sexuellement et de disséminer leurs espèces.

Pour qu'un parasite se développe en un lieu donné, il faut impérativement que l'ensemble des conditions climatiques, mais surtout biologiques soient présentent. Les animaux qui interviennent dans le cycle du parasite soient présents dans l'environnement proche du parasite. Ainsi, en étudiant les cycles biologiques des helminthes mis en évidence dans un site archéologique, il est possible d'obtenir une image relative de la biodiversité animale d'un écosystème.

La Paléoparasitologie s'appuie sur les données des référentiels parasitologiques actuels. Ce chapitre sur les données actuelles présente les symptômes et les cycles biologiques de chacun des parasites mis en évidence au cours de l'étude.

2- Les cestodes.

2.1- *Diphyllbothrium* sp.

2.1.1- Le cycle biologique.

Le cycle de développement de *Diphyllbothrium* sp. est un cycle hétéroxène à 3 hôtes, 2 hôtes intermédiaires, un crustacé d'eau douce puis un poisson dulçaquicole, et 1 hôte définitif ichtyophage, l'homme ou d'autres mammifères.

Les vers adultes de *Diphyllbothrium* sp., fixés au niveau de l'intestin grêle de l'hôte définitif, sont hermaphrodites. Ils pondent des œufs en quantité très élevée (jusqu'à plusieurs millions), qui sont évacués vers le milieu extérieur avec les excréments. Les œufs ont besoin, pour s'embryonner, de tomber dans une eau dont la température doit se situer entre 15 et 25 °C. De l'œuf naît une larve nageuse appelée coracidium. Celle-ci doit trouver son hôte intermédiaire, un crustacé copépode d'eau douce d'espèce adéquat, *Cyclops* sp. ou *Diaptomus* sp. Chez le copépode, la larve gagne la cavité générale et se développe en larve procercoïde. Le cyclops doit ensuite être ingéré par le second hôte intermédiaire, un poisson dulçaquicole (ou d'eau de mer selon les espèces de parasite considérées) d'espèces variées. La larve traverse alors les intestins du poisson pour gagner les muscles (+ foie, gonades ou cavité générale), où elle se transforme en larve plérocercœide et s'enkyste.

L'ingestion de chair (muscles) de poisson parasité, crue ou insuffisamment cuite, par l'hôte définitif ichtyophage provoque sa contamination. La larve plérocercœide libérée se fixe au niveau de l'intestin grêle de l'hôte définitif et se transforme en adulte. Les vers sont matures au bout de 5 semaines.

Les poissons les plus connus actuellement pour leur réceptivité au bothriocéphale sont le brochet (*Esox lucius*), la truite sauvage (*Salmo trutta*) et la truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri*), les saumons (*Oncorhynchus* sp.), la lotte (*Lota lota*) ou la perche (*Perca fluviatilis*) (Nozais *et al*, 1996).

Les dernières enquêtes sur la présence de larves de *Diphyllbothrium* sp. dans les poissons pêchés de plusieurs lacs suisses (Lacs Majeur, de Biemme et de Morat), italiens (Lacs Gardia, Iseo, Como, Lugano, Varese et Orta), et français (Lacs Léman, d'Annecy et du Bourget), montrent des prévalences variables dans les poissons d'eau douce allant jusque 33, 3

% (Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004; Peduzzi et Boucher-Rodoni, 2001; Golay et Mariaux, 1995) (Tableau 5).

Lacs	Pays	Prévalence dans les poissons	Espèces parasitées
Lac Majeur	Italie/Suisse	7,8 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
Lac de Lugano	Italie/Suisse	0 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
Lac de Varèse	Italie	0 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
Lac d'Orta	Italie	33,3 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
Lac de Morat	Suisse	12,5 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
		5,2 %	<i>Esox lucius</i>
Lac de Biene	Suisse	14,2 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
		3,7 %	<i>Esox lucius</i>
		0 %	<i>Lota lota</i>
Lac de Neuchâtel	Suisse	0 %	<i>Perca Fluviatilis</i>
		0 %	<i>Esox lucius</i>
		0 %	<i>Lota lota</i>
Lac Léman	Suisse/France	8 à 12 %	<i>Perca Fluviatilis</i>

Tableau 5 : Prévalences de *Diphyllobothrium* sp. dans les poissons de quelques lacs d'Europe (d'après Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004).

2.1.2- La pathologie.

La bothriocéphalose est la pathologie provoquée par la présence de vers adultes de *Diphyllobothrium* sp. dans les intestins. Le bothriocéphale est l'helminthe parasite le plus long connu chez l'homme. Il peut atteindre une longueur de 8 à 12 m de long (Gentilini, 1993). Le polyparasitisme est courant. Le ver se fixe à la muqueuse intestinale grâce à ces structures de fixations appelées bothridies. La fixation ainsi que les déplacements fréquents du ver peuvent provoquer des lésions au niveau de l'intestin grêle. Douleurs abdominales, diarrhées ou constipations, et parfois même des troubles du comportements, sont les symptômes les plus courants de la bothriocéphalose. Mais la pathologie la plus grave provient de la spoliation en vitamine B12 que le ver absorbe à l'aide de cellules pariétales actives (Nozais *et al*, 1996). Dans les cas de fortes infestations parasitaires, la présence d'un trop grand nombre de parasites peut provoquer des syndromes occlusifs.

Le *Diphyllobothrium* sp. est présent sur l'ensemble des sites étudiés, aussi bien ceux de culture Pfÿn, que ceux de culture Horgen.

2.2- *Taenia* sp.

2.2.1- Le cycle biologique.

Le cycle de développement de *Taenia* sp. est un cycle hétéroxène à 2 hôtes, 1 hôte intermédiaire (bœuf ou porc) et 1 hôte définitif, l'homme.

Les vers adultes, hermaphrodites, vivent fixés à la muqueuse intestinale de l'homme, grâce à leur scolex (armé pour *T. solium*, inerme pour *T. saginata*). Les œufs ne sont pas pondus, mais éliminés avec des portions entières d'anneaux, ou mélangés à la matière fécale. Le nombre d'œufs éliminés par jour varie entre 400 000 et 700 000. Les œufs ou les embryophores sont disséminés sur le sol et dispersés par la pluie, ou les déplacements d'animaux. Les hôtes intermédiaires (bovins pour *T. saginata*, porcs pour *T. solium*) se contaminent en ingérant des végétaux souillés. La contamination du porc est d'autant plus facile que l'animal est coprophage. Après éclosion dans le tube digestif, les larves hexacantes libérées traversent la muqueuse, passent dans la circulation générale et gagnent les muscles où elles s'enkystent. Pour *T. solium*, en plus de la localisation musculaire, des larves peuvent s'enkyster au niveau des yeux, de la langue ou du système nerveux (Nozais *et al.*, 1996). L'homme se contamine par ingestion de viande parasitée de porc ou de bœuf, crue ou mal cuite. Arrivées au niveau de l'intestin grêle, les larves se dévagent et se fixent à la muqueuse. Elles deviennent adultes au bout de 3 à 4 mois.

2.2.2- La pathologie.

Le téniasis est un ensemble de symptômes liés à la présence de vers adultes de *T. solium* ou *T. saginata* dans les intestins. Les ténias sont des vers long et plats (cestodes) dont la longueur est de l'ordre de 4 à 10 m pour *T. saginata*, et de 2 à 8 m pour *T. solium* (Gentilini, 1993). Les vers se fixent à la muqueuse intestinale grâce à 4 ventouses (*T. saginata*), ou, avec en plus, un rostre armé d'une double couronne de crochets (*T. solium*). Le point d'ancrage des parasites peut provoquer une inflammation superficielle de la paroi intestinale. Douleurs abdominales, troubles de l'alimentation, nausées, vomissements, sont les

troubles du téniasis. Avec *Taenia solium*, une complication existe lors de l'ingestion d'œufs matures, soit par auto-infestation, soit par consommation accidentelle (aliments souillés) : la cysticercose. Cette pathologie est liée à la migration, puis à l'enkystement des larves de *Taenia solium* (20 à 25 µm) dans l'ensemble de l'organisme. Les conséquences sont graves avec le plus souvent des crises d'épilepsie (52,4 % des cas), des céphalées (43,4 % des cas), des vomissements (27,2 % des cas) ou des détériorations mentales (15,8 % des cas) (Nozais *et al.*, 1996).

Le parasite apparaît au moment du passage de la culture Pfÿn à la culture Horgen (site d'Arbon-Bleiche 3), et reste présent par la suite, tout au long du développement de la seconde culture. Il disparaît à la fin de la culture Horgen (site de Seekirch-Stockwiesen).

3- Les Trématodes.

3.1- Fasciola sp.

3.1.1- Le cycle biologique.

Le cycle de *Fasciola sp.* est un cycle hétéroxène à 2 hôtes, 1 hôte intermédiaire (gastéropode) et 1 hôte définitif, un ruminant (bovins en particulier), ou l'homme, de manière accidentelle.

Les adultes hermaphrodites sont logés au niveau des voies biliaires intra-hépatiques de l'hôte définitif. Chez l'homme, la ponte est assez faible, mais chez les bovins, le nombre d'œufs expulsés peut aller jusqu'à 3000 par jour. Les œufs sont éliminés avec les matières fécales et tombent sur le sol. Ils seront dispersés par les animaux ou l'eau de pluie. Le milieu aquatique d'eau douce est indispensable pour continuer le développement de l'œuf. L'éclosion a lieu dans l'eau et de l'œuf sort une larve ciliée nageuse appelée miracidium, qui doit alors trouver son unique hôte intermédiaire, un mollusque gastéropode pulmoné de la famille des Limnéidés, *Limnea truncatula* le plus souvent. Chez le mollusque, les larves évoluent en sporocystes puis en rédies, et migrent jusqu'à l'hépatopancréas de l'animal, où elles subissent une dernière évolution en cercaires avant d'être expulsées vers le milieu extérieur. Les cercaires une fois dans le milieu aquatique trouvent rapidement un végétal pour se fixer et sur lequel elles s'enkystent : c'est le stade de métacercare. Les hôtes définitifs se contaminent par ingestion de ces végétaux porteurs des formes infestantes du parasite. L'homme se retrouve

parasité en ingérant des plantes aquatiques ou antérieurement immergées telles le pissenlit (*Taraxacum dens leonis*), le cresson (*Nasturtium officinale*), la mâche (*Valerianella olitoria*), la chicorée (*Cichorium intybus*), ou la menthe sauvage (*Mentha aquatica*). Au Néolithique, l'ail des ours (*Allium ursinum*) est consommé (Dommelier-Espejo, 2001). Cette plante peut également porter les métacercaires.

Au niveau de l'intestin grêle, la larve se libère de sa capsule protectrice et traverse la paroi intestinale. Elle migre ensuite jusqu'au foie à travers le tissu hépatique dont elle se nourrit pour sa croissance. La douvule atteint le stade adulte, et commence à pondre des œufs, au bout de 5 à 6 semaines.

3.1.2- La pathologie.

La fasciolose est due à la présence de vers adultes de *Fasciola* sp. (2 à 4 cm de long) dans les voies biliaires. La parasitose évolue en 2 phases : Une phase d'invasion durant laquelle les larves ingérées migrent dans l'organisme (migration transtissulaire) jusqu'au foie, provoquant au passage des fièvres irrégulières, des douleurs gastriques, des allergies, une hépatomégalie, et d'autres complications pulmonaires ou neurologiques. Puis une phase d'état durant laquelle les adultes sont logés dans les canaux hépatiques, provoquant des phénomènes de stase biliaire rapidement surinfectée, avec poussées d'ictère et accès d'angiocholite.

Le parasite est détecté sur l'ensemble des sites étudiés.

3.2- *Dicrocoelium* sp.

3.2.1- Le cycle biologique.

Le cycle de développement de la petite douve du foie est un cycle hétéroxène à 3 hôtes, 2 hôtes intermédiaires, un gastéropode terrestre puis une fourmi, et 1 hôte définitif, un ruminant (ovin le plus fréquemment).

Les douves adultes vivent logées dans les voies biliaires intra-hépatiques d'animaux ruminants (surtout mouton et chèvre), où elles se reproduisent. Les œufs produits sont évacués avec les matières fécales et tombent sur le sol. L'œuf doit être ingéré par le premier hôte intermédiaire, un mollusque gastéropode pulmoné terrestre appartenant à l'ordre des stylomatophores (escargots). Plusieurs espèces d'escargots peuvent servir d'hôte intermédiaire,

mais les principales sont *Helicella ericetorum*, *H. candidula*, *Cochlicella acuta* et *Zebrina detrita*. Les larves libérées dans le tube digestif du gastéropode se développent en stade sporocyste et migrent vers l'hépatopancréas où elles se multiplient. Du stade sporocyste, les larves évoluent en cercaire et migrent dans la chambre pulmonaire d'où elles sont évacuées par paquet (100 à 200) avec le mucus produit par l'animal. Le second hôte intermédiaire, une fourmi (généralement *Formica fusca*), se nourrissant du mucus déposé par le gastéropode, ingère les larves de *Dicrocoelium* sp. Celles-ci vont alors migrer vers la cavité générale de la fourmi et s'enkyster. Une larve va cependant aller s'enkyster au niveau du ganglion sous-œsophagien de l'animal, entraînant de ce fait une modification de son comportement (géotropisme négatif). Celle-ci va se fixer solidement en haut d'un brin d'herbe à l'aide de ses mandibules tétanisées. Lors d'un repas normal d'herbivore, l'hôte définitif ingère la fourmi paralysée, et le parasite (Otranto et Traversa, 2002). Libérée au niveau du duodénum, la larve gagne les voies biliaires pour atteindre le stade adulte au bout de 6 à 8 semaines.

3.2.2- La pathologie.

La dicrocoeliose est la maladie provoquée par la petite douve du foie, *Dicrocoelium dendriticum* (Synonyme : *D. lanceolatum*). Le ver adulte (en 1 cm de long en moyenne), hermaphrodite, vit dans les canaux hépatiques de l'hôte définitif qu'il parasite. Les symptômes de la forme humaine de la parasitose sont des troubles digestifs variés, de la fièvre, une altération de l'état général, jusqu'à des troubles neurologiques. Cette parasitose revêt un caractère exceptionnel chez l'homme car ce dernier doit, pour se parasiter, ingérer une fourmi renfermant la forme larvaire (métacercaire) du parasite. Il existe moins de 15 cas de dicrocoeliose humaine à travers le monde. De ce fait, la découverte actuelle d'œufs de *Dicrocoelium* sp. dans les échantillons est généralement la conséquence d'une pseudo-parasitose, autrement dit, du simple transit d'œufs de petite douve par le tube digestif (Gentilini, 1993).

Le parasite apparaît de façon irrégulière dans les échantillons. Il est retrouvé dès le début de la culture Pfyn (site de Hornstaad-Hörnle Ia), puis dans des échantillons du Horgen ancien (site de Sipplingen) et enfin à la fin de la culture Horgen (site de Seekirch-Stockwiesen). Cette irrégularité peut trouver son explication dans le biais induit par l'échantillonnage. Le biais taphonomique est peu probable du fait de la grande résistance de l'œuf face aux phénomènes diagénétiques des sols (Jouy-Avantin *et al.*, 1999).

3.3- *Opistorchis* sp.

3.3.1- Le cycle biologique.

Le cycle de développement d'*Opistorchis* sp. est un cycle hétéroxène à 3 hôtes, 2 hôtes intermédiaires, un gastéropode puis un poisson d'eau douce, et 1 hôte définitif consommateur de poisson.

Les vers adultes vivent dans les canaux intra-hépatiques ou au niveau de la vésicule biliaire de l'hôte définitif. Les œufs pondus (environ 4000 par jour) sont évacués avec les matières fécales. Ils doivent tomber dans l'eau pour subsister. En effet les œufs tombés sur le sol ne résistent que quelques heures. Les œufs sont ingérés par le premier hôte intermédiaire, un mollusque gastéropodes prosobranches coprophage d'eau douce du genre *Bithynia* sp. (Synonyme : *Bulimus* sp.). L'œuf éclot dans le tube digestif et donne naissance à une larve miracidium, puis cercaire, qui migre vers l'hépatopancréas du mollusque. Finalement les larves sortent de leur 1^{er} hôte et passent dans le milieu aquatique dans lequel elles nagent activement passant du fond à la surface attendant de rencontrer le deuxième hôte intermédiaire, un poisson principalement de la famille des cyprinidés. Lorsqu'elles croisent leur hôte (elles sont attirées par ses mouvements), les larves se fixent à l'épiderme de celui-ci et pénètrent activement à l'intérieur par sécrétion d'enzymes lytiques, jusqu'aux muscles où elles s'enkystent en métacercaires. L'hôte définitif se contamine par ichtyophagie, en ingérant de la chair parasitée, cru ou insuffisamment cuite. Dans le duodénum, le kyste s'ouvre, libérant la larve qui migre alors vers les voies biliaires où elle s'installe. 3 à 4 semaines sont nécessaires à la larve pour atteindre sa maturité sexuelle et commencer la ponte.

Les principales espèces parasitées par *Opistorchis felineus* sont la tanche (*Tinca tinca*), la brème (*Abramis brama*), la carpe (*Cyprinus carpio*), le barbeau (*Barbus barbus*), la brème bordelière (*Blicca bjoerkira*), et le rotengle (*Scardinius erythrophthalmus*), espèce proche du gardon (Nozais *et al.*, 1996). Pour *Opistorchis viverrini*, les espèces intermédiaires sont essentiellement *Hampala dispar*, avec une prévalence moyenne de 74 %, *Puntius orphoides* et *Cyclocheilichthys siaja* avec une prévalence d'environ 51 % (Acha et Szyfres, 1989) (tableau 6).

Parasites	Hôtes intermédiaires 1	Hôtes intermédiaires 2
<i>Opistorchis felineus</i>	<i>Bithynia leachi</i>	<i>Tinca tinca</i>
	<i>Bithynia tentaculata</i>	<i>Abramis brama</i>
<i>Opistorchis viverrini</i>	<i>Bithynia goniomphalus</i>	<i>Hampala dispar</i>
	<i>Bithynia funiculata</i>	<i>Puntius orphoides</i>
	<i>Bithynia laevis</i>	<i>Cyclocheilichthys siaja</i>

Tableau 6 : Différences d'hôtes intermédiaires pour *Opistorchis* sp.

3.3.2- La pathologie.

L'opistorchiose, ou opistorchiase, est une distomatose hépatobiliaire déterminée par des douves de la famille des opistorchidés. Les manifestations cliniques de la parasitose sont dues à la présence des vers adultes dans les voies biliaires. Ceux-ci sont responsables d'inflammations chroniques, de la formation de granulomes, de l'épaississement des parois des canaux biliaires, et du développement en cirrhose, lorsque le malade renferme plusieurs centaines voire milliers de vers adultes dans le foie.

Le parasite est retrouvé uniquement dans les échantillons du site d'Arbon-Bleiche 3.

4- Les Nématodes.

4.1- *Trichuris* sp.

4.1.1- Le cycle biologique.

Le trichocéphale (*Trichuris* sp.) est un ver très ubiquiste. Il parasite de nombreuses espèces animales dont l'homme. Son cycle de développement est simple, à 1 hôte unique, dit cycle monoxène.

Les adultes vivent au niveau du caecum de l'hôte, fixés à la muqueuse intestinale. Les femelles pondent des œufs (environ 30 000 par jour) qui sont expulsés avec les excréments. Dans le milieu extérieur, et sur le sol, les œufs s'embryonnent et deviennent infestants (Les œufs peuvent rester sur le sol pendant plus de 5 ans). L'hôte se contamine par ingestion de végétaux ou d'eaux souillées, ou encore par la terre contaminée restée sur les mains. Dans le tube digestif, la coque des œufs est digérée et la larve libérée. Elle se fixe d'abord

quelques jours au niveau des villosités de l'intestin grêle, puis gagnent le caecum où elles deviennent adultes au bout d'un mois.

4.1.2- La pathologie.

La trichiurose est une helminthiase cosmopolite bénigne provoquée par le nématode hématophage *Trichuris* sp. Les adultes mesurent de 3 à 5 cm de long et se fixent à la muqueuse du caecum. Chez l'homme, c'est l'espèce *Trichuris trichiura* qui va provoquer des désagréments plus ou moins marqués allant de l'absence de manifestations cliniques jusqu'au décès, en passant par des douleurs abdominales variées, des diarrhées chroniques glairo-sanglantes, et une altération parfois profonde de l'état général, due à une infestation massive par le parasite (polyparasitisme). La présence d'œufs de *Trichuris* sp. dans les échantillons peut être le témoin de l'utilisation d'excréments comme engrais, mais surtout d'une hygiène précaire (notion de péril fécal) des populations étudiées.

Le parasite est présent sur l'ensemble de l'étude, et dans de nombreux échantillons.

4.2- *Capillaria* sp.

4.2.1- Les cycles biologiques.

Il existe de nombreuses espèces de *Capillaria* sp. Les 2 plus connues parasitant le tube digestif de l'homme sont *Capillaria hepatica* et *C. philippinensis*. La première a un cycle monoxène. Les rongeurs, les canidés (chien, loup, coyote), les félidés, mais aussi les mustélidés jouent un rôle important dans la dissémination des formes infestantes. La seconde utilise des poissons d'eau douce comme hôte intermédiaire, il s'agit donc d'un cycle hétéroxène à 2 hôtes. Les vers adultes sont logés dans leur organe de prédilection (organe cible) où ils se reproduisent (Intestins : *C. philippinensis*; Parenchyme hépatique : *C. hepatica*). Les œufs tombent sur le sol ou jusque dans l'eau, et sont disséminés par les animaux ou l'homme.

Les cycles des *Capillaria* sp. transmis par les poissons d'eau douce, sont mal connus. Les parasites adultes sont localisés dans les intestins (*C. brevispicula*, *C. salvelini*, *C. tuberculata*) ou dans le tissu hépatique (*C. petruschewskii*) des poissons d'eau douce qu'ils

parasitent (Moravec, 1980). Aucune information sur les possibilités d'atteintes de l'homme ou d'autres mammifères n'est évoquée. Cependant la présence des œufs de ces parasites dans les échantillons peut être le résultat d'une pseudo-parasitose due à la consommation de poissons d'eau douce.

Capillaria brevispicula parasite plus volontiers la Brème bordelière (*Blicca bjoerkna*). L'hôte privilégié de *C. salvelini* serait l'Ombre chevalier (*Salvelinus alpinus*). *C. petruschewskii* parasite essentiellement les poissons de la famille des cyprinidés. Enfin, *C. tuberculata* est un parasite des esturgeons dont le principal est l'esturgeon du Danube (*Acipenser ruthenus*).

La liste complète des poissons d'eau douce parasités par chaque espèce de *Capillaria* sp. est consignée dans l'annexe 4.

4.2.2- La pathologie.

Les capillarioses sont des parasitoses provoquées par des nématodes du genre *Capillaria* sp. Il existe différentes formes de capillarioses, mais celles retrouvées dans les échantillons sont très probablement des formes intestinales ou hépatiques, puisque mises en évidence dans du matériel de nature fécale. L'origine de ces parasitoses n'est pas encore définie. En effet, la morphologie et les ornements des coques des œufs retrouvés au cours des analyses laissent envisager différentes possibilités quant au mode de contamination.

Les symptômes liés à ces différentes espèces de parasites ne sont pas exposés ici.

Les capillarioses apparaissent un peu au niveau de la culture Pfyn, mais sont surtout détectées dans les échantillons de culture Horgen.

4.3- *Dioctophyma* sp.

4.3.1- Le cycle biologique.

Le cycle de *Dioctophyma* sp. est un cycle hétéroxène à 3 hôtes, 2 hôtes intermédiaires, un ver annélide puis un poisson d'eau douce, et 1 hôte définitif mammifère. L'homme, les canidés et de nombreux mustélidés sont les hôtes définitifs potentiels de ce parasite (Karmanova, 1960; Georgi, 1980; Measures et Anderson, 1985; Smyth, 1994).

Le ver adulte, dont la femelle mesure jusqu'à 1 mètre de long, se loge dans les reins de son hôte définitif, les sclérifie totalement, les rendant infonctionnels (Narvaez *et al.*, 1994) et provoquent un ensemble de symptômes urinaires (hématurie, dysurie) (Fernando, 1983). Le cycle du dioctophyme commence lorsque les œufs non embryonnés sont expulsés de l'hôte avec les urines. Ils doivent tomber dans l'eau pour poursuivre leur développement. Les œufs sont ingérés par un hôte intermédiaire, un annélide oligochète dulçaquicole (*Lumbriculus variegatus* ou *Cambarincola chirocephala*) (Nozais *et al.*, 1996). A ce niveau de développement, deux possibilités de cycles sont proposés : 1) La maturation de la larve continue dans l'annélide, puis celui-ci est directement ingéré par l'hôte définitif. 2) L'annélide contenant la larve, est ingéré par un second hôte, un poisson d'eau douce de la famille des Cyprinidés ou des Siluridés, ou une grenouille du genre *Rana*. La larve migre alors dans les tissus du second hôte et y termine son développement. Dans ce deuxième cas, l'hôte définitif se contamine par ichtyophagie ou par batracophagie (Giant kidney worm, 2002). Cependant, ces multiples possibilités de transmission mènent à la contamination d'un mammifère, hôte définitif de cet helminthe (Dyer, 1998). Les larves, une fois libérées dans les intestins, traversent activement la paroi intestinale, migrent soit directement vers les reins, soit d'abord vers le foie ou d'autres organes (Euzéby, 1963; Kaufmann, 1996). Ces localisations variées peuvent expliquer la présence de ces œufs dans les échantillons étudiés.

Les poissons les plus connus pour transmettre le parasite sont le poisson-chat ou "barbotte", *Ictalurus nebulosus*, et l'orfe, *Idus orfus* (Euzéby, 1984). Le brochet, *Esox lucius*, est également connu en Amérique du Nord comme source de contamination.

Pour les grenouilles, ce sont essentiellement *Rana pipiens*, *R. clamitans* et *R. septentrionalis* qui transmettent la parasitose (Acha et Szyfres, 1989).

4.3.2- La pathologie.

La dioctophymose est due à la présence dans l'organisme d'un nématode : *Dioctophyma renale*. La femelle du dioctophyme peut atteindre un diamètre de 10 à 12 mm pour une longueur maximale de 1 m. Les adultes vivent généralement logés dans les reins, mais peuvent adopter d'autres localisations dans l'organisme parasité, telles l'uretère ou l'épiderme. La dioctophymose se traduit cliniquement par des douleurs lombaires, des fièvres,

et des hématuries. Les reins se nécrosent progressivement. Le parasite n'est présent qu'au niveau de la phase de transition entre les deux cultures.

5- Conclusions sur les données actuelles.

La première information paléoparasitologique est donc d'ordre médical et sanitaire. Elle complète les données de l'anthropologie pathologique en rapportant la présence des parasitoses (ici les helminthiases) au sein d'une population (Le Bailly *et al.*, 2003a).

Cette information est essentielle dans l'étude et la connaissance des maladies dont souffraient nos ancêtres. L'action des parasites sur les organismes des populations anciennes peut ne pas avoir été la même qu'à l'heure actuelle. En effet, l'exposition continue de l'homme face aux parasites a pu renforcer le système immunitaire humain, le rendant moins sensible aux attaques des pathogènes. Combes (2001) qualifie ce phénomène de "course aux armements". Mais l'accès à cette information reste pour le moment impossible. Les progrès futurs, surtout en biologie moléculaire, pourraient apporter des éléments de réponse à ces questions, par l'étude de la pathogénicité des paléoparasites et de son évolution dans le temps, ainsi qu'une mise en parallèle avec l'évolution de l'immunité des hôtes.

La question des médications se pose également. Dans plusieurs échantillons, des spores de fougères, *Polypodium* sp. (photos 46 et 47) et *Dryopteris* sp. ont été mises en évidence.

D'autres plantes, non observées dans les échantillons, sont connues pour leurs propriétés anthelminthiques et sont présentes dans les Alpes, telles l'ail des ours (*Allium ursinum*), l'iris des marais (*Iris pseudocorus*) ou encore l'armoise commune (*Artemisia vulgaris*) dont est extraite la santonine (Boëtsch et Cortot, 2004). Mais l'utilisation volontaire ou non de tels végétaux, dont le pouvoir anthelminthique est connu depuis les premiers écrits médicaux égyptien (Bardinet, 1995; Bryan, 1930), ne peut être prouvée. La question reste en suspens et nécessite l'étude conjointe de la paléoparasitologie et de la palynologie.

Les informations apportées par l'étude des cycles biologiques des parasites retrouvés dans les sites archéologiques restent succinctes et très dépendantes des connaissances actuelles de la biologie des parasites. La majeure partie de cette information concerne des animaux qui laissent des traces dans les sites archéologiques sous formes d'ossements, de

bois, de cornes, d'écaillés, ou de dents. Une autre partie, plus restreinte, concerne des espèces animales qui ne laissent pas de traces dans les sites archéologiques, ou qui n'y sont pas recherchées. C'est le cas par exemple des Copépodes (*Cyclops* sp.) qui interviennent dans le cycle de *Diphyllobothrium* sp. (cf. supra), ou encore des vers annélides d'eau douce (*Lumbriculus variegatus*) du cycle de *Dioctophyma renale*.

Il est évident qu'un tel travail ne saurait être aussi précis que les analyses archéozoologiques, et le but n'est évidemment pas de faire concurrence à ces dernières. En revanche, ces informations peuvent s'avérer importantes lorsque les couches sédimentaires n'offrent pas des degrés de conservations optimaux pour la préservation des ossements. Il ne faut donc pas négliger ces données qui doivent venir conforter les résultats des études zoologiques.

Les données paléoenvironnementales apportées par la Paléoparasitologie viennent ainsi compléter les listes des espèces animales mises en évidence dans les sites archéologiques.



Photo 46 : Anneau mécanique de sporange de *Polypodium* sp. du site d'Arbon-Bleiche 3
(x 400).

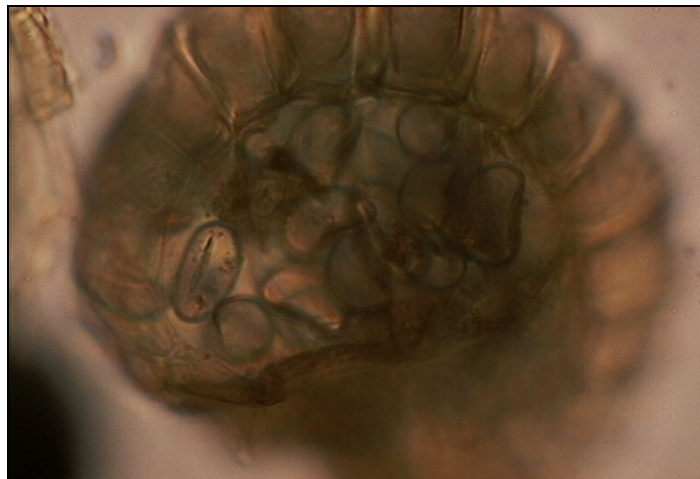


Photo 47 : Sporange entier de *Polypodium* sp. avec les spores visibles. Torwiesen II. (x 600).

Chapitre VI

Discussion

1- Semi-quantification.

1.1- Le problème de la quantification en Paléoparasitologie.

La quantification en parasitologie/coprologie s'exprime en nombre d'œufs par gramme de matière fécale. Elle va permettre de connaître l'importance d'une parasitose chez un individu. En Paléoparasitologie, l'étude quantitative des œufs mis en évidence est quasi impossible. Cette difficulté est due principalement à la variabilité de la ponte (fréquence et nombre d'œufs émis) qu'il existe entre les espèces parasites. En théorie, elle serait applicable dans un contexte très précis, en travaillant sur des coprolithes uniquement, en réhydratant une quantité connue de matériel en grammes, et en étudiant la totalité de l'échantillon réhydraté. Et même dans ces conditions, il faudrait envisager l'importance du biais taphonomique sur les œufs au sein du milieu de conservation.

Dommelier-Espèjo (2001) quantifie les œufs retrouvés dans les différentes couches archéologiques des sites de Chalain et de Clairvaux, pour en voir l'évolution et mettre ces variations en relation avec les changements de cultures qui ont lieu au néolithique dans la région du Jura. Malheureusement, les résultats ne sont pas concluants, la quantification ne permettant pas de voir l'évolution des parasitoses.

En 2003, Harter travaille sur 31 échantillons de momies naturelles, issus des nécropoles de l'Ile de Saï (Soudan) (Geus, 2002) et de la nécropole de Kerma Cimetière Est (KCE) (Simon, 1992; Kramar, 1994). Harter étudie la répartition des parasitoses en fonction des classes d'âge des individus. Cette étude semi-quantitative a permis de comparer l'importance des parasitoses anciennes et actuelles sur chaque groupe de population.

Ce travail a été possible car l'étude portait sur des échantillons appartenant à des individus séparés et uniques.

1.2- Essai de semi-quantification.

L'étude d'échantillons de coprolithes ou de sédiments est plus délicate car le matériel ne peut être rattaché à un individu. Malgré cette limite, nous avons tenté une approche semi-

quantitative des résultats, pour essayer d'appréhender l'évolution des parasitoses dans le temps, et pourquoi pas mettre en rapport ces variations avec les cultures étudiées.

Pour ce faire, il a fallu considérer chaque parasitose séparément. Pour chaque parasite, le pourcentage d'échantillons positifs a été calculé. Seuls les sites dont le nombre d'échantillons été supérieur à 15 ont été retenus. Ainsi, pour chaque site et pour chaque période, nous avons obtenu la fréquence de la parasitose (tableau 7).

Parasites	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Isonia</i> sp.	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opisthorchis</i> sp.	<i>Trichouris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Dioctophyma</i> sp.
Sites									
Hornstaad-Hörnle I	11 %	0 %	15 %	4 %	0 %	96 %	0 %	0 %	0 %
Sipplingen (P-fyn moyen)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Wallhausen (P-fyn moyen)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Arbon-Bleiche 3	63 %	7 %	49 %	2 %	24 %	49 %	41 %	10 %	15 %
Wallhausen (Horgen ancien)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Sipplingen (Horgen ancien)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Torwiesen II	73 %	36 %	9 %	0 %	0 %	91 %	5 %	14 %	0 %
Wallhausen (Horgen moyen)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Wallhausen (Horgen récent)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
Seekirch-Stockwiesen	6 %	0 %	20 %	13 %	0 %	100 %	38 %	13 %	0 %

Tableau 7 : Fréquence des parasitoses entre 3900 et 2900 BC. (NS = Non Statistiques).

Il est alors possible d'utiliser ces chiffres en fonction des âges pour observer leur évolution au cours des 1000 ans de l'étude, entre 3900 et 2900 ans avant JC., qui donne une information relative sur l'évolution des parasitoses dans le temps.

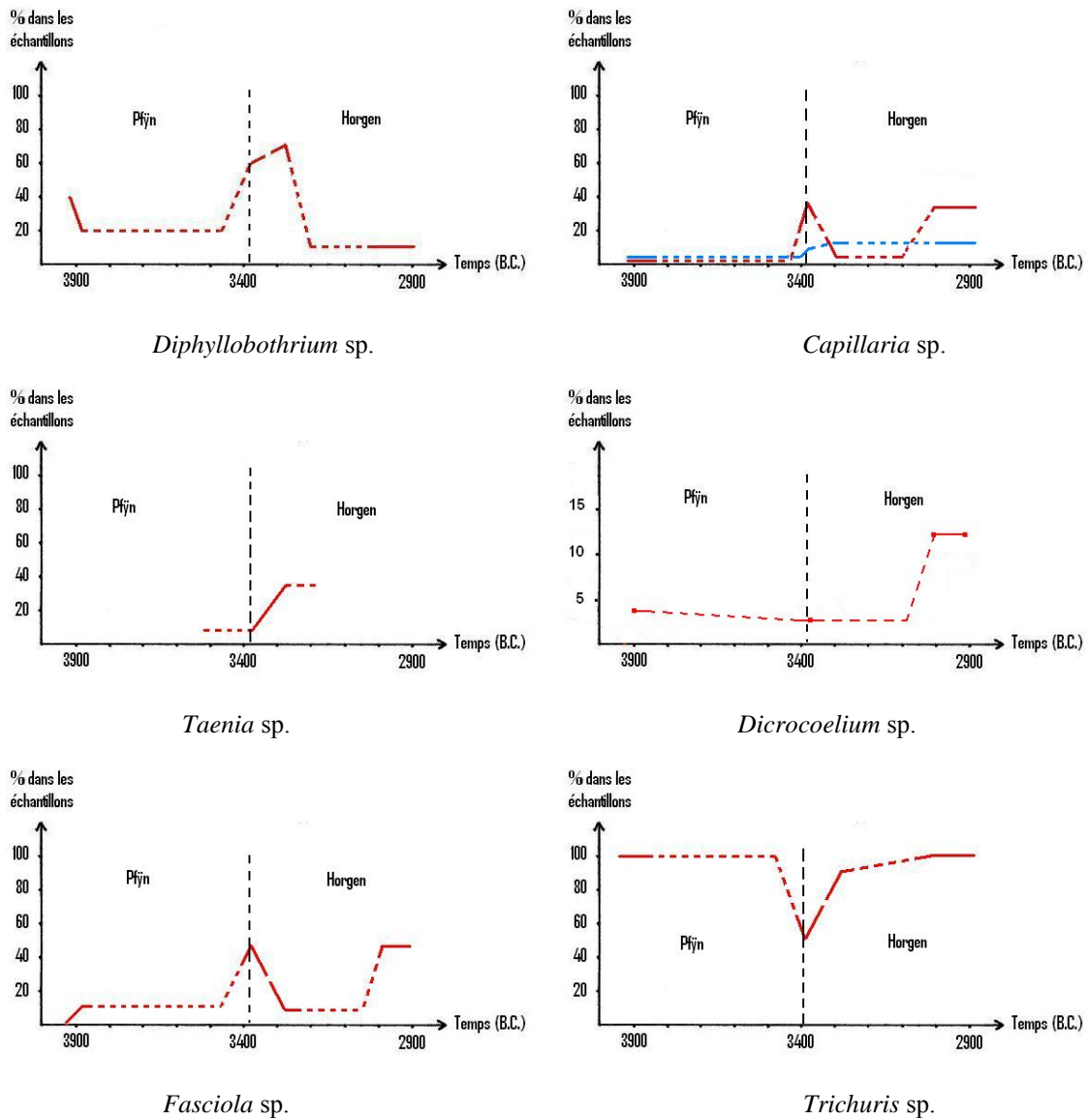


Figure 14 : Courbes évolution des parasitoses retrouvées dans les sites lacustres étudiés. *Diocotophyma sp.* et *Opisthorchis sp.*, présents uniquement à Arbon-Bleiche 3 ne sont pas représentés.

Quelque soit le parasite considéré, les courbes montrent toutes des ruptures ou des variations importantes au moment de la période transition entre la culture Pfyn et la culture Horgen. Soit des augmentations comme c'est le cas pour le *Diphyllobothrium sp.* et *Fasciola*

sp., soit une diminution, comme la courbe de *Trichuris* sp., soit enfin une apparition suivie d'une augmentation, comme c'est cas de *Taenia* sp. et de *Capillaria* sp. (figure 14).

Ces variations peuvent être dues au problème de l'échantillonnage, qui tant qu'il ne sera pas résolu, laissera des doutes quand aux résultats observés. Néanmoins, d'autres hypothèses peuvent expliquer l'évolution des parasitoses. Elles sont discutées une à une dans les pages suivantes.

2- Evolution des parasitoses entre 3900 et 2900 ans avant JC.

Les parasitoses intestinales ont, pour la plupart d'entre elles, une origine alimentaire. L'étude des restes conservés des parasites, en particulier des helminthes intestinaux va, par conséquence, donner une information importante sur les habitudes alimentaires des populations anciennes. Cette possibilité offerte par la paléoparasitologie à donner des informations sur les modes alimentaires des populations n'est possible et valable que pour des époques durant lesquelles les échanges de nourritures ne sont pas trop développés. Le néolithique se prête donc très bien à ces conclusions.

L'évolution des maladies parasitaires dans le temps est un sujet abordé ici pour la première fois en paléoparasitologie. Sur une courte période, comme celle impliquée dans ce travail, elle permet d'apporter des indications précieuses sur l'évolution du régime alimentaire des populations. Ces changements dans les habitudes alimentaires sont induits par différents facteurs : climatiques, écologiques, environnementaux, sociologiques. Les variations de parasitoses sont une conséquence des modifications des habitudes alimentaires ou des modes d'approvisionnement. Par raisonnement inverse, il est donc possible, en étudiant les parasitoses, d'émettre des hypothèses quant à l'origine de ces variations. C'est l'objectif principal de cette étude helminthologique.

2.1- Evolution générale.

L'étude de la variation du nombre total de parasites dans chaque site va permettre de voir l'évolution de la charge parasitaire au cours du temps dans la région étudiée.

	Hornstaad-Hörnle Ia (3917-3905 BC)	Sipplingen (3711-3709 BC)	Wallhausen-Ziegelhütte (3700 BC)
<i>Diphyllbothrium</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Taenia</i> sp.	-	-	-
<i>Fasciola</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Dicrocoelium</i> sp.	oui	-	-
<i>Opistorchis</i> sp.	-	-	-
<i>Trichuris</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Capillaria</i> sp.	-	oui	-
<i>Diocotophyma</i> sp.	-	-	-
Total	4	4	3

Tableau 8 : présence des parasites dans les sites de culture Pfyn.

	Arbon-Bleiche 3 (3384-3370 BC)	Sipplingen (3317-3306 BC)	Torwiesen II (3283-3281 BC)
<i>Diphyllbothrium</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Taenia</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Fasciola</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Dicrocoelium</i> sp.	-	oui	-
<i>Opistorchis</i> sp.	oui	-	-
<i>Trichuris</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Capillaria</i> sp.	oui	-	oui
<i>Diocotophyma</i> sp.	oui	-	-
Total	7	5	5

Tableau 9 : présence des parasites à Arbon-Bleiche 3 et dans les sites de culture Horgen (1/2).

	Wallhausen-Ziegelhütte (3300-3050 BC)	Wallhausen-Ziegelhütte (3100-2900 BC)	Seekirch-Stockwiesen (3000-2900 B.C.)
<i>Diphyllbothrium</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Taenia</i> sp.	oui	-	-
<i>Fasciola</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Dicrocoelium</i> sp.	-	?	oui
<i>Opistorchis</i> sp.	-	-	-
<i>Trichuris</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Capillaria</i> sp.	oui	oui	oui
<i>Diocotophyma</i> sp.	-	-	-
Total	5	4	5

Tableau 10 : présence des parasites dans les autres sites de culture Horgen (2/2).

La représentation graphique de ces tableaux montre clairement une explosion brutale du nombre de parasitoses vers 3380 avant JC, soit, au moment du passage supposé de la culture Pfyn à la culture Horgen (figure 15).

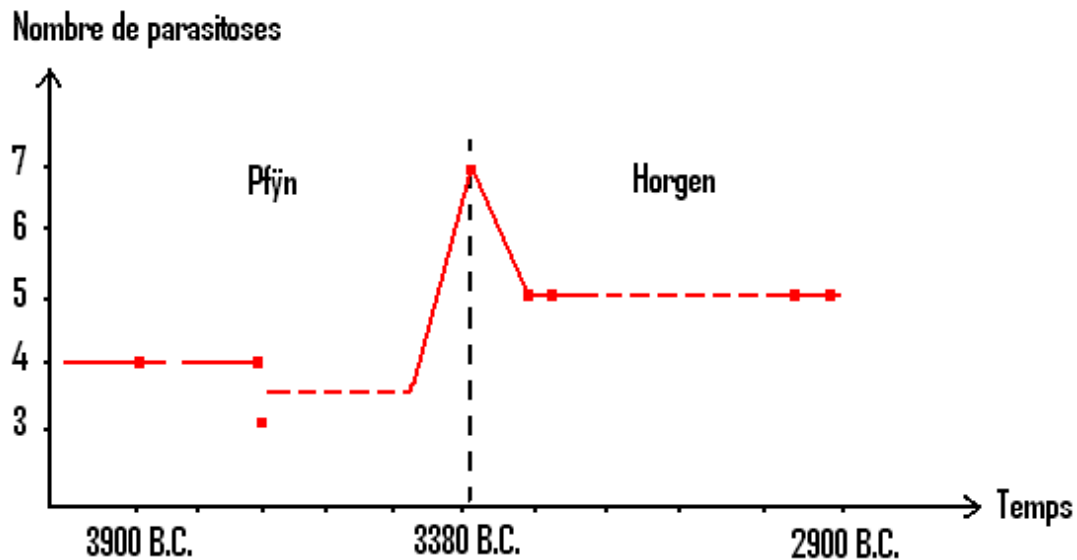


Figure 15 : Courbe de variation du nombre de parasitose entre 3900 et 2900 BC.

Le pic de parasite observé entre 3900 et 2900 ans avant JC peut avoir des origines variées : Alimentaire, climatique, culturelle... Pour répondre à cette question, il faut étudier les parasitoses et leur fluctuation une à une en détail.

Les parasitoses qui constituent cette courbe ont des origines alimentaires différentes. Elles peuvent ainsi provenir de la pêche, de la chasse, de l'élevage, ou de l'approvisionnement en végétaux.

Dans la suite de ce travail, les variations des maladies parasitaires sont discutées selon leur origine.

2.2- Les parasitoses liées à la pêche.

La preuve de la consommation de poissons est donnée par 4 parasites. Le *Diphyllobothrium* sp. tout d'abord. C'est le parasite le plus souvent mis en évidence au cours de cette étude. L'*Opisthorchis* sp. ensuite. Retrouvé uniquement au niveau du site d'Arbon-Bleiche 3. Le *Dioctophyma* sp. Lui aussi uniquement présent dans les couches d'occupations

et les coprolithes du site helvète. Et enfin, les *Capillaria* sp., mais uniquement les œufs présentant une coque à ornementation ponctuée (cf. Chapitre résultats), qui sont à rapprocher d'espèces à hôtes intermédiaires dulçaquicoles.

Parmi les parasitoses qui constituent le pic, 4 sont transmises par la consommation de chair de poisson d'eau douce ou de grenouille. La bothriocéphalose, l'opistorchiose, la dioctophymose et la capillariose. Parmi ces 4 parasitoses, 3 apparaissent pour la première fois dans les échantillons : La dioctophymose, l'opistorchiose et la capillariose.

2.2.1- *Diphyllobothrium* sp.

Les œufs de *Diphyllobothrium* sp. sont présents sur l'ensemble des sites étudiés. La courbe de *Diphyllobothrium* sp. (figure 16) montre elle aussi un pic de la fréquence du parasite dans les échantillons qui débute à Arbon-Bleiche 3 (période de transition) et qui se poursuit à Torwiesen II (début de la culture de Horgen).

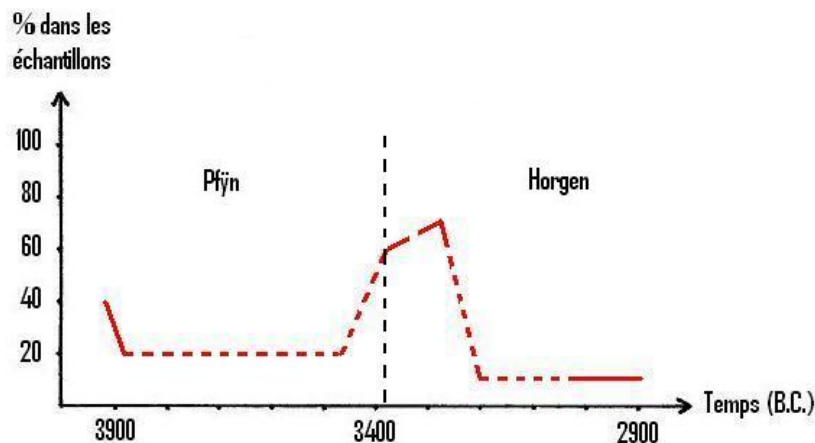


Figure 16 : Courbe de variation de la fréquence de *Diphyllobothrium* sp. entre 3900 et 2900 BC.

Les résultats de la courbe viennent conforter l'hypothèse sur une consommation importante de poisson durant la période de transition, mais peuvent également supposer une augmentation de l'ichtyophagie durant cette même période.

2.2.2- *Opisthorchis* sp., *Dioctophyma* sp.

Des œufs d'*Opisthorchis* sp. et de *Dioctophyma* sp. ont été mis en évidence dans les échantillons du site d'Arbon-Bleiche 3 (Le Bailly *et al.*, 2003b). L'apparition de ces 2 parasites renforce l'hypothèse d'une augmentation de la pêche et donc de la consommation de poisson. Mais la détection d'*Opisthorchis* sp. et de *Dioctophyma* sp. uniquement sur le site suisse, vers 3400 avant JC. soulève des interrogations, et en particulier pourquoi ces parasites ne sont pas retrouvés dans les autres sites. Plusieurs éléments de réponses sont envisageables :

- L'échantillonnage.
- La diversification de la pêche.

2.2.2.1- Le problème de l'échantillonnage.

Un problème d'échantillonnage est toujours possible. Le nombre de sites néolithiques de cette période dans la région d'étude étant très important, et il faudra continuer les investigations. De plus les études paléoparasitologiques sur les habitats lacustres, bien qu'en développement, sont encore récentes et trop peu nombreuses.

2.2.2.2- La diversification de la pêche.

L'apparition de nouvelles parasitoses peut s'expliquer par la consommation obligée de nouvelles espèces de poissons volontairement mises de côté auparavant. Ces nouvelles espèces de poissons, potentiellement infestées par *Opisthorchis* sp. et/ou par *Dioctophyma* sp., a pu entraîner le développement des maladies chez l'homme.

La consommation importante de grenouilles (cf. infra) avérée sur le site helvète pourrait expliquer la présence de *Dioctophyma* sp. Cependant, la batracophagie est reconnue dans d'autres sites de périodes proches comme à Chalain (Bailon, 1997) sans pour autant que les études paléoparasitologiques ne révèlent la présence du parasite. Il semble donc que les poissons soient la source de contamination par *Dioctophyma* sp., renforçant de ce fait l'hypothèse de la diversification des espèces de poissons pêchés.

Il ne faut pas oublier que l'infestation par le dioctophyme peut également survenir à la suite de la consommation directe du ver annélide, *Lumbriculus variegatus*, porteur de la forme larvaire du parasite. Une consommation de vers est donc possible au niveau du site d'Arbon-Bleiche 3.

2.2.3- *Capillaria* sp. (à points).

Les œufs de *Capillaria* sp. présentant une coque ponctuée, qui sont attribués à des espèces parasitant l'ichtyofaune dulçaquicole, apparaissent dans les échantillons d'Arbon-Bleiche 3, au moment de la transition de culture (Figure 17). Dans ce cas encore, l'apparition du parasite renvoie aux hypothèses soulevées précédemment sur l'augmentation et la diversification de la pêche.

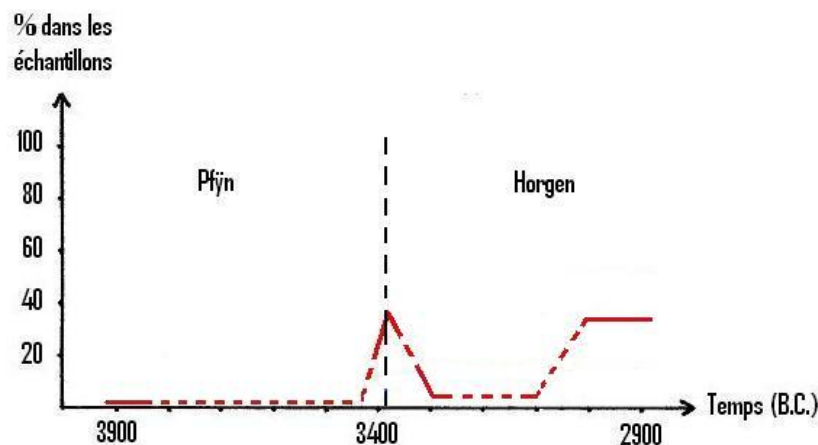


Figure 17 : Courbe de variation de la fréquence de *Capillaria* sp. à coque ponctuée, entre 3900 et 2900 BC.

2.2.4- Conclusion sur les parasitoses liées à la pêche.

2.2.4.1- L'ichtyophagie.

L'ichtyophagie est prouvée sur la quasi totalité des sites étudiés. A Hornstaad-Hörnle I, des restes de poissons ont été retrouvés. Ils représentent 14,8 % des restes d'ossements animaux. Les données de détail ne sont pas disponibles.

A Arbon-Bleiche 3, de très nombreux restes d'ichtyofaune ont été mis au jour : La perche (*Perca fluviatilis*), le brochet (*Esox lucius*), le silure (*Silurus glanis*), la lote (*Lota lota*), le féra (*Coregonus* sp.), la truite brune (*Salmo trutta*) et la truite (*S. trutta fario*), la gardon (*Rutilus rutilus*), le rotengle (*Scardinius erythrophthalmus*), *Leuciscus* sp., le barbeau (*Barbus barbus*) et la tanche (*Tinca tinca*). Parmi ces espèces, le féra et la perche dominent largement tandis que la perche, le brochet et les cyprinidés apparaissent occasionnellement. La consommation de poissons a été évaluée à 22 % de l'alimentation globale de la population du site (Hüster-Plogmann et Leuzinger, 1995).

Sur le site de Sipplingen, la présence de quelques restes de poissons est signalée, mais sans précision de genre ou d'espèce.

A Torwiesen II, quelques restes de brochet (*Esox lucius*), de brème bordelière (*Blicca bjoerkna*), ainsi que d'autres cyprinidés sont attestés.

A Wallhausen-Ziegelhütte, la liste des restes de poissons est assez variée : Perche, tanche, truite du lac, gardon, brochet, silure... La liste complète des restes est disponible en annexe.

Enfin pour le site de Seekirch-Stockwiesen, aucune information sur les restes de poissons n'est pour le moment disponible.

2.2.4.2- La batracophagie.

La batracophagie est une des hypothèses d'alimentation concernant certaines populations néolithiques, en particulier la population du site d'Arbon-Bleiche 3. Cette hypothèse est soutenue par la découverte sur le site de très nombreux restes d'os digérés de grenouilles du genre *Rana* sp. Les fortes proportions de parties postérieures retrouvées par les archéozoologues laissent penser à une consommation des cuisses uniquement. Cette supposition est renforcée par la mise en évidence du parasite *Dioctophyma* sp. dont l'origine alimentaire peut être soit la consommation de poissons d'eau douce, soit la consommation de grenouille, soit les deux.

L'hypothèse de la batracophagie est souvent énoncée chez les populations néolithiques (Bailon, 1993; 1997).

La présence de restes de grenouille n'est ici précisée que pour le site d'Arbon-Bleiche 3. De très nombreux restes de batraciens ont été retrouvés appartenant aux espèces *Rana esculenta*, la grenouille verte, *R. lessonae*, la grenouille de Lesson ou petite grenouille verte, et *R. ridibunda*, la grenouille rieuse (Communication personnelle H. Hüster-Plogmann).

2.3- Les parasitoses liées à la chasse.

2.3.1- *Paramphistomum* sp.

Des œufs identifiés comme appartenant au genre *Paramphistomum* sp. ont été mis en évidence sur le site de Hornstaad-Hörnle I, ainsi que sur le site de Seekirch-Stockwiesen. Les paramphistomatidés sont des trématodes qui parasitent essentiellement les cervidés. Mais si le parasite est source d'infection chez les ruminants sauvages, en revanche, la maladie n'est pas reconnue chez l'homme. La présence d'œufs de *Paramphistomum* sp. dans les échantillons anthropique est probablement le résultat d'une pseudo-parasitose. Les œufs retrouvés sont en transit dans les intestins, à la suite de la consommation d'abats de cervidés.

2.3.2- *Capillaria* sp. (réticulés).

Les œufs de *Capillaria* sp. présentant une coque réticulée peuvent être attribués à l'espèce *C. bovis* qui parasite essentiellement les cervidés. L'importance de la chasse au néolithique et de la consommation de cerf (*Cervus elaphus*) et de chevreuil (*Capreolus capreolus*) renforce l'identification de ces œufs (Cf. chapitre résultats). La découverte des œufs réticulés débute au niveau du site suisse et la fréquence du parasite semble rester stable pendant toute la culture de Horgen (entre 10 et 13 %) (figure 18). L'apparition de ce parasite dans les échantillons humains peut là encore rendre compte d'une augmentation de la chasse, mais surtout d'une moindre sélection des animaux chassés (les jeunes cervidés étant plus souvent parasités que les adultes).

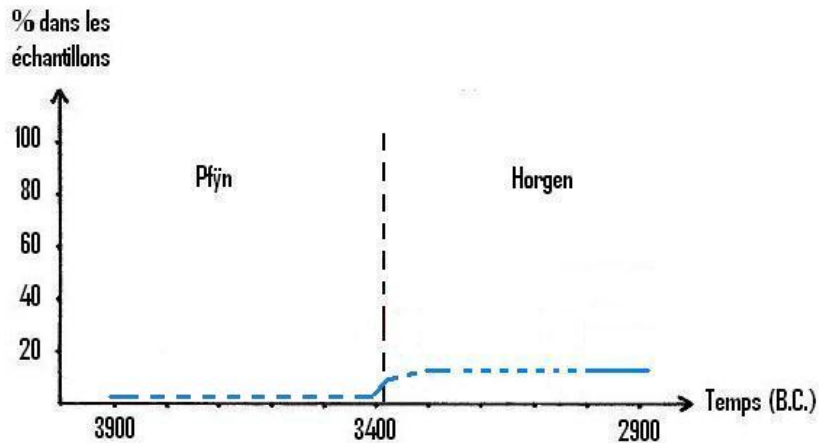


Figure 18 : Courbe de variation de la fréquence de *Capillaria* sp. à coque réticulée, entre 3900 et 2900 BC.

2.3.3- Conclusion sur les parasitoses liées à la chasse.

Les restes de faune sauvage sont très présents sur l'ensemble des sites étudiés lors de ce travail. A Hornstaad-Hörnle I, les animaux sauvages représentent 50 % des restes archéozoologiques. Parmi eux, le cerf (*Cervus elaphus*) et le sanglier (*Sus scrofa*) sont présents sur tous les sites de l'étude. De même le chevreuil (*Capreolus capreolus*) est mis en évidence partout à l'exception du site de Seekirch-Stockwiesen.

Les listes de faune de chaque sites sont consultables en annexe 5.

2.4- Les parasitoses liées à l'élevage.

La consommation d'animaux d'élevage n'est pas nouvelle, et connue chez les populations de tous les âges. Mais elle est source de contamination parasitaire par le ténia du porc, *Taenia solium*, ou le ténia du bœuf, *Taenia saginata*. D'autres parasites, peuvent ne pas provoquer d'infection (pseudo parasitoses), mais pourront néanmoins donner une information sur la viande consommée. C'est le cas de *Dicrocoelium* sp. dont les œufs pourront être retrouvé dans les selles humaines à la suite de la consommation de foie de ruminants (mouton/chèvre en particulier).

2.4.1- *Taenia* sp.

A la suite de ce pic du nombre de parasitoses, vers 3200 avant JC., une chute du nombre de parasites est observée (figure 15). L'opistorchiose et la dioctophymose disparaissent, et la bothriocéphalose diminue, passant de 70 % à 10 %. La dépression climatique est alors terminée. Parallèlement à cela, un autre parasite apparaît et se développe : le ténia. La courbe de variation de *Taenia* sp. montre une légère augmentation durant le début de la culture Horgen (figure 19).

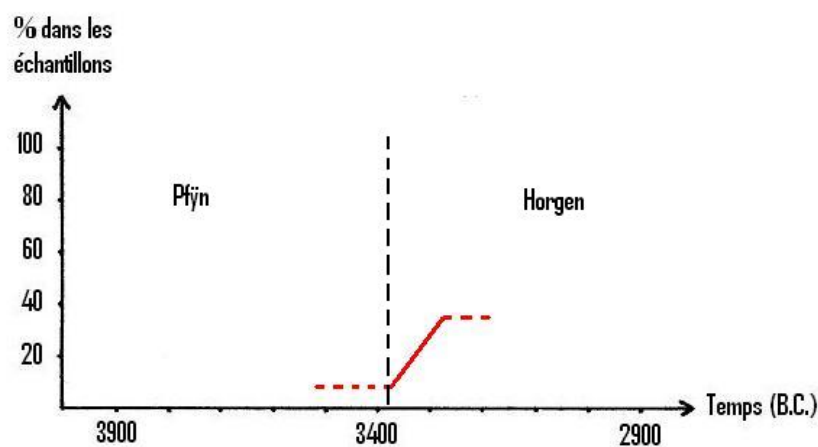


Figure 19 : Courbe de variation de la fréquence de *Taenia* sp. entre 3900 et 2900 BC.

Une des caractéristiques économiques de la culture Horgen est l'importance de l'élevage du porc (Furger, 1980). Dans tous les sites néolithiques de culture Horgen, un pourcentage élevé de restes de porcs sont retrouvés (Schibler et Suter, 1990; Schibler et Chaix, 1995; Schibler *et al.*, 1997; Schibler et Jacomet, 1999) (figure 20). L'apparition et l'évolution de la fréquence du *Taenia* sp. à partir de la période de transition culturelle semble refléter l'image de l'augmentation de l'élevage du porc dans la culture Horgen. Plusieurs critiques sont à formuler avant de conclure sur cette hypothèse.

Tout d'abord, l'élevage du porc n'apparaît pas avec la culture Horgen. Le graphique de la figure 20 montre clairement l'importance du porc domestique dans les différents habitats de culture Pfyn. Il est donc étonnant de ne pas retrouver de restes conservés de *Taenia* sp. au niveau de ces sites.

Ensuite, les ténias qui peuvent parasiter l'homme sont au nombre de 2. *Taenia solium* transmis par la viande de porc, et *Taenia saginata*, transmis par la viande de bœuf. Les embryophores qui sont détectés dans les échantillons archéologiques sont identiques pour les deux espèces, et ne peuvent être distingués les uns des autres. Les œufs retrouvés dans les échantillons peuvent tout aussi bien avoir été transmis par la consommation de viande de bœuf. De même, *T. solium* pourra tout aussi bien être transmis par la viande de sanglier, dont la présence est attestée sur l'ensemble des sites étudiés.

La présence de restes de bœuf domestique (*Bos taurus*) est reconnue tant dans les sites étudiés de cultures Pfyn que ceux de culture Horgen (figure 21). Là encore, l'absence de *Taenia* sp. dans les sites Pfyn est étonnante. Les restes de *Taenia* sp. mis en évidence au niveau du site d'Arbon-Bleiche 3 sont les plus anciennes traces européennes du parasite.

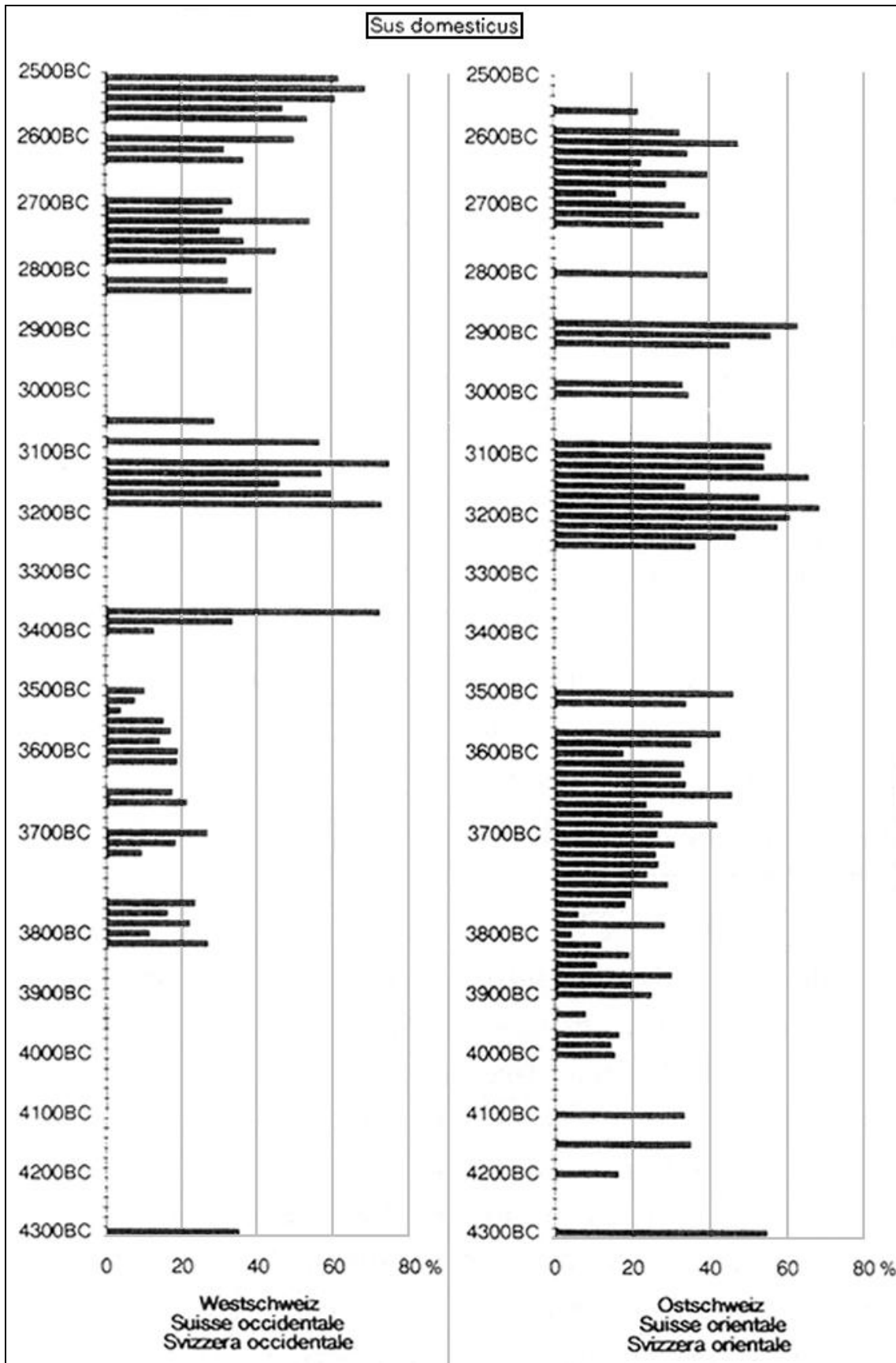


Figure 20 : Pourcentages des restes osseux de porc domestique (*Sus domesticus*) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).

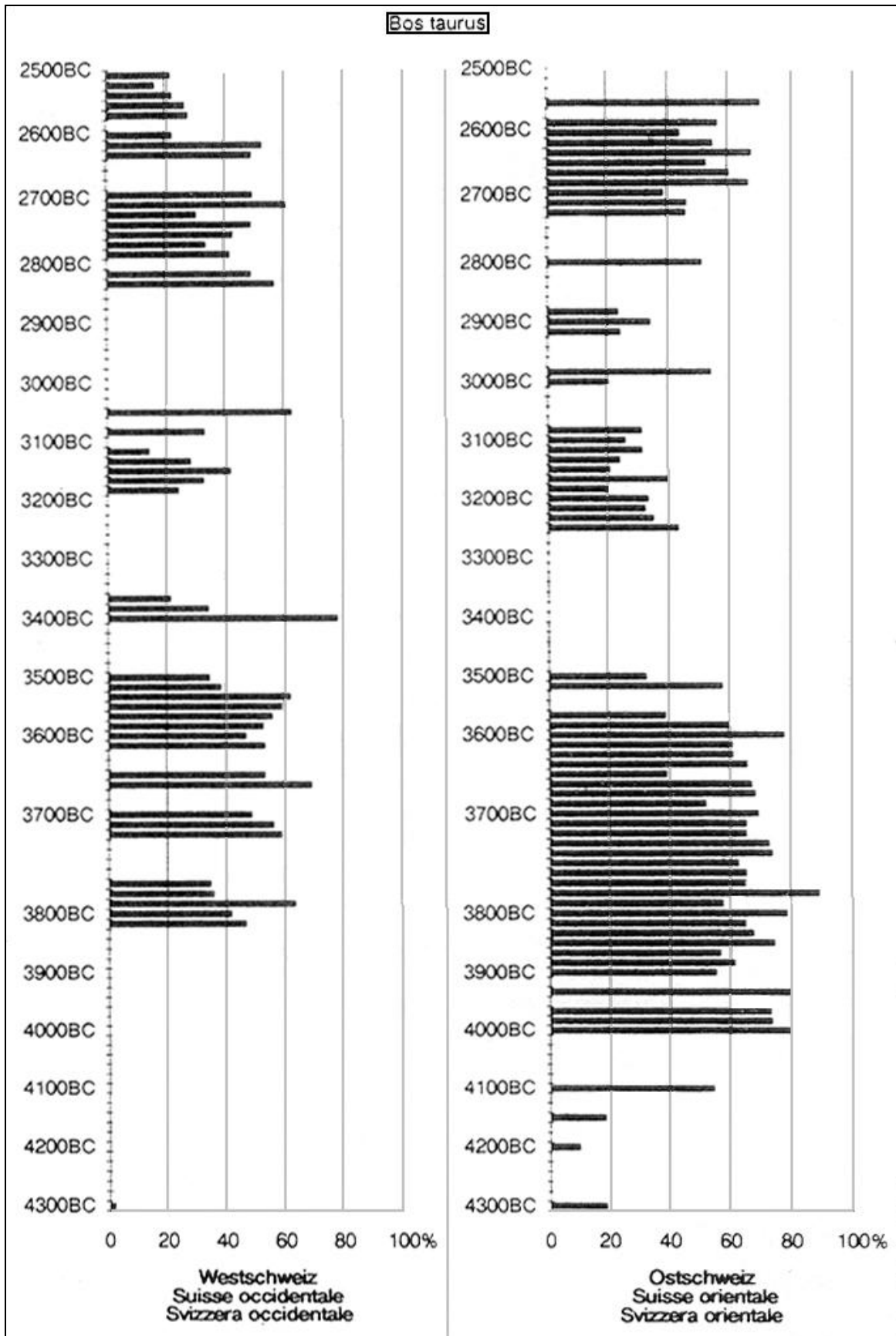


Figure 21 : Pourcentages de restes osseux de boeuf domestique (*Bos taurus*) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).

2.4.2- *Dicrocoelium* sp.

Les traces de *Dicrocoelium* sp. ont été mise en évidence à Hornstaad-Hörnle I, à Arbon-Bleiche 3, et à Seekirch-Stockwiesen. En revanche, la parasitose n'a pas été retrouvée à Torwiesen II. Cette discontinuité de la présence du parasite est étonnante, et peut être due à un problème d'échantillonnage. Cependant, la fréquence de la parasitose (figure 22) diminue entre 3900 et 3280 avant JC passant de 4 % à Hornstaad-Hörnle I à 0 % à Torwiesen II. Par la suite, la fréquence ré-augmente de façon importante pour atteindre 13 % à Seekirch-Stockwiesen.

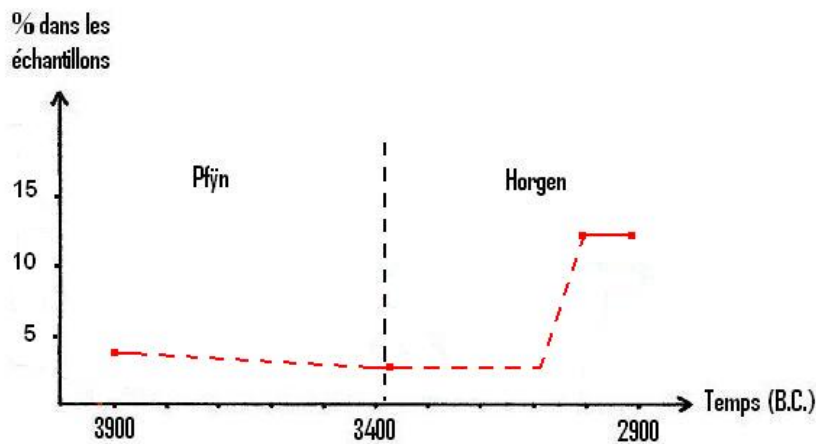


Figure 22 : Courbe de variation de la fréquence de *Dicrocoelium* sp. entre 3900 et 2900 BC.

Cette parasitose, en relation étroite avec l'élevage ovin, il est intéressant de constater l'augmentation de la dicrocoeliose vers 3000-2900, qui coïncide avec la recrudescence connue de l'élevage de petits ruminants vers 2800 ans avant JC (Schibler et Chaix, 1995) (Figure 24).

2.4.3- *Fasciola* sp.

La grande douve, *Fasciola* sp., est essentiellement un parasite des ruminants de type bovin, et l'homme ne se retrouve contaminé que par accident, en consommant les végétaux porteurs des métacercaires enkystés (cf. chapitre IV). La présence du parasite a donc un rapport étroit avec la présence de bovins dans l'environnement. Cependant l'élevage bovin est de faible importance à partir du 36^{ème} siècle avant JC, et ce jusqu'aux environs du 27^{ème} siècle

(Schibler et Chaix, 1995). Il est donc étonnant, et plutôt contradictoire, de voir augmenter la courbe de fréquence de la fasciolose vers 3380 ans avant JC (Figure 23).

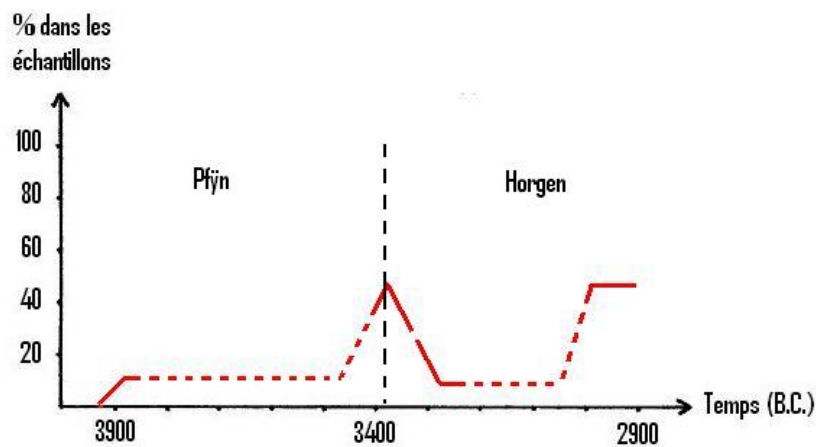


Figure 23 : Courbe de variation de la fréquence de *Fasciola* sp. entre 3900 et 2900 BC.

La fasciolose peut-être transmise par d'autres animaux que les bovins. En effet, d'autres ruminants sauvages (Cerf élaphe, chevreuil) peuvent être porteurs des formes adultes du parasite (Shimalov et Shimalov, 2000). De même, certains lagomorphes et quelques rongeurs vont pouvoir être hôte définitif de la parasitose (Ménard *et al.*, 2000). Ainsi, le ragondins (*Myocastor coypus*) peut transmettre la parasite de la même manière que le bœuf (Ménard *et al.*, 2001).

La présence attestée de nombreux ruminants sauvages et de mustélidés sur le site d'Arbon-Bleiche 3 peut expliquer l'importance de la parasitose à cette période. La consommation de tels animaux pourrait entraîner l'ingestion d'œufs de *Fasciola* sp. et causer une pseudo-parasitose, expliquant la présence d'œufs dans les échantillons.

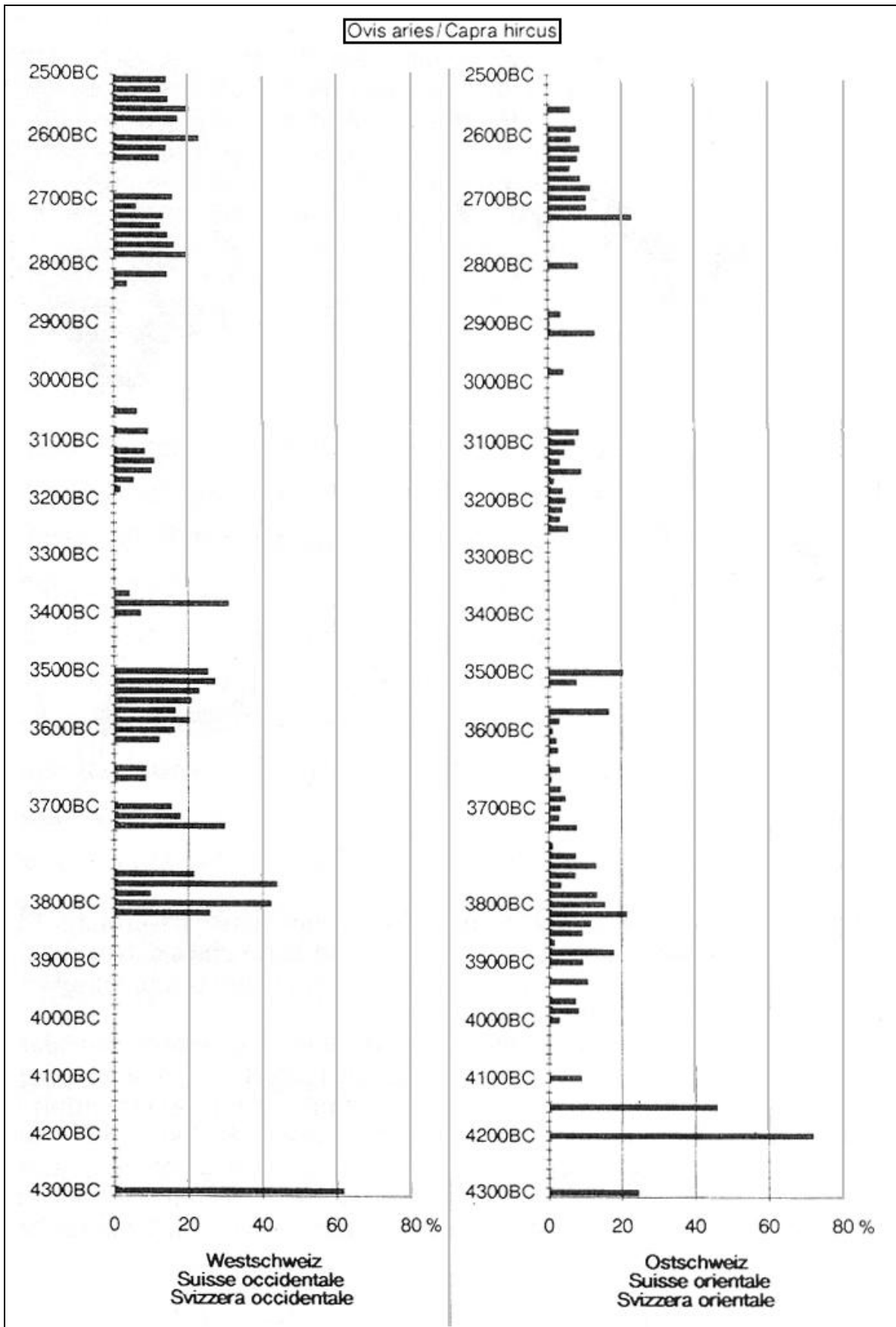


Figure 24 : Pourcentages de restes osseux de mouton/chèvre (*Ovis/Capra*) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).

2.5- Les parasitoses liées à la consommation de végétaux.

2.5.1- *Fasciola* sp.

La douve du foie, *Fasciola* sp. fait intervenir, dans son cycle de développement, des plantes aquatiques ou de bords de rive du type cresson sauvage, mâche, menthe sauvage, pissenlit sur lesquelles le parasite sous sa forme larvaire vient s'enkyster. La découverte d'œufs de *Fasciola* sp. dans des excréments fossilisés humains peut aussi être le résultat de la consommation de tels végétaux par l'homme. Dans ce cas, l'ingestion des formes infestantes du parasite, les métacercaires, entraînera le développement de la douve au niveau intestinal, et l'apparition des symptômes liés à la fasciolose.

La distinction entre une pseudo parasitose et une parasitose vraie ne peut-être fait dans le cadre de ces études. Toutes les hypothèses pouvant expliquer la présence des œufs de *Fasciola* sp. dans les échantillons étudiés doivent donc être retenues.

2.5.2- *Trichuris* sp.

La présence d'œufs de *Trichuris* sp. dans un échantillon fécal actuel évoque généralement une méconnaissance des règles d'hygiène élémentaire, et la notion de péril fécal. Il est probable que de telles notions étaient inconnues pour des périodes comme le néolithique. Ainsi la découverte d'œufs de *Trichuris* sp. dans de nombreux échantillons de cette époque paraît-elle normale. Cependant, elle peut apporter quelques informations. Le cycle de développement du parasite nécessite un passage par le milieu extérieur (cf. chapitre IV). La transmission de la parasitose se fera donc par l'ingestion accidentelle de terre, la géophagie, ou par la consommation de fruits ou de légumes souillés par de la terre contaminée. L'utilisation des déchets fécaux humains comme fertilisant pourra augmenter la présence du parasite. Cette pratique n'est, à notre connaissance, pas reconnue au Néolithique.

La courbe de fréquence de *Trichuris* sp. (figure 25) montre, contrairement à toutes les autres, un fléchissement au moment de la période de transition entre les 2 cultures. Cette diminution est étonnante et pose problème pour en expliquer la cause. Là encore, la question de l'échantillonnage peut-être évoquée, mais aucune conclusion ne peut-être émise pour le moment.

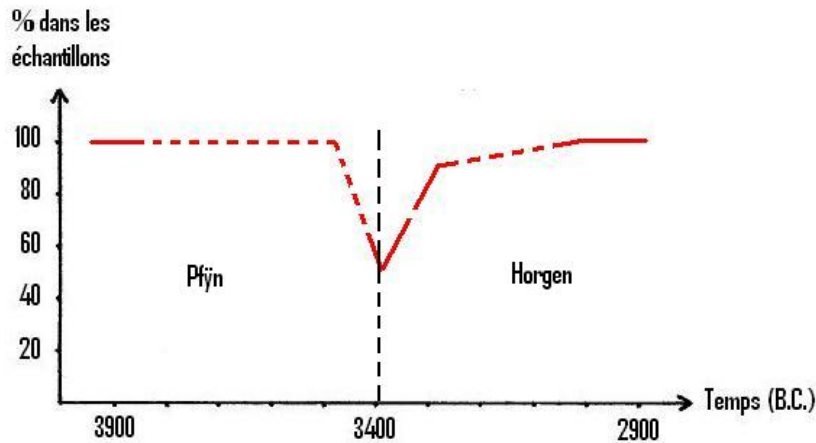


Figure 25 : Courbe de variation de la fréquence de *Trichuris p.* entre 3900 et 2900 BC.

2.6- Hypothèses envisagées.

Pour expliquer cette croissance de la consommation de poissons, plusieurs hypothèses peuvent être émises :

- Un changement culturel.
- Une augmentation de population.
- La crise économique.

2.6.1- Le changement de culture.

L'arrivée massive d'une population de culture différente, ici la culture Horgen, avec ses habitudes alimentaires différentes, par exemple une consommation accrue de poissons, pourrait expliquer les résultats observés à Arbon-Bleiche 3. Cependant, d'après les archéologues spécialistes de cette transition, le passage de la culture Pfyn à la culture Horgen serait plus le résultat d'une acculturation plutôt que d'une colonisation de masse. Les échanges importants avec la culture de Baden mis en évidence à Arbon-Bleiche pourraient d'ailleurs expliquer l'apparition de la culture de Horgen (Leuzinger, 2000; De Capitani *et al.*, 2002).

2.6.2- L'augmentation de population.

Une augmentation de la population dans cette région pourrait être envisagée pour expliquer l'importance de la pêche à Arbon-Bleiche 3 d'une part, mais aussi le pic de

Diphyllobothrium sp. Mais une augmentation de population se répercuterait aussi sur la taille moyenne des agglomérations. Or durant la période concernée, aucune croissance de la taille des villages n'est observée, signifiant qu'il n'y a probablement pas d'accroissement démographique (Schibler et Chaix, 1995).

2.6.3- La crise économique.

Cette dernière hypothèse a été évoquée en regroupant les résultats de nombreuses disciplines archéologiques dont l'archéobotanique, la paléoclimatologie et l'archéozoologie. A partir du 37^{ème} millénaire avant JC et jusqu'au 33^{ème}, la région subit une dépression climatique importante connue dans les Alpes sous le nom de Piora 2 ou Rotmoos 2 (Zoller, 1977; Jacomet *et al.*, 1995). Les précipitations sont plus fortes et les températures sont plus basses (Magny, 2004). L'événement climatique est visible dans l'ensemble des sédiments des lacs autour des Alpes, mais aussi du Jura (Magny, 1992; 1993).

Dans les sites de cette période situés autour du lac de Zurich, consécutivement à cette dégradation climatique, une augmentation de la chasse est observée. Le cerf est présent dans les restes archéozoologiques à plus de 60 %. En parallèle, les études archéobotaniques montrent des pourcentages de céréales cultivés en chute à cause de la dégradation du climat. Les récoltes de plantes "sauvages", quant à elle, augmentent.

Les résultats obtenus à la fois par l'archéozoologie et l'archéobotanique donnent l'impression d'une tentative de compensation des pertes de nourriture dues au climat, par l'augmentation simultanée de la chasse et de la cueillette (Schibler et Chaix, 1995; Schibler *et al.*, 1997).

Le site d'Arbon-Bleiche 3 s'inscrit dans la phase froide qui survient entre les 37^{ème} et 33^{ème} siècles avant JC. Pour parer à cette crise climatique, qui implique une diminution des apports céréaliers, les habitants d'Arbon-Bleiche 3 vont recourir à la chasse et à la pêche. Des proportions importantes d'ossements d'animaux chassés ont été observées. En particulier le cerf représente 50 % des apports en viande de la population arbonienne. La pêche est évaluée autour de 22 % de l'alimentation globale (Hüster-Plogmann et Leuzinger, 1995). La cueillette prend elle aussi une place importante dans l'alimentation, puisque les plantes "sauvages" représentent près de 40 % des apports d'origine végétale.

La crise climatique et le retour obligé à une économie fortement basée sur la pêche et la chasse, ont probablement entraîné le développement des maladies parasitaires liées à la consommation de poissons d'eau douce vues précédemment.

2.7- Conclusion sur l'évolution des parasitoses entre 3900 et 2900 avant JC.

Les résultats paléoparasitologiques semblent conforter l'hypothèse de crise économique régionale proposée par les archéologues depuis quelques années. Cependant, la crise au niveau épidémiologique ne se rencontre qu'au moment de la transition entre les cultures Pfyn et Horgen, alors que la crise climatique intervient depuis le 37^{ème} siècle avant JC. Ce constat relance l'hypothèse des variations alimentaires induites par le changement culturel, avec peut-être une consommation d'espèces de poissons différentes entre les deux cultures.

Mais les sites étudiés par la paléoparasitologie entre 3900 et 3400 avant JC ne sont pas suffisamment nombreux pour le moment. Il faudra attendre de nouvelles analyses de sites de cette tranche de temps pour définir réellement l'importance de la crise parasitologique et corroborer nos hypothèses.

3- Modèles paléoparasitologiques.

3.1- Elaboration des modèles paléoparasitologiques.

Une autre forme de présentation des résultats a été testée dans le but de tenter d'établir des modèles d'assemblage parasitologiques pour voir leur relation avec les différentes phases culturelles.

Ainsi utilisant les pourcentages de fréquence des parasites et en les cumulant, il est possible d'obtenir des spectres parasitaires pour chaque site étudié, et donc pour chaque période (figures 26 à 29).

Remarque : Les nuances de bleu sont utilisées pour les parasitoses liées à la consommation de poissons (*Diphyllobothrium* sp., *Diocotophyma* sp., *Opisthorchis* sp. et *Capillaria* sp.). Le vert

est utilisé pour *Fasciola* sp., parasite qui se contracte lors de la consommation de végétaux aquatiques. Les autres couleurs, rouge, rose et jaune sont utilisées pour les parasitoses liées à la consommation de viandes (*Dicrocoelium* sp. et *Taenia* sp.) ou pour la géophagie accidentelle (*Trichuris* sp.).

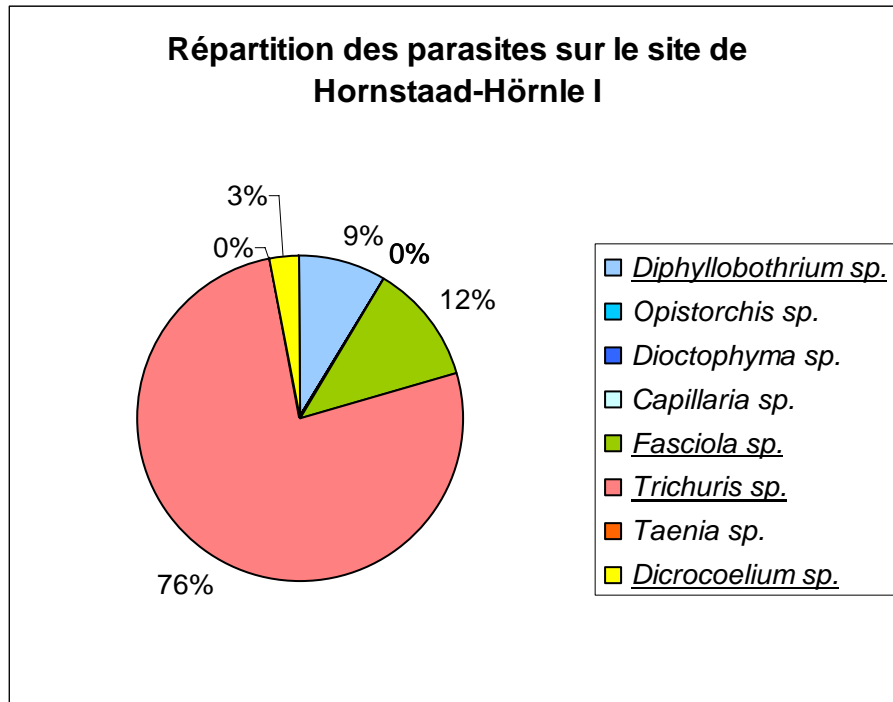


Figure 26 : Spectre parasitaire du site Hornstaad-Hörnle Ia (3917-3905 BC).

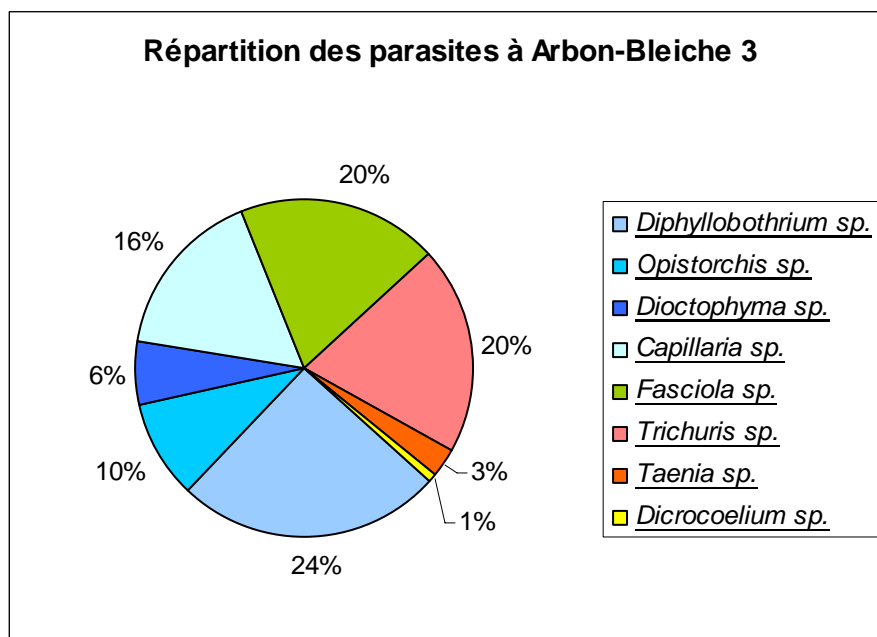


Figure 27 : Spectre parasitaire du site Arbon-Bleiche 3 (3384-3370 BC).

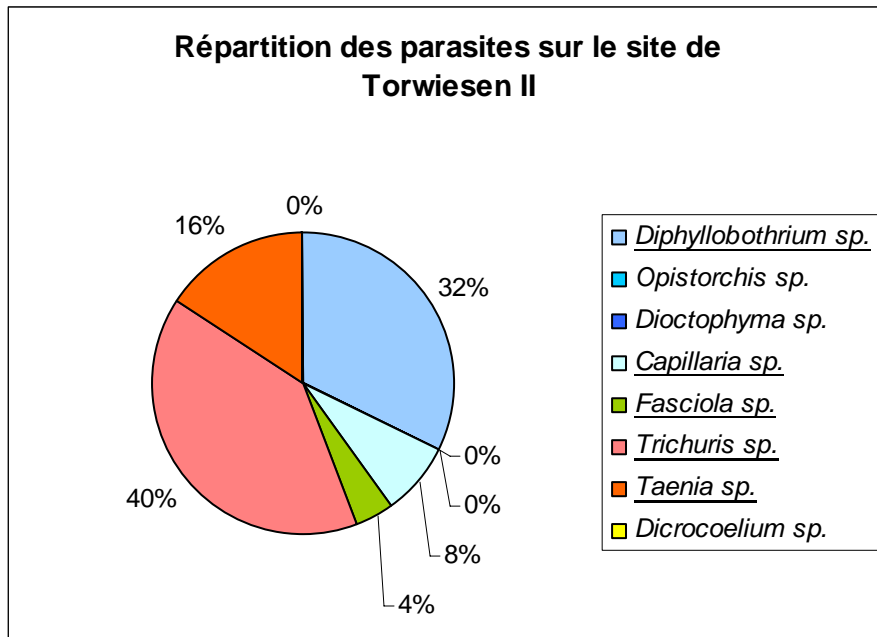


Figure 28 : Spectre parasitaire du site Torwiesen II (3283-3281 BC).

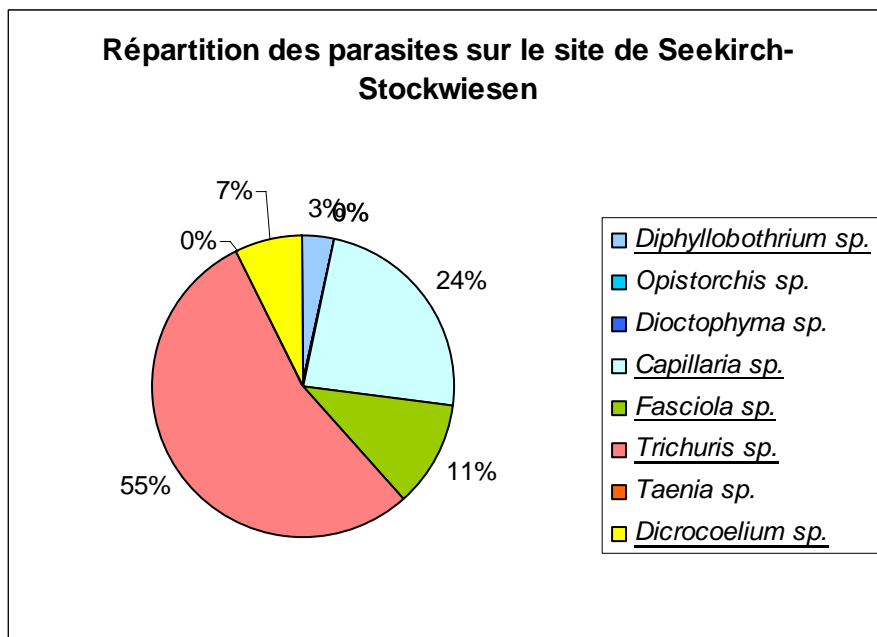


Figure 29 : Spectre parasitaire du site Seekirch-Stockwiesen (3000-2900 BC).

Cette présentation des résultats a pour avantage de mettre en relation les différentes parasitoses et de voir l'importance des unes par rapport aux autres.

3.2 - Discussion des modèles paléoparasitologiques.

L'établissement des modèles parasitologiques de chaque site est une possibilité d'analyse qu'il ne faut pas négliger. Afin de valider ces modèles, il est important de pouvoir comparer ces modèles avec d'autres assemblages de contextes identiques, c'est à dire des villages lacustres de même période, mais de régions différentes. Le seul site de comparaison connu ayant été étudié en paléoparasitologie est le site de Chalain (Dommelier-Espèjo, 2001). Cependant, les datations des couches archéologiques de Chalain 3, Chalain 4, Chalain 19 et Chalain 2 qui ont été étudiées sont datées respectivement de 3200-3100 BC., 3040-3004 BC., 3200-2990 BC., et 2700-2500 BC. (Giligny *et al.*, 1992; Pétrequin 1997).

La couche O de Chalain 19 (3200 BC.), de même que les couches VIII (3200-3160 BC.) et VI (3100 BC.) de Chalain 3 sont attribuées à la culture Horgen. Des spectres parasitologiques ont donc été établis pour ces 3 couches.

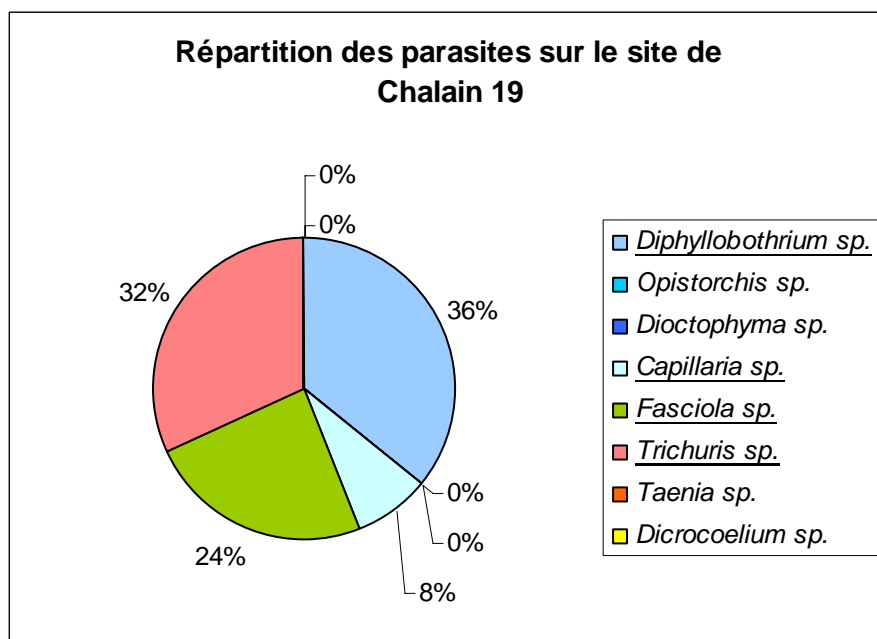


Figure 30 : Spectre parasitaire de la couche O de Chalain 19 (3200 BC.).

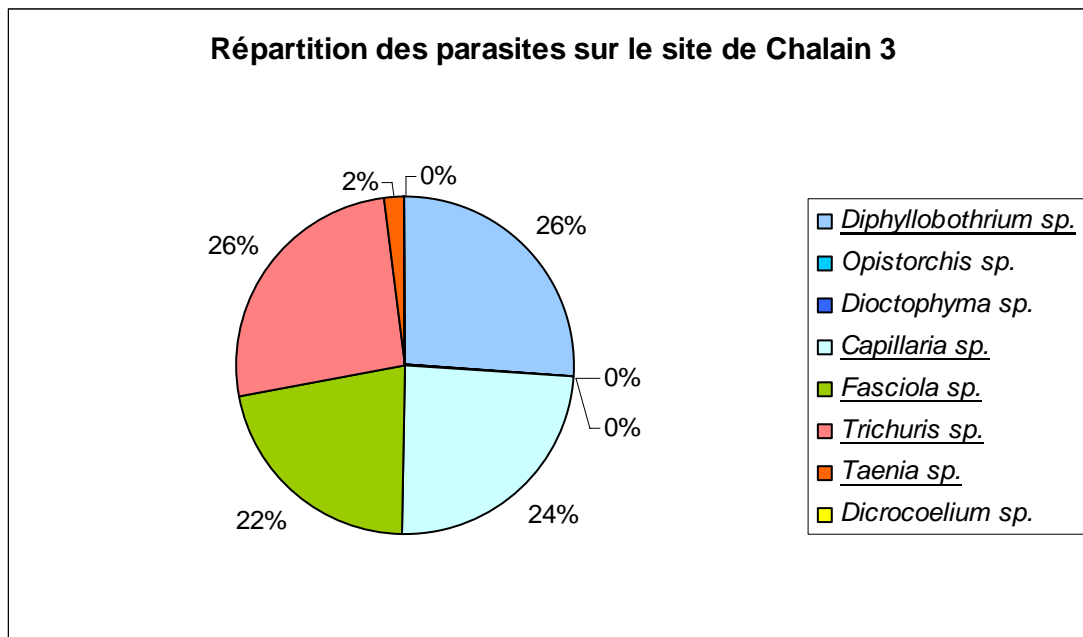


Figure 31 : Spectre parasitaire des couches VIII et VI de Chalain 3 (3200-3100 BC.).

Les spectres obtenus pour les couches Horgen de Chalain (figures 30 et 31) montrent des similitudes au niveau de *Trichuris sp.*, de *Fasciola sp.* et de *Diphyllbothrium sp.* Seul change la présence de *Taenia sp.* au niveau de Chalain 3. Mais les couches de Chalain 3 sont très légèrement postérieures à celles de Chalain 19. Il se peut que le téniasis apparaisse à cette période, expliquant par la même occasion le faible pourcentage (2%). Le pourcentage de *Capillaria sp.* est très différent entre les deux spectres.

Le spectre obtenu pour le site de Torwiesen II, dont les datations sont les plus proches (3283-3281) de celles des couches de Chalain 3 et 19, se rapproche plus de Chalain 3 du point de vue des parasitoses présentes. Cependant, hormis les pourcentages de *Diphyllbothrium sp.* qui sont à peu près identiques, les autres sont totalement différents.

Ces résultats sont assez mitigés. Il semble que pour le moment, l'élaboration de modèles parasitologiques correspondants aux différentes phases culturelles soit difficile. Cependant, plusieurs paramètres sont à améliorer avant de conclure à l'utilité ou non d'un tel procédé :

- L'échantillonnage, tout d'abord, qui doit être identique et représentatif sur l'ensemble des sites étudiés.
- Les données prises en compte, ensuite, qui doivent peut-être être plus concordantes entre elles du point de vue de la datation.

L'utilisation de cette représentation graphique sera peut-être envisageable dans le futur, à condition de comparer des sites de même nature et de périodes strictement identiques.

4- Evolution chronogéographique des parasitoses.

4.1- Introduction.

Dans les échantillons de plusieurs sites étudiés, la présence de quelques maladies parasitaires soulève des interrogations quant à leur évolution géographique ou biologique dans le temps. 3 cas particuliers seront traités au cours de ce paragraphe selon qu'elles sont présentes ou même absentes dans les échantillons :

- L'opistorchiose.
- La bothriocéphalose.
- L'ascaridiose.

Ce paragraphe est un premier pas à la connaissance de l'histoire des maladies parasitaires et de leur migration, apparition ou disparition au cours du temps.

4.2- Le cas de l'opistorchiose.

La famille des Opistorchiidés est représentée essentiellement par 2 genres : *Clonorchis* sp. et *Opistorchis* sp. (cf Chapitre résultats). Des œufs d'Opistorchiidés, identifiés comme *Clonorchis sinensis*, ont déjà été mis en évidence en Paléoparasitologie. En Corée du Sud tout d'abord, dans un site archéologique daté de 100 ans avant JC. (Han *et al.*, 2003). Au Japon ensuite, lors des fouilles du site de Fujiwara Palace, ancienne capitale du Japon de 694 à 710 après JC. (Matsui *et al.*, 2003).

Les œufs d'Opistorchiidés retrouvés dans les échantillons du site suisse d'Arbon-Bleiche 3 (cf. chapitre résultats) ont été identifiés comme appartenant au genre *Opistorchis* sp. La découverte de tels œufs est donc une première mention en Paléoparasitologie.

Les 2 principales espèces d'*Opistorchis* sp. sont : *O. felineus* et *O. viverrini*. Les 2 parasites ont une répartition bien différente.

Opistorchis felineus (Rivolta, 1884) possède une très vaste répartition géographique. Il est surtout présent en Turquie, en Sibérie, en Asie russe, au Vietnam, en Corée du Nord, au

Japon, aux Philippines, et peut-être en Inde, mais aussi en Europe (France, Espagne, Hollande, Italie, Grèce, Allemagne, Albanie, Suisse, Pologne) (Nozais *et al.*, 1996). Les principaux foyers d'endémie actuellement sont les zones marécageuses et les bassins fluviaux de Russie, de Sibérie ou du Kazakhstan, dans lesquels jusqu'à 83 % de la population humaine peuvent être atteints. Les autres localisations ne sont que des foyers mineurs (Acha et Szyfres, 1989; Mehlhorn, 2001).

Opistorchis viverrini (Poirrier, 1886) possède, quant à lui, une répartition géographique beaucoup plus restreinte, puisqu'il n'est présent qu'en Extrême-Orient, et plus précisément au Laos et au nord de la Thaïlande (Nozais *et al.*, 1996). Dans cette dernière région, plus de 5 millions de personnes sont infectées.

L'opistorchiose est donc une maladie plutôt d'Europe de l'Est et d'Asie. Les cas actuels d'opistorchiose sont des cas d'immigrants ou de voyageurs (Ambroise-Thomas *et al.*, 1981; Luong Dinh Giap *et al.*, 1983; Tsélépatiosis *et al.*, 2003). La présence d'œufs d'*Opistorchis* sp. dans 10 % des échantillons d'Arbon-Bleiche 3 soulève la question de l'importance de cette parasitose au Néolithique dans la région périalpine, mais aussi de son évolution à travers le temps. Le parasite a pu suivre une migration ou encore co-évoluer à plusieurs endroits du globe en fonction des habitudes sociales des individus.

L'importance du mode de vie des populations des villages lacustres est à mettre en avant pour expliquer ces résultats. En effet, le lac est une source importante d'animaux comme les invertébrés (copépodes, annélides, mollusques...) et les poissons. Et même si les déjections humaines ne sont pas volontairement rejetées dans l'eau, le ruissellement ou les baignades vont conduire la matière fécale à s'y déposer, entretenant les cycles biologiques des parasites liés au milieu aquatique (Petney, 2001). Le nord-est de la Thaïlande est parsemé de lacs et d'étangs autour desquels vivent de nombreuses populations. Dans cette région du globe est observé le plus fort taux d'infestation par *Opistorchis viverrini*. Plus de 50 % de la population rurale est touchée par le parasite (Haswell-Elkins *et al.*, 1991; Chai et Hongvanthong, 1998).

Les prochaines mises en évidence de ce parasite dans les sites archéologiques aideront peut-être à la compréhension de l'évolution de la parasitose.

4.3- Le cas de la Bothriocéphalose.

Le cas de *Diphyllobothrium* sp. est différent de celui d'*Opistorchis* sp., et ne concerne pas une éventuelle migration du parasite à travers le temps, mais son évolution dans la région d'étude considérée, à savoir, la région péri-alpine.

Pour *Diphyllobothrium* sp. aussi, il existe de nombreuses espèces à hôtes intermédiaires dulçaquicoles. La plus fréquente est *D. latum*. La répartition géographique de cette espèce est large. Elle est surtout rencontrée en Europe, dans l'est et le nord-est de la Finlande, le nord de la Suède et le nord de la Norvège. Des foyers d'endémies sont connus en Sibérie, en Carélie et en Estonie, où il existe de nombreux lacs. Dans le reste de l'Europe et en Asie, l'infestation est également localisée autour des lacs et des rivières, mais les fréquences sont généralement plus faibles (Acha et Szyfres, 1989). L'espèce *D. dendriticum*, quant à elle, se rencontre plutôt en Alaska.

Depuis quelques décennies, la fréquence de l'infestation a considérablement diminuée. En Finlande par exemple, elle est passée de près de 40 % dans les années 1940 à environ 1,8 % dans les années 1970 (Von Bonsdorff, 1977). De même dans les régions des lacs alpins en Suisse, en France et au nord de l'Italie, elle semblait disparue depuis les années 1970, puisque aucun cas n'était plus diagnostiqué chez l'homme dans la zone géographique considérée (Peduzzi, 1990; Peduzzi et Boucher-Rodoni, 2001).

Très récemment, des cas de bothriocéphalose ont été signalés autour des lacs de l'arc alpin, en Suisse, en France et en Italie du nord (Desvois *et al.*, 2001; 2002). Ainsi, en 1990, Peduzzi signale 18 cas de bothriocéphalose en Suisse, dans le canton du Tessin, chez des personnes habitant autour du lac Majeur et du lac de Lugano, ayant consommé de la perche (*Perca fluviatilis*) (Peduzzi, 1990). En 2001, Peduzzi et Boucher-Rodoni publient une étude sur la résurgence de la parasitose dans les lacs sub-alpins. Plus de 100 cas ont été recensés chez l'homme entre 1990 et 1995 autour du lac Léman, du lac Majeur, du lac Como, du Lac Iseo et du lac Garda (Golay et Mariaux, 1995; Terramocci *et al.*, 2001; Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004).

Le nombre de cas en augmentation dans la région des lacs sub-alpins est à mettre en relation avec les changements d'habitudes alimentaires des Européens, en particulier avec la consommation croissante de chair de poissons crus.

Ces études concernant *Diphyllobothrium* sp. montrent également que le parasite est bien resté présent dans cette région, même lorsque aucune infection humaine n'était détectée.

Le cycle du parasite était probablement entretenu par un autre mammifère ichthyophage. Le chat ou le chien sont des hôtes définitifs potentiels pour le parasite. Mais jusqu'à présent, aucunes études n'ont permis de définir avec certitude le réservoir naturel du parasite en dehors de l'homme. Il serait intéressant de mener des études sur des échantillons historiques récents afin de tenter de répondre à cette question.

La découverte d'œufs de *Diphyllobothrium* sp. dans 6 à 73 % des échantillons néolithiques analysés permet de dire que cette maladie parasitaire était probablement majeure durant cette période et dans la région d'étude considérée. Il n'est donc pas étonnant de voir réapparaître ce parasite dans la même région. Il semble donc que les conditions climatiques et écologiques soient restées propices au maintien du cycle parasitaire depuis le Néolithique moyen/final jusqu'à nos jours (Le Bailly *et al.*, sous presse).

4.4- Le cas de l'ascaridiose.

Il est étonnant tout au long de cette étude, de constater l'absence de *Ascaris* sp., parasite généralement considéré comme ubiquiste, et dont la répartition géographique est globale (Nozais *et al.*, 1996). Cette constatation va même à l'inverse des nombreuses études paléoparasitologiques à travers l'histoire. En effet, pour les périodes historiques, et en particulier pour la période médiévale, l'ascaris est un parasite extrêmement abondant (Taylor, 1955; Pike, 1967; Greig, 1982; Bouchet, 1994; 1995; Bouchet et Paicheler, 1995).

Cependant, dans les études paléoparasitologiques de sites préhistoriques, l'ascaris est souvent absent. Ainsi, sur le site néolithique de Chalain (Bouchet *et al.*, 1995; Dommelier-Espèjo, 2001), et également sur le corps de l'homme des glaces, Ötzi, retrouvé dans les Alpes et daté du Néolithique moyen/final (Aspöck *et al.*, 1996), aucun œuf d'*Ascaris* sp. n'a été trouvé. Il en va de même pour l'ensemble des sites néolithiques étudiés lors de ce travail.

Des enregistrements du parasite existent pour des périodes plus anciennes, mais dans des régions tropicales d'Afrique ou du Proche-Orient. La plus ancienne trace d'*Ascaris* sp. pour cette partie du monde ont été retrouvées à Chypre, et datent de 7600-6500 (Néolithique précéramique) (Harter, 2003). Le parasite a également été identifié en Haute Nubie (2400 ans avant JC. à 1500 ans après JC.), et en Egypte (715-656 ans avant JC.) (Harter, 2003; Harter *et al.*, 2003).

La découverte d'œufs d'*Ascaris* sp. dans les échantillons de coprolithes de la Grande Grotte d'Arcy-sur-Cure (Yonne, France) datés du pléistocène (environ 30000 BP), prouve la présence du parasite en Europe bien avant la protohistoire. Mais de nombreuses questions subsistent concernant l'origine humaine ou animale de ces œufs (Bouchet *et al.*, 1996).

La présence d'ascaris chez l'homme n'est réellement attestée en Europe qu'à partir de la protohistoire. Vers 2100 à 600 ans avant JC., Jones et Nicholson (1988) le mettent en évidence sur le site de Somerset (Angleterre). Plus tard vers l'âge de Fer, 800 à 350 ans avant JC., des œufs d'*Ascaris* sp. sont retrouvés dans les coprolithes humains des mines de sel d'Hallstatt (Aspöck *et al.*, 1973). Enfin, d'autres œufs avaient été mis en évidence par Szidat (1944) dans des échantillons de momies de Prusse datées de 600 ans avant JC.

Plusieurs hypothèses sont envisagées pour expliquer le hiatus important entre la mention du parasite au Pléistocène et celle de l'âge du bronze :

- Les œufs d'Arcy-sur-Cure sont peut-être des œufs d'origine animale. Une hypothèse d'infestation de l'ours des cavernes (*Ursus spelaeus*) avait été envisagée en 1996. Dans ces conditions, l'ascaridiose n'apparaîtrait chez l'homme qu'à partir de la protohistoire et pourrait donc avoir été amenée par un courant de migration de l'Est.
- Le manque et surtout la difficulté des études paléoparasitologiques sur l'homme en contexte pléistocène sont également un problème (Jouy-Avantin, 2004; Bouchet *et al.*, 2003).

De nombreuses hypothèses existent concernant l'origine de l'ascaris de l'homme, mais la majorité des auteurs s'accordent à dire que le porc aurait transmis le parasite à l'homme au moment de la domestication de l'animal. Cependant, si les œufs retrouvés à Arcy-sur-Cure sont réellement d'origine humaine, cela signifierait que l'homme serait l'hôte ancestral du parasite. Les études génétiques conduites sur les 2 ascaris, *Ascaris lumbricoides* de l'homme, et *Ascaris suum* du porc, concluent à l'existence d'un lien génétique entre les 2 espèces. En effet, 3 haplotypes identiques ont été découverts dans l'ADN mitochondrial des 2 parasites (Anderson et Jaenike, 1997). Malheureusement, il semble impossible de déterminer l'hôte primitif de l'ascaris à partir de tels résultats. Seuls les études menées sur des œufs fossiles permettront de clarifier la situation. Des essais ont déjà été réalisés sur du matériel archéologique récent (Loreille *et al.*, 2001). Mais le clonage et l'amplification de portion d'ADN dégradé par les processus taphonomique restent encore difficiles.

Il faut espérer que les progrès de la biologie moléculaire permettront de répondre à la question de l'origine de l'ascaridiose humaine (Loreille et Bouchet, 2003).

Chapitre VII

Conclusion de l'étude helminthologique

Cette étude helminthologique est réalisée sur un laps de temps défini et dans une région restreinte, la Haute Souabe. L'étude comparative de plusieurs villages lacustres dans cette région a permis la comparaison des résultats d'un site à l'autre. Pour la première fois, il a été possible de mettre en évidence des variations de parasitoses dans le temps. Plusieurs hypothèses ont été avancées pour expliquer ces fluctuations, mais la plus pertinente est celle de la crise climatique et économique qui survient durant cette période du Néolithique moyen/final. Ainsi, les changements d'habitudes alimentaires, induits par cette crise, ont entraîné des modifications sensibles dans la charge parasitaire des habitants des villages lacustres. La possibilité d'étudier les variations des parasitoses dans le temps ouvre de nouvelles perspectives à la Paléoparasitologie, avec la possibilité de confirmer ou de mettre en évidence des changements culturels, et de proposer des hypothèses sur la cause de ces modifications.

Cette avancée importante de la Paléoparasitologie nécessite cependant d'être vérifiée et soutenue par des travaux supplémentaires. Car il faut rappeler que seuls 6 sites archéologiques ont été étudiés dans cette région qui comprend plus d'une centaine de sites entre la période du Néolithique ancien à l'âge du Bronze. De nouvelles études sont déjà prévues, en collaboration avec l'Allemagne, la France, la Suisse et l'Italie du Nord.

La comparaison avec les résultats obtenus sur les couches Horgen du site de Chalain (Jura) montre des similitudes évidentes. Le taux de parasitoses communes entre les sites Horgen étudiés et les 2 couches de comparaison de Chalain 3 et Chalain 19 oscille entre 80 et 100 %.

L'importance de la bothriocéphalose dans la région étudiée permet un rapport intéressant avec la résurgence actuelle de la parasitose autour des lacs sub-alpins de France, de Suisse et d'Italie. Il est donc évident que la parasitose ne s'est pas déplacée, mais est restée campée dans cette zone géographique, suggérant ainsi que les conditions environnementales sont restées très propices au développement et à l'entretien du cycle biologique du parasite.

Les conclusions sont différentes concernant l'opistorchiose. En effet, la majeure partie des cas actuels est issue de l'Asie du sud-est et de régions dont les conditions de vie sont médiocres. L'élimination des déchets fécaux n'est pas gérée, et la pollution des eaux par les matières fécales est courante. La découverte de cette parasitose dans le village suisse du Néolithique, Arbon-Bleiche 3, nous laisse suggérer un mode de vie similaire et une hygiène plus qu'aléatoire. Des travaux de Paléoparasitologie menés en synergie en Europe et en Asie

permettront peut-être de comprendre l'évolution ou les migrations de la parasitose au cours des siècles.

L'absence d'ascaris dans les échantillons néolithiques de cette étude vient renforcer les observations faites par l'ensemble de la communauté des paléoparasitologues, à savoir, l'apparition du parasite en Europe à partir de l'Age du fer. Là encore, il faudra attendre de nouvelles études pour conclure sur les courants migratoires humains ou animaux qui ont conduit au développement de l'ascaris en Europe.

Enfin, les travaux de microscopie sous cathodoluminescence réalisés sur les coprolithes roumains du Tell d'Harsova, sont une nouvelle possibilité d'étudier des échantillons, même lorsque ceux-ci sont largement minéralisés et vierges de tout reste parasitaire. Cette technologie est une piste de travail qu'il faudra développer à l'avenir, en particulier pour les contextes où les conditions taphonomiques ne permettent que difficilement la conservations des marqueurs parasitaires.

Deuxième partie

La recherche

d'unicellulaires

Table des matières

Chapitre I	134
Introduction	134
Chapitre II	137
Etude bibliographique	137
1- Introduction.	138
2- Les unicellulaires intestinaux	138
3- Les unicellulaires sanguins	143
3.1- <i>Plasmodium falciparum.</i>	144
3.2- <i>Trypanosoma cruzi.</i>	147
4- Protozoaires tissulaires	150
4.1- <i>Sarcocystis</i> sp.	150
4.2- <i>Toxoplasma gondii.</i>	151
5- Conclusion	152
Chapitre III	154
Les échantillons	154
1- Kophovouno.	155
2- Lattes, Mas Saint-Sauveur.	155
3- Chevenez	156
4- Pineuilh.	156
5- Meadowlark cemetery.	156
Chapitre IV	160
Méthodes	160
1- Introduction.	161
2- Préparation des échantillons	161
3- Le kit "<i>Entamoeba histolytica</i> II"	162
3.1- Principe du test <i>Entamoeba histolytica</i> II.....	162
3.2- Le kit <i>Entamoeba histolytica</i> II se compose.....	162
3.3- Procédure du test " <i>Entamoeba histolytica</i> II".....	163
4- Le kit "<i>Giardia</i> II"	163
4.1- Principe du test " <i>Giardia</i> II"	164
4.2- Le kit ELISA " <i>Giardia</i> II" se compose :	164
4.3- Procédure du test <i>Giardia</i> II:	165
5- L'ImmunoFluorescence directe.	166
5.1- Principe du test.....	166
5.2- Le kit MeriFluor® se compose.....	166

5.3- Procédure du test MeriFluor®	167
6- Le kit ImmunoCard STAT! <i>Cryptosporidium/Giardia</i>.....	168
6.1- Principe de la méthode.....	168
6.2- Le kit ImmunoCard STAT! se compose.....	168
6.3- Procédure du test.....	169
Chapitre V.....	172
Résultats	172
1- Résultats des tests ELISA.....	173
2- Résultats des autres tests immunologiques.....	174
2.1- L'immunofluorescence.....	174
2.2- Les immunocartes.....	174
Chapitre VI	176
Données actuelles	176
1- L'amibiase à <i>Entamoeba histolytica</i>	177
1.1- Le cycle non pathogène : forme <i>minuta</i>	177
1.2- Le cycle pathogène : forme <i>histolytica</i>	177
2- La giardiase.....	179
Chapitre VII.....	180
Discussion	180
1- Introduction.....	181
2- Les apports de l'immunologie à la Paléoparasitologie.....	181
2.1- La présence d'antigènes.....	181
2.2- L'absence d'antigènes.....	182
3- Discussion des résultats.....	182
3.1- Les résultats d' <i>Entamoeba histolytica</i>	182
3.1.1- La sensibilité des kits.....	183
3.1.2- La conservation des antigènes.....	183
3.1.3- La variation antigénique.....	184
3.1.4- L'hypothèse de souches différentes.....	184
3.2- Les résultats de <i>Giardia intestinalis</i>	185
3.2.1- Conservation de l'antigène de <i>Giardia intestinalis</i>	185
3.2.2- La variabilité des antigènes de <i>Giardia intestinalis</i>	186
Chapitre VIII	187
Conclusion de l'étude d'unicellulaires	187

Chapitre I

Introduction

Les témoins fossiles des unicellulaires parasites sont rarement mis en évidence en contextes archéologiques. Le peu de résultats et de travaux publiés en sont la preuve évidente. Mauvaise conservation, techniques de recherche inadaptées, ou difficultés d'observations, de ce constat découle un problème essentiel : les études paléoparasitologiques se trouvent tronquées par le manque d'information sur la partie la plus importante des maladies parasitaires : les protozoonoses.

Cette deuxième partie est entièrement consacrée à la recherche des traces fossiles des unicellulaires parasites de l'homme par des techniques immunologiques. Elle a pour but principal d'élargir l'éventail des parasitoses mises en évidence en contextes historiques et préhistoriques, pour enrichir nos connaissances sur la répartition et l'évolution des protozoonoses à travers le temps et l'espace.

Les tests immunologiques ont eu, dans un premier temps, pour objectif de rechercher les traces de la présence de protozoaires parasites intestinaux sous forme de coproantigènes conservés dans les sédiments et/ou dans les coprolithes. Plusieurs techniques ont pour cela été mises en jeu : la technique ELISA (Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay), l'immunofluorescence (IF), et des techniques d'immunochromatographie. Elles permettent de détecter les antigènes de deux protozoaires parasites des intestins de l'homme :

- *Entamoeba histolytica*.
- *Giardia intestinalis*.

Ces 2 parasites font l'objet, depuis les années 90, d'un intérêt grandissant car ils sont une des principales causes de diarrhée dans le monde. Avec *Cryptosporidium parvum*, ils représentent les 3 protozoaires à visée gastro-intestinale, cosmopolites et à forte prévalence, causant plus d'un milliard d'infections et près d'un million de morts par an (Thiriat, 1998; Chesnot, 2003). La découverte du virus HIV (sida) a, de plus, encouragé les chercheurs à développer les outils nécessaires à leur détection et les médicaments pour leur traitement.

Dans le cadre de cette étude, nous n'avons pas réussi à obtenir de kit ELISA pour la détection de *Cryptosporidium parvum*, car ceux-ci ne sont plus commercialisés en France par les laboratoires avec lesquels nous avons collaboré. Certaines méthodes utilisées lors de ce travail, permettent la détection simultanée de *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium parvum*. Seule la détection de *G. intestinalis*, pouvant être vérifiée par ELISA, a été évaluée.

Les tous premiers essais ont été réalisés à l'Institut Oswaldo Cruz, à Rio de Janeiro, en collaboration avec les laboratoires brésilien et américain (Gonçalves *et al.*, 2002; 2004) (cf. Chapitre II, Etude bibliographique). Lors de ces travaux, 3 échantillons de coprolithes du site néolithique d'Arbon-Bleiche 3 se sont révélés positifs aux antigènes de l'amibe *Entamoeba histolytica* faisant de ces antigènes, les plus anciens retrouvés en contexte archéologique.

Par la suite, plusieurs tentatives ont été menées au laboratoire de Reims pour rechercher les traces antigéniques des 2 protozoaires, dans les échantillons néolithiques suisses et allemands, y compris les échantillons d'Arbon-Bleiche 3 qui s'étaient révélés positifs lors des tests effectués au Brésil. Malheureusement, aucun échantillon néolithique lacustre ne s'est avéré positif pour *Giardia intestinalis* ou pour *Entamoeba histolytica*.

Les résultats contradictoires concernant les échantillons suisses sont, à notre avis, dus à la présence de formol dans les échantillons traités au Brésil.

Pour apporter des éléments de réponse aux problèmes posés par les différents protocoles techniques, les échantillons utilisés lors des tests effectués en France ne contiennent pas de formol, et ont été réhydratés dans de l'eau distillée (cf. Chapitre Méthodes).

Parallèlement aux tests effectués sur le matériel Néolithique, d'autres analyses ont été menées sur différents échantillons faisant partie de la collection du laboratoire de Reims. Beaucoup de ces échantillons ont donné des résultats positifs pour les *Protozoa* recherchés. L'un des objectifs de ce travail étant d'accroître les possibilités de détection des parasitoses en contexte archéologique, il nous a semblé important sinon obligatoire de présenter les résultats des tests effectués sur le matériel différent de celui de la recherche des helminthes au Néolithique.

Chapitre II

Etude

bibliographique

1- Introduction.

Les œufs d'helminthes parasites du tube digestif de l'homme et des animaux sont les restes fossiles majoritairement mis en évidence au cours des études paléoparasitologiques, et ce, depuis leur début, au 20^{ème} siècle, lorsque Sir Armand Ruffer (1910) découvre des restes d'œufs calcifiés de *Schistosoma haematobium* dans le corps d'une momie égyptienne datée de 1250-1000 avant JC. Les kystes et oocystes de protozoaires parasites ne représentent, quant à eux, qu'un très faible pourcentage des découvertes dans ce domaine.

Une partie importante de ce travail étant consacrée à l'étude et la mise en évidence d'antigènes de protozoaires dans le matériel d'étude archéologique, il apparaît important de faire une mise au point de la recherche des protozoaires en contextes historiques.

Grâce à la volonté des chercheurs de vouloir élargir l'éventail des parasitoses mises en évidence en contextes archéologiques associée aux progrès importants de la technologie en matière de détection, quelques mentions sur la présence de protozoaires parasites de l'homme et des animaux ont été relevées au cours des différents travaux de paléoparasitologie.

2- Les unicellulaires intestinaux.

La première observation de protozoaires intestinaux en Paléoparasitologie est faite par Witemberg, en 1961. Il trouve des kystes d'*Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia* et *Chilomastix mesnili* dans 2 coprolithes issus des fouilles du site de Nahal Mishmar (Désert de Judée, Palestine) daté de la période Bar-Kochba (132-135 après JC.).

Cette découverte est, à notre connaissance, la première mention de protozoaires parasites en Paléoparasitologie.

En 1982, Fouant *et al.* observent la présence de kystes d'*Entamoeba* sp. dans 88 échantillons de momies précolombiennes, du Pérou et du Chili, issues de plusieurs cultures indiennes. Les auteurs mettent en évidence les kystes d'*Entamoeba* sp. au microscope optique, mais utilisent également un kit commercial ELISA pour rechercher la présence d'antigènes d'*Entamoeba histolytica* dans les échantillons. Les résultats du test immunologique sont tous négatifs. Plusieurs hypothèses sont émises par les auteurs pour expliquer cette négativité.

D'une part, l'espèce d'*Entamoeba* sp. observée au microscope peut ne pas être *E. histolytica*, mais *E. coli*. D'autre part, les kystes fossiles ont pu avoir perdu leur antigénicité avec le temps.

Plusieurs remarques sont à formulées concernant cette publication. Les auteurs semblent ne pas faire la distinction entre les kystes d'*Entamoeba histolytica* et ceux d'*E. coli*. Or les tailles des kystes sont différentes. Les kystes d'*E. histolytica* ont un diamètre d'environ 12 à 15 µm. Les kystes d'*E. coli*, quant à eux, sont généralement plus grands avec un diamètre de 15 à 25 µm (Deluol, 1998). Une seconde remarque concerne les kits immunologiques employés. Ce sont des kits de première génération qui n'emploient pas encore d'anticorps monoclonaux spécifiques. De plus, le test a été réalisé sans faire de contrôle positif, rendant les résultats incertains.

En 1989, Faulkner *et al.* mettent en évidence la présence de kystes de 10-12 µm de long pour 7-9 µm de large attribuables au genre *Giardia* sp. dans 1 coprolithe prélevé sur le site de Big Bone Cave (Tennessee, USA), et daté par radiocarbone autour de 2177 ± 145 ans BP. Ils confirment la nature du parasite, *Giardia intestinalis*, par immunofluorescence indirecte en utilisant un kit commercial à base d'anticorps monoclonaux spécifiques du protozoaire. Ces travaux sont les premiers qui ont permis de mettre en évidence des antigènes d'unicellulaire parasite sur des échantillons archéologiques en utilisant des outils immunologiques.

En 1992, Ferreira *et al.* relèvent la présence d'oocystes d'*Eimeria* sp. dans des coprolithes de cervidés (*Mazama* sp.) prélevés sur le site de Perna I (São Raimundo Nonato, Brésil) (photo 48). Le site est daté par radiocarbone autour de 9000 ans BP. Les auteurs insistent sur la difficulté de déterminer les oocystes d'*Eimeria* sp. jusqu'au niveau de l'espèce à cause des mesures de diamètres et des structures internes quasi inexistantes. Les tailles relevées suggèrent que les restes retrouvés appartiennent à une nouvelle espèce d'*Eimeria* sp. appelée pour l'occasion *Eimeria lobatoi*. C'est la première fois en Paléoparasitologie que ce protozoaire est mis en évidence.

La détermination des oocystes de coccidies est très délicate. Le recours à la coproculture est souvent nécessaire pour provoquer la sporulation des oocystes et distinguer les différents genres. Par exemple, les oocystes du genre *Isospora* sp. renferment, après sporulation, 2 sporocystes à 4 sporozoïtes, tandis que ceux du genre *Eimeria* sp., contiennent

4 sporocystes à 2 sporozoïtes chacun (Wéry, 1995). Dans le cadre des études paléoparasitologiques, il est évident que l'utilisation de la coproculture est impossible.

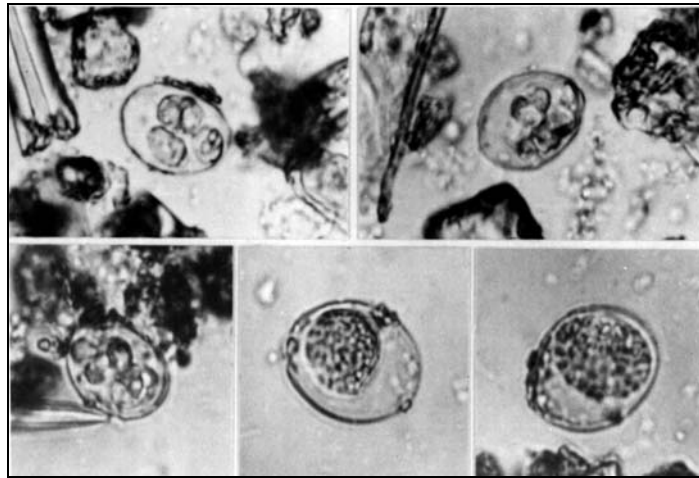


Photo 48 : Kystes d'*Eimeria lobatoï* retrouvés dans des coprolithes de cervidés au Brésil.

(Photo : Ferreira *et al.*, 1992).

En 1999, Allison *et al.* mettent en évidence des traces d'antigènes de 2 unicellulaires, *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium parvum*, dans des échantillons de momies précolombiennes de la région des Andes, datées de 500 à 3000 ans BP. Les auteurs ont utilisé le kit d'Immunofluorescence directe commercialisé par Méridian® (cf. Chapitre V, Méthodes) pour détecter les parasites dans les échantillons. Sur les 39 momies étudiées, 7 sont positives à *Giardia intestinalis* et 15 sont positives à *Cryptosporidium parvum*. Les auteurs ont ensuite comparé ces premiers résultats avec ceux obtenus en utilisant des kits ELISA, du même fournisseur Méridian®, spécifiques de chaque protozoaire. Il en résulte que la sensibilité du kit de détection par immunofluorescence serait plus importante que celle des kits ELISA. En effet, sur les 7 échantillons positifs pour *Giardia* sp. avec l'IF directe, seulement 2 se sont montrés positifs avec la technique ELISA. De même pour les échantillons positifs à *Cryptosporidium* sp. Sur les 15 positifs avec l'IF directe, avec le test ELISA, seulement 8 furent détectés positifs.

Les résultats contradictoires observés lors de ce travail soulèvent des interrogations. Des informations complémentaires sur la nature des antigènes recherchés sont nécessaires pour tenter d'expliquer ou de discuter les différences de résultats. Le kit d'immunofluorescence directe met en jeu des anticorps monoclonaux pour la détection d'antigènes situés à la surface des kystes (Zimmerman et Needham, 1995), alors que les kits ELISA semblent utiliser des anticorps polyclonaux (Aldeen *et al.*, 1998). Cependant, ces

anticorps ne sont pas orientés contre l'antigène de la protéine Cyst Wall Protein 1, connue pour sa grande stabilité dans le temps (Fedorko *et al.*, 2000). Il serait intéressant de refaire les tests en utilisant un kit ELISA mettant en jeu des anticorps monoclonaux orientés contre l'antigène de la Cyst Wall Protein 1, comme le kit ELISA *Giardia* II de Techlab.

En 2002, les premiers travaux communs de paléoparasitologie, entre les laboratoires du Brésil, des Etats-Unis et de France, permettent de mettre en évidence la présence de *Giardia intestinalis* dans plusieurs échantillons archéologiques à la fois sur l'Ancien et sur le Nouveau Monde issus des 3 laboratoires (tableau 11) (Gonçalves *et al.*, 2002). L'utilisation de kits ELISA spécifiques pour les antigènes de *Giardia intestinalis* et commercialisés par les laboratoires Alexon® ont permis de détecter la présence du protozoaire dans 3 échantillons de Belgique, d'Allemagne et des Etats-Unis datés entre le 12^{ème} et le 18^{ème} siècle après Jésus-Christ. Les résultats montrent la possibilité d'utiliser les outils immunologiques pour la détection des parasites unicellulaires dans les échantillons archéologiques.

Pays	Nb d'échantillons	Datations	Positifs
Brésil	42	5230 BC à 1730 AD	0
Chili	28	4100 BC à 800 AD	0
USA	5	1200 AD à 1300 AD	1
Allemagne	3	1500 AD 1600 AD	1
Argentine	2	Précolombien	0
France	1	1400 AD	0
Belgique	1	18e s. AD	1

Tableau 11 : Pays d'origine, datations et positivité des échantillons analysés pour les antigènes de *Giardia duodenalis* (D'après Gonçalves *et al.*, 2002).

Les kits ELISA utilisés lors de ce travail utilisent des anticorps monoclonaux orientés contre l'antigène spécifique GSA65 (Giardia-Specific Antigen 65). L'utilisation d'anticorps monospécifiques permet d'éviter les réactions croisées sources d'erreurs. Pour l'échantillon de Belgique, une des particularités était d'avoir pu observer les kystes de *Giardia* sp. directement dans le matériel réhydraté (Photo 49).



Photo 49 : Kyste de *Giardia intestinalis* retrouvé sur le site de Namur, Belgique. 10 x 6 μm .
(Photo F. Bouchet).

En 2003, Ortega *et al.* mettent en évidence pour la première fois des oocystes de *Cryptosporidium* sp. dans des échantillons archéologiques. 22 échantillons de coprolithes humains issus des fouilles du site péruvien de Los Gavilanes, région centre nord-est du Pérou, ont été analysés et testés pour *Cryptosporidium* sp. et *Giardia* sp. à l'aide du kit de détection par immunofluorescence Merifluor commercialisé par Méridian®. Sur les 22 échantillons testés, 3 se sont montrés positifs, dont 2 pour *Giardia* sp., datés respectivement de 2375-1525 ans avant Jésus-Christ et de 500-900 ans après JC., et 1 pour *Cryptosporidium* sp., daté vers 770-830 ans après JC. La découverte de kystes de *Giardia* sp. de 4000 ans dans la région péruvienne est une information importante sur la nosologie historique du continent sud-américain. Parallèlement à la recherche de *Cryptosporidium* sp. et de *Giardia* sp., les auteurs ont tenté de détecter la présence d'un autre protozoaire, *Cyclospora* sp., à l'aide d'un microscope sous épifluorescence UV permettant de détecter l'autofluorescence des kystes de *Cyclospora* sp. Aucun échantillon ne fut positif pour ce parasite.

Concernant la tentative de détection de *Cyclospora* sp. dans les échantillons du Pérou, quelques remarques sont à faire. Il faut préciser tout d'abord que le parasite n'est signalé chez l'homme que depuis 1979 (Ashford, 1979). Auparavant, il n'était connu que chez les animaux dont un seul mammifère, la taupe (Miegeville et Besson, 1997). Les connaissances actuelles sur le parasite situeraient son origine au niveau du continent asiatique (Deluol et Junod, 1996), expliquant de ce fait l'absence de *Cyclospora* sp. dans les échantillons étudiés par Ortega *et al.*

Enfin, en 2004, une seconde étude entre les 3 laboratoires de paléoparasitologie du Brésil, des Etats-Unis et de France s'associent pour détecter des restes d'*Entamoeba histolytica* dans des échantillons issus des 3 laboratoires. Sur l'ensemble du matériel analysé, 20 échantillons se sont révélés positifs aux antigènes de l'amibe (tableau 12). Les auteurs insistent sur l'ubiquité apparemment importante de cette parasitose tant sur l'Ancien que sur le Nouveau continent. Les prochaines études devraient venir compléter ce premier travail, et permettre d'appréhender la répartition de la parasitose dans le monde à travers l'histoire.

Pays	Sites	Nb d'échantillons	Datations	Positifs
Brésil	Serra de Capivara	7	7800 BC	0
	Sao Domingos	1	4000-3000 BC	0
	Santa Elina	1	2000 BC à 0	0
Chili	Atacama	7	1000 BC	0
	Iquique	1	4100-1900 BC	0
Argentine	Fortin Minana	11	19e AD	9
	Neuquen	2	11e-16e AD	0
USA	Canyon de Chelly	17	10e-13e AD	3
Belgique	Namur	12	18e AD	2
Suisse	Arbon-Bleiche 3	5	3400 BC	3
Allemagne	Lubeck	1	15e AD	0
France	Grésine	5	500 BC	1
	Castillon du Gars	14	3e AD	2
	Montbéliard	1	15e-16e AD	0
Soudan	Sai	5	2700 BC à 1500 AD	0

Tableau 12 : Origines, datations et positivité des échantillons étudiés pour les antigènes d'*Entamoeba histolytica* (D'après Gonçalves *et al.*, 2004).

3- Les unicellulaires sanguins.

L'attrance naturelle de l'homme à étudier les momies, ainsi que l'abondance du matériel, tant dans les régions de la vallée du Nil (Egypte, Soudan) que dans les régions sud-américaines (Chili, Pérou), ont largement favorisé les études de corps momifiés. La

Paléoparasitologie n'est pas en reste puisque de nombreuses analyses sur les momies ont été menées depuis sa création en 1910 et les travaux de Ruffer (Cockburn *et al.*, 1975; Reyman, 1976; Reyman *et al.*, 1977; Horne et Lewin, 1977; Tapp, 1979a; 1979b; Deelder *et al.*, 1990; Miller *et al.*, 1992; 1993; Horne et Redford, 1995; Contis et David, 1996; David, 1997; Nunn et Tapp, 2000; Horne, 2002; Harter, 2003; Harter et Bouchet, 2004). Si ces travaux ont pu mettre en évidence la présence d'helminthes parasites dans le tube digestif de ces momies, d'autres en revanche ont permis de démontrer la présence, à plusieurs époques, de protozoaires, parasites du tissu sanguin ou des os.

Outre les momies, d'autres types de matériel comme les échantillons prélevés sur des squelettes ont fourni des résultats quant à la présence de protozoaires parasites.

3.1- *Plasmodium falciparum*.

Un des unicellulaires parasites les plus recherchés dans le matériel archéologique est le *Plasmodium* sp., agent du paludisme, première cause de mortalité à travers le monde à notre époque. Un des premiers chercheurs à avoir travaillé sur la présence de *Plasmodium* sp. dans les périodes historique est J. Lawrence Angel. A la fin des années 1960, alors qu'il travaille sur les pathologies osseuses des squelettes macédoniens de l'Antiquité, JL. Angel tente de mettre en rapport les fluctuations du taux de squelette présentant une hyperostose poreuse avec les variations climatiques et la présence de *Plasmodium* sp. (Angel, 1966). Mais à aucun moment il ne peut prouver la présence de l'organisme pathogène dans son matériel. De plus, le problème de la thalassémie se pose à lui, car cette maladie génétique, également présente dans cette région, provoque les mêmes déformations que la malaria (Borza, 1979; 1995).

La première mise en évidence d'antigènes de *Plasmodium* sp. dans du matériel archéologique est très récente. En 1994, Miller *et al.* utilisent un test immunologique sur les tissus de plusieurs momies d'Egypte et de Nubie datées de 3200 ans avant JC. à 350-550 ans après JC. Ce test immunologique, ParaSightTM-F test (Becton-Dickinson, USA) permet de détecter les antigènes spécifiques de la protéine HRP-2 (Histidine Rich Protein-2) de *Plasmodium falciparum* (Shiff *et al.*, 1993 ; Omar *et al.* 1999), espèce mortelle du parasite. Sur les 18 échantillons analysés, 7 d'entre eux ont été positifs à *Plasmodium falciparum* (Tableau 13). Ces travaux sont les premiers qui ont permis de mettre en évidence des antigènes conservés de *Plasmodium falciparum* dans du matériel archéologique. Les auteurs

insistent sur la stabilité du marqueur antigénique (PfHRP-2) sur une période de plus de 5000 ans, et sur le potentiel informatif qu'offrent de telles techniques de détection à la connaissance des répartitions anciennes des parasitoses.

Site	Sample no.	Date	Sex	Age (years)	PfHRP-2 ^a
Egypt					
Gebelein	C.482 EPG11	3200 BC	Female	30	+
Gebelein	C.491 EPG16	32000 BC	Male	21	+
Gebelein	C.471 EPG26	3200 BC	Female	20	-
Gebelein	C.457 EPG23	3200 BC	Male	30	+
Gurna	-	700 BC	Female	>50	+
-	BM 37949	1304-1085 BC	-	-	+
-	BM 25568	1304-1085 BC	-	-	+
Chile					
Camarones	CAM15D T23	1375 BC	-	-	-
Camarones	CAM15D T9	1375 BC	-	-	-
Nubia					
North Argin	NAX 631A	AD 350-550	-	-	-
North Argin	NAX 643C	AD 350-550	Male	34	-
North Argin	NAX 652	AD 350-550	Female	48	-
North Argin	NAX 670	AD 350-550	-	1-2	-
North Argin	NAX 671	AD 350-550	Male	>50	-
North Argin	NAX 676A	AD 350-550	Male	29	-
North Argin	NAX 675B	AD 350-550	Male	30	-
North Argin	NAX 680	AD 350-550	Male	29	+
North Argin	NAX 682	AD 350-550	-	-	-
North Argin	NAX 689A	AD 350-550	Male	30	-
North Argin	NAX 692	AD 350-500	Female	>15	-

^aP. falciparum histidine-rich protein-2; +, present; -, not detected.

Tableau 13 : Présence de la protéine PfHRP-2 dans les échantillons étudiés par Miller *et al.*, (1994). La momie du site de Gurna (Egypte) est également appelée momie de Granville.

La protéine PfHRP-2 est présente dans le cytoplasme et à la surface des globules rouges infectés par *Plasmodium falciparum*. C'est un très bon marqueur de présence du parasite. Néanmoins, il faut noter que le test ParaSightTM-F n'est plus commercialisé actuellement car il était soumis à controverse (Bouchaud *et al.*, 2000). En effet, les anticorps monoclonaux IgG mis en jeu dans le test ont montré plusieurs fois des réactions croisées avec des facteurs rhumatoïdes présents dans le sérum (Laferl *et al.*, 1997; Iqbal *et al.*, 2000; Bartoloni *et al.*, 2000). D'autre part, le test ParaSightTM-F ne réagit correctement que pour des concentrations de parasite dans le sang supérieures à 100 parasites/ μ l (Moody, 2002). Les résultats obtenus par Miller *et al.* sont donc à vérifier. Des vérifications avec d'autres formes de tests auraient de toute manière pu être conduites par les auteurs.

En 1997, Taylor *et al.* publient un article sur l'utilisation de la technique de PCR (Polymerase Chain Reaction) pour détecter l'ADN des quatre espèces de *Plasmodium* sp. dans du matériel archéologique. 5 échantillons humains d'époques différentes ont été

analysés : 2 échantillons d'os d'époque moderne, prélevés sur les corps conservés de 2 adultes morts de malaria en 1936 et 1937 (Collection Hamann Todd human). 2 échantillons d'os d'époque médiévale espagnole. Le premier, pris sur le squelette d'un jeune homme retrouvé dans la nécropole de Los Castros de Lastra (Alava, Espagne). Et le second, prélevé sur le squelette d'un adulte de la nécropole de Santa Eulania (Alava, Espagne). Enfin, le cinquième et dernier échantillon, est issu de la momie égyptienne de Granville, datée de 700 avant JC. et étudiée par Miller *et al.* en 1994 (Cf. supra). Sur les 2 échantillons modernes, seul le second, mort en 1937, a permis de retrouver l'ADN de *Plasmodium* sp. Les 2 échantillons archéologiques espagnols se sont révélés négatifs à la PCR. Enfin, l'échantillon de la momie de Granville, déclarée positive à l'antigène de la protéine PfHRP-2 par Miller *et al.* avec le test du ParaSight™-F, n'a pas permis de mettre en évidence l'ADN du parasite. Ce travail est le premier ayant permis la découverte d'ADN parasitaire dans des échantillons archéologiques.

La différence de résultat trouvé sur la momie de Granville peut être due à un faux positif ou d'une réaction croisée. Le test utilisé par Miller *et al.* est à mettre en cause dans cette différence de résultat pour les raisons citées précédemment.

En 1999, Cerruti *et al.* recherchent le protozoaire dans 50 échantillons de peau, de muscles, de dents et d'os prélevés sur les momies les mieux conservées de la collection Marro du Musée Anthropologique et Ethnographique de Turin, Italie. Les corps, originellement retrouvés sur les sites de Gebelen et d'Assiout, sont datés de la période prédynastique, autour de 3200 ans avant JC. Cerruti *et al.* ont utilisés pour ce travail le test immunologique ParaSight™-F (cf. supra). Près de 40 % des échantillons testés avec le ParaSight™-F furent positifs pour *Plasmodium falciparum*. Parallèlement aux analyses immunologiques, les auteurs ont étudiés les traces d'anémie visibles sur chacun des corps (*Cribra orbitalia*, hyperostose poreuse). 60 % des momies présentaient des signes d'anémie pouvant être dus au parasite, mais aussi à des carences alimentaires ou des maladies sanguines. Cependant, 92 % des individus atteints par *Plasmodium falciparum* présentaient également des signes osseux, suggérant que la malaria était une cause importante d'anémie chez cette population. Les auteurs ont comparé leurs résultats à ceux des études épidémiologiques actuelles de la même région, montrant une similitude certaine (Rabino Massa *et al.*, 2000).

Dans cette étude encore, l'utilisation du test ParaSight™-F oblige à relativiser les résultats obtenus par Cerruti *et al.* De nouveaux tests seraient souhaitables pour vérifier les premières analyses.

En 2002, Harter réalise des tests immunologiques pour la détection de *Plasmodium* sp., sur plusieurs échantillons de tissus musculaires de momies provenant de l'île de Saï (Nubie). Les tests utilisés étaient les cartes NowICT-Palu commercialisées en France par les laboratoires Fumouze® (photo 50). Les résultats furent tous négatifs. La nature et la préparation des échantillons avant les tests sont probablement à remettre en cause (Harter, 2003). Cependant, la sensibilité de la technique utilisée peut également être une limite à l'utilisation de tels outils sur du matériel archéologique.



Photo 50 : Test Now®ICT-Palu utilisés par Harter en 2002.

3.2- *Trypanosoma cruzi*.

Le second protozoaire essentiellement mis en évidence ces dernières années en Paléoparasitologie, est l'agent responsable de la deuxième plus importante maladie à transmission vectorielle en Amérique du Sud : la maladie de Chagas. Cette parasitose est une trypanosomiase provoquée par un protozoaire sanguin nommé *Trypanosoma cruzi*.

La première mise en évidence de la trypanosomiase dans du matériel archéologique date de 1985, avec les travaux de Rothhammer *et al.* Les auteurs travaillent sur 35 momies exhumées à Quebrada de Tarapacá dans le désert chilien, et datées entre 470 avant JC. et 600 après JC. (Núñez, 1982). L'autopsie des 22 corps les mieux conservés révèle la présence de déformations physiopathologiques de type méga-syndrome, typiques de la maladie de Chagas. Parmi les momies, 41 % présentent le syndrome mégacôlon (taille anormalement grande du colon et des coprolithes), 9 % sont atteints de cardiomégalie, et 4,5 % de méga-œsophage.

Plusieurs autres hypothèses sont discutées par les auteurs pour expliquer les observations de lésions. La fermentation qui a lieu lors de la momification naturelle des corps peut parfois provoquer le gonflement des organes. Mais la découverte de méga-coprolithes exclue cette possibilité. De même la fermentation d'aliments tels les haricots (*Phaseolus lunatus*) est écartée par les analyses de macrorestes végétaux des coprolithes. Les hautes altitudes peuvent également provoquer l'augmentation de taille du colon (Frisancho, 1974). Or la population de cette région d'Amérique du Sud est connue pour le mélange avec des habitants des régions proches de haute altitude. Mais la comparaison des proportions de mégacôlons avec les momies d'une vallée voisine, la vallée d'Azapa, soumise aux mêmes migrations de populations, suggèrent que les cas de mégacôlons observés par Rothhammer *et al.* ne sont pas dues à l'altitude. Finalement, les observations faites par Rothhammer *et al.* sur les momies chiliennes sont bien des cas de maladie de Chagas, et indiquent que le parasite était présent au nord du Chili 500 ans avant JC.

En 1992, Fornaciari *et al.* mettent en évidence le parasite responsable de la maladie de Chagas dans les tissus d'une momie de femme, datée du 15^{ème}-16^{ème} siècle avant JC., retrouvée sur le site de Cuzco, au Pérou, ancienne capitale de l'empire Inca, et conservée au Musée National d'Anthropologie et d'Ethnologie de Florence, Italie. Le corps présentait des signes évidents de la maladie avec cardiomégalie, méga-œsophage, mégacôlon et présence de fèces de taille anormalement grosse. Pour vérifier l'hypothèse de la présence de *Trypanosoma cruzi* dans les tissus de la momie, Fornaciari *et al.* utilisent une technique immunohistochimique mettant en jeu des anticorps monoclonaux spécifiques du parasite (FCH-F8-1 et FCH-F8-4). Enfin, des analyses supplémentaires de l'ultrastructure des tissus du myocarde ont permis d'observer la forme amastigote de *Trypanosoma cruzi* et de prouver définitivement la présence du protozoaire. Ce travail est la toute première observation directe d'un cas de maladie de Chagas dans des momies péruviennes.

4 années plus tard, en 1996, Bastos *et al.* momifient artificiellement le corps d'une souris préalablement infectée par *Trypanosoma cruzi* pour rechercher les traces du parasite dans les tissus de l'animal (cœur, os, muscle, foie, moelle et pancréas). Ils adoptent une approche similaire à celle choisie par Salo *et al.* en 1994 pour rechercher les traces de l'agent responsable de la tuberculose, *Mycobacterium tuberculosis*, dans des corps humains momifiés. Ils utilisent la technique de Polymerase Chain Reaction (PCR), et les primers

spécifiques S 35 et S36, pour cloner et amplifier avec succès un fragment de 330 pb du parasite (Avila *et al.*, 1991).

Ce travail a servi de base à F. Guhl *et al.*, qui en 1997 décident d'appliquer la même méthode pour détecter *Trypanosoma cruzi*, mais directement à du tissu humain momifié daté de 2000 ans avant JC à 1400 après JC. (Photo 51). Ce travail est le premier qui permet de mettre en évidence de l'ADN fossile de *Trypanosoma cruzi* dans du tissu humain. Les auteurs précisent à la suite de ces résultats que les humains habitants dans les sites côtiers sud-américains, il y a 4000 ans, souffraient de la maladie de Chagas (Guhl *et al.*, 1999; 2000).



Photo 51 : Corps momifié naturellement du désert d'Atacama (Chili) étudié par Guhl *et al.* en 1997 et positif à *Trypanosoma cruzi*.

En 2000, Ferreira *et al.* mettent à leur tour le parasite en évidence dans 6 échantillons de momies datés entre 2000 ans avant JC. et 1400 après JC., et conservés au Musée archéologique de San Pedro de Atacama, Chili. La technique employée est la même que celle utilisée par Bastos *et al.* en 1996, puis par Guhl *et al.* en 1997. Il faut signaler que beaucoup des collaborateurs de Bastos ont participé aux manipulations réalisées en 2000. Les auteurs discutent des résultats en terme d'évolution de la parasitose dans la région andéenne depuis son apparition chez l'homme jusqu'à aujourd'hui. Plusieurs hypothèses sont posées. Zeledon et

Rabinovich émettent la première en 1981 en expliquant que le cycle initial du parasite était forestier. L'installation de l'homme, vers 5000 ans BP., dans les foyers de développement de l'insecte vecteur de la parasitose, une punaise du genre *Triatoma* sp. ou *Rhodnius* sp., aurait favoriser la transmission du parasite à l'homme et l'apparition des premiers cas de la maladie de Chagas (Zeledon et Rabinovich, 1981). En 1985, Rothhammer *et al.* émet l'hypothèse que le parasite aurait été transmis à l'homme au moment des débuts de la domestication, passant des rongeurs et des camélidés, à l'homme (Rothhammer *et al.*, 1985).

En 2004, Aufderheide *et al.*, analysent 283 échantillons de momies issues, elles aussi, du désert d'Atacama (Nord du Chili et sud du Pérou). Les échantillons sont datés depuis les premières cultures Chincorros (7050 à 3000 BC) jusqu'à l'époque coloniale (1850 AD). Les auteurs étudient les résultats et tentent de voir l'évolution de la maladie tout au long de l'histoire de la région. Mais la prévalence de la parasitose semble ne pas varier de manière significative en fonction des cultures, de l'âge des populations ou encore du sexe.

4- Protozoaires tissulaires.

4.1- *Sarcocystis* sp.

En 2003, Hidalgo-Arguello *et al.* travaillent sur les 13 tombes de la famille royale de León, conservées dans la Basilic de St Isidore, Espagne. Parmi les restes, certains corps se sont momifiés naturellement. En examinant, à l'aide d'un trichineloscope, des fragments de muscles conservés, les auteurs mettent en évidence des kystes de *Sarcocystis* sp. (photo 52).

C'est la première fois qu'un parasite intramusculaire est retrouvé en Paléoparasitologie. Cette découverte ouvre de nouvelles perspectives sur l'analyse des tissus musculaires momifiés et élargit l'éventail des parasitoses mises en évidence dans du matériel archéologique.



Photo 52 : Momie de l'infante Sancha, étudiée par Hidalgo-Arguello *et al.*

4.2- *Toxoplasma gondii*.

Bien que le toxoplasme soit un parasite ubiquiste réparti sur l'ensemble de la planète, aucune détection de *Toxoplasma gondii* au niveau des populations anciennes n'a encore jamais été réalisée. Cependant, les premières études, pour la recherche du parasite dans du matériel archéologique, ont commencé en 2004, au Brésil, avec les travaux de Terra *et al.* Les auteurs ont utilisé la technique de PCR pour mettre en évidence et amplifier l'ADN de *Toxoplasma gondii* (Gène B1 de *T. gondii*) dans les tissus d'une souris artificiellement momifiée, et préalablement infectée par le parasite. L'information génétique du parasite a pu être retrouvée dans les muscles, le cerveau et le foie de l'animal. A long terme, l'utilisation de la biologie moléculaire en Paléoparasitologie devrait permettre d'affiner le diagnostic et de multiplier les possibilités d'études évolutives du génome des parasites.

Ce travail constitue la première étape pour la détection de *Toxoplasma gondii* dans des échantillons archéologiques. A Reims, la manipulation de Terra *et al.* a été reproduite avec succès sur un matériel similaire (photo 53). L'objectif suivant sera de rechercher l'agent de la toxoplasmose dans plusieurs échantillons historiques humains et animaux. Des prélèvements effectués sur des squelettes d'enfants hydrocéphales retrouvés en Grèce sur le site archéologique de Kophovounos, ainsi que des échantillons de sédiments provenant du chat retrouvé en contexte sépulcral à Chypre sur le site de Shillourokambos (Vigne *et al.*, 2004), sont en notre possession pour réaliser ces tests.



Photo 53 : Souris desséchée étudiée à Reims pour *Toxoplasma gondii*.

5- Conclusion

La mise en évidence de restes conservés de protozoaires parasites est rare en Paléoparasitologie (tableau 14). Il existe une disproportion importante entre les découvertes d'unicellulaires et les mises en évidence de métazoaires (helminthes) dans les échantillons archéologiques. Selon Reinhard *et al.* (1988) plusieurs facteurs directement liés aux éléments recherchés, expliquent ce déséquilibre. La nature chimique des membranes des oocystes, d'une part, qui ne leur permet de résister que peu de temps face aux processus diagenétiques des sols. Leur taille ensuite, rarement supérieure à 15 μm , qui les rend difficilement détectables en microscopie optique pour des grossissements inférieurs à x 400.

Malgré ces difficultés, plusieurs mentions sur la présence de protozoaires pour les périodes historiques, mais aussi préhistoriques, existent. Elles permettent d'enrichir les données sur les paléopathologies des populations anciennes, et donnent des informations importantes sur le niveau sanitaire de nos ancêtres.

Les nouvelles techniques en immunologie et en biologie moléculaire ont largement contribué aux découvertes citées précédemment. Les travaux les plus récents, réalisés en collaborations avec les Etats-Unis, le Brésil et la France, mettent en jeu ces nouvelles techniques pour la détection des protozoaires.

Une partie de ce travail de doctorat est entièrement consacré à la recherche des traces fossiles de *Protozoa* parasites intestinaux, et au développement des protocoles qui mettent en jeu les techniques d'immunologie.

Auteurs	Echantillons	Datations	Unicellulaires retrouvés	Techniques employées
Witemberg, 1961	Coprolithes	132-135 AD	<i>Entamoeba coli</i> <i>Entamoeba histolytica</i> <i>Giardia lamblia</i> <i>Chilomastix mesnili</i>	Microscopie optique
Fouant <i>et al.</i> , 1982	Momies péruviennes et chiliennes	Epoque précolombienne	<i>Entamoeba</i> sp.	Microscopie optique ELISA
Rothhammer <i>et al.</i> , 1985.	Momies chiliennes	470 BC à 600 AD	<i>Trypanosoma cruzi</i>	Autopsie
Faulkner <i>et al.</i> , 1989	Coprolithes	2177 ± 145 BP	<i>Giardia intestinalis</i>	Immunofluorescence
Ferreira <i>et al.</i> , 1992	Coprolithes	9000 BP	<i>Eimeria lobatoi</i>	Microscopie optique
Fornaciari <i>et al.</i> , 1992	Momie	1500 à 1400 BC	<i>Trypanosoma cruzi</i>	Immunohistochimie
Miller <i>et al.</i> , 1994	Momies		<i>Plasmodium falciparum</i>	ParaSight™-F
Bastos <i>et al.</i> , 1996	Souris desséchée	Actuelle	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PCR
Guhl <i>et al.</i> , 1997	Momies	2000 BC à 1400 AD	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PCR
Allison <i>et al.</i> , 1999	Momies	500 à 3000 BP	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Cryptosporidium parvum</i>	Immunofluorescence ELISA
Cerruti <i>et al.</i> , 1999	Momies	3200 BC	<i>Plasmodium falciparum</i>	ParaSight™-F
Ferreira <i>et al.</i> , 2000	Momies	2000 BC à 1400 AD	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PCR
Gonçalves <i>et al.</i> , 2002	Coprolithes et sédiments	5230 BC à 17 ^e siècle AD	<i>Giardia intestinalis</i>	ELISA
Ortega <i>et al.</i> , 2003	Coprolithes	2375 BC à 900 AD	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Cryptosporidium parvum</i>	Immunofluorescence
Hidalgo-Arguello <i>et al.</i> , 2003	Momies	10 ^e -11 ^e siècle AD	<i>Sarcocystis</i> sp.	Microscopie optique
Gonçalves <i>et al.</i> , 2004	Coprolithes et sédiments	7800 BC à 18 ^e siècle AD	<i>Entamoeba histolytica</i>	ELISA
Terra <i>et al.</i> , 2004	Souris desséchée	Actuelle	<i>Toxoplasma gondii</i>	PCR

Tableau 14 : Tableau récapitulatif des auteurs ayant mis en évidence des protozoaires dans des échantillons archéologiques.

Chapitre III

Les échantillons

102 échantillons provenant de 19 sites archéologiques d'époques et de localisations géographiques différentes ont été étudiés pour la détection des coproantigènes de *Giardia intestinalis* et *Entamoeba histolytica*. L'objectif de ces analyses étant d'obtenir une vision générale de la présence des parasites dans les sites archéologiques. La liste détaillée des échantillons avec les datations correspondantes se trouve à la fin de ce paragraphe (tableaux 15 à 18).

Parmi les 20 sites étudiés, 5 ont donnés des résultats positifs :

- Le site de Kophovouno, en Grèce : 5000-2000 avant JC.
- Le site de Lattes, en France : 2^{ème} siècle ap. JC.
- Le site de Chevenez, en Suisse : 7^{ème}-9^{ème} siècle ap. JC.
- Le site de Pineuilh, en France : 10^{ème} siècle ap. JC.
- Le site de Meadowlark Cemetery, aux USA : 19^{ème} siècle.

1- Kophovouno.

Le site archéologique de Kophovouno se trouve dans le Péloponnèse, en Laconie au sud de la ville de Spartes, en Grèce. Il est daté de 5000 à 2000 ans avant JC., soit de la période du Néolithique moyen/tardif jusqu'à la transition Néolithique/âge du Bronze. Au cours des multiples campagnes de fouilles, plusieurs squelettes entiers en connexion, ou partiels, ont été retrouvés. 5 échantillons de la série de prélèvements envoyés au laboratoire de Reims ont été analysés avec les techniques ELISA pour la mise en évidence des antigènes de *Giardia intestinalis* et d'*Entamoeba histolytica*.

2- Lattes, Mas Saint-Sauveur.

Le site archéologique du Mas Saint-Sauveur, à Lattes, fait l'objet d'une fouille programmée qui s'étend sur la zone sud-est de l'agglomération protohistorique qui correspond au quartier du port sur l'étang du Méjean. Deux prélèvements ont été réalisés dans les niveaux de comblements d'un des puits du site, le puits Pt 471 situé dans l'îlot 9, en plein centre ville. Le comblement de la structure est daté de la première moitié du 2^{ème} siècle après JC. (125-150 ap. JC.).

Les deux échantillons issus de l'unité stratigraphique (US 9166) contiennent le squelette d'un homme en connexion. En complément de l'analyse paléoparasitologie

"classique" (Vergeat *et al.*, sous presse), les 2 échantillons ont fait l'objet d'une recherche de paléoantigènes.

3- Chevenez.

Le site archéologique de Chevenez est situé dans le Jura suisse. Il est daté entre le 7^{ème} et le 9^{ème} siècle de notre ère. Deux secteurs de fouilles sont définis :

- Chevenez, Combe varu.
- Chevenez, Lai Coiratte.

Au cours des fouilles, plusieurs squelettes humains en place ont été mis en évidence. Des échantillons de sédiments ont été prélevés au niveau du bassin, du sacrum et de l'abdomen de chaque squelette pour réaliser des analyses paléoparasitologiques (Harter *et al.*, 2003). Au total, 14 échantillons ont été analysés. 5 d'entre eux, positifs aux helminthes, ont été retenus pour l'étude des unicellulaires parasites.

4- Pineuilh.

Le site archéologique de Pineuilh est situé en France, dans le département de la Gironde, près de la commune de Sainte-Foy la Grande. C'est un habitat dit "aristocratique" daté de la fin du 10^{ème} siècle de notre ère. L'habitat en question est construit dans un des bras mort de la Dordogne. La conservation du site en milieu humide est telle qu'elle permet de suivre son évolution sur près d'un siècle entre 979 et 1060 après JC. Le site de Pineuilh est le 2^{ème} habitat aristocratique connu pour la période de l'an mil avec le site de Charavines situé sur les bords du lac de Paladru (Isère) (Bouchet et Bentrard, 1997; Bouchet *et al.*, 2000).

Plusieurs échantillons ont été récoltés sur l'ensemble du site dans différentes couches archéologiques. 9 échantillons ont été analysés pour la présence de protozoaires.

5- Meadowlark cemetery.

Le site de Meadowlark cemetery est situé dans la ville de Manhattan, au Kansas, Etats-Unis. C'est un cimetière datant du 19^{ème} siècle. 5 échantillons de sédiment provenant de 5 squelettes humains entiers différents ont été prélevés au niveau de la cavité abdominale de chaque individu. Tous les échantillons ont fait l'objet d'une recherche de protozoaires.

SITES	ECHANTILLONS	Datations
ARBON	3146 copro	3384-3370 BC
	3146 sédiment	3384-3370 BC
	3147 copro	3384-3370 BC
	3147 sédiment	3384-3370 BC
	3149 copro	3384-3370 BC
	3149 sédiment	3384-3370 BC
	4201	3384-3370 BC
	HORNSTAAD	P5
P7		3917-3905 BC
P8		3917-3905 BC
P9		3917-3905 BC
P14		3917-3905 BC
SEEKIRCH		P2
	P3	3000-2900 BC
	P7	3000-2900 BC
	P9	3000-2900 BC
	P10	3000-2900 BC
	P11	3000-2900 BC
	P12	3000-2900 BC
	P13	3000-2900 BC
TORWIESEN II	P1	3283-3281 BC
	P2	3283-3281 BC
	P3	3283-3281 BC
	P4	3283-3281 BC
	P5	3283-3281 BC
	P6	3283-3281 BC
	P7	3283-3281 BC
	P8	3283-3281 BC
	P9	3283-3281 BC
	P10	3283-3281 BC
CHALAIN 3	LC 84 VI (3)	3100 BC
	NC 84 VI	3100 BC
	HC 85 VIII	3200-3160 BC
	FC 85 VIII (2)	3200-3160 BC
	HC 86 VIII	3200-3160 BC
	GC 85 VIII	3200-3160 BC
CHALAIN 19	CG 113 O (6)	3200-3160 BC

Tableau 15 : Echantillons néolithiques lacustres analysés en paléoimmunologie.

SITES	ECHANTILLONS	Datations
CHEVENEZ	Squelette 2 Abd	7è-9è s. AD
	Squelette 4 Ba	7è-9è s. AD
	Squelette 1 Sa	7è-9è s. AD
	Squelette 7 Abd	7è-9è s. AD
	Squelette 9 Abd	7è-9è s. AD
PINEUILH	P1	10è s. AD
	P2	10è s. AD
	P3	10è s. AD
	P4	10è s. AD
	P5	10è s. AD
	P6	10è s. AD
	P7	10è s. AD
LATTES	P1	125-150 AD
	P2	125-150 AD
MARLY	1 échantillon	18è s. AD
MONTBELIARD	1 échantillon	15è s. AD
ALEXANDRIE	ALX IV 2	0-100 AD
	ALX IV 6	0-100 AD
	ALX IV 9	0-100 AD
	ALX IV 19	0-100 AD
	ALX IV 20	0-100 AD
	ALX V 25	0-100 AD
	ALX V 28	0-100 AD
	ALX V 32	0-100 AD
	ALX V 37	0-100 AD
VILNIUS	PL3 K23	19è s. AD
	PL3 K25	19è s. AD
	PL3 K107	19è s. AD
	PL3 K54	19è s. AD
	PL3 K102	19è s. AD
	PL1 S28	19è s. AD
KOPHOVOUNOS	KE 0713/22	5000-2000 BC
	KE 0186/43	5000-2000 BC
	KE 0171/27	5000-2000 BC
	KE 0707/68	5000-2000 BC
	KE 0707/31	5000-2000 BC
EPINAL	US 7357 Lat 257	13è s. AD
	US 7069 Lat 215	17è s. AD
	US 7418 Lat 291	15è s. AD
	US 7069.02 Lat 215	17è s. AD
	US 7230 Lat 211	13è s. AD

Tableau 16 : Echantillons européens analysés en paléoimmunologie.

SITES	ECHANTILLONS	Datations
ISRAEL	Caesaria	1er s. BC
	Qumram	1er s. BC
CHYPRE	Shill Sep ST 371-02 P4	9000-8000 BC
	Shill Sep ST 371-02 P5	9000-8000 BC
	Khiro ST 754	7000 BC
EGYPTE	Jarre (Bandelette + MO)	1550 BC
LIBAN	Hou	2500 BC
SAQQARAH	Rejet embaumement	2700 BC
SAI	8B52B-T32	300 BC-300 AD
	8B5A-T315	300 BC-300 AD
	8B52B-T35	300 BC-300 AD
	8B52B-T4	300 BC-300 AD
KERMA	KCE-T 45	2400-1500 BC
SEDEINGA	Tombe I - T 87	300 BC-300 AD

Tableau 17 : Echantillons d'Afrique et du Moyen-Orient analysés en paléoimmunologie.

SITES	ECHANTILLONS	Datations
MEADOWLARK	MC F10 Abd cav,	19è s. AD
	MC F13 para sample	19è s. AD
	MC F17 09-050 04	19è s. AD
	MC F12 para sample	19è s. AD
	MC F95 para sample	19è s. AD

Tableau 18 : Echantillons américains analysés en paléoimmunologie.

Chapitre IV

Méthodes

1- Introduction.

La Paléoparasitologie faisant ses premiers pas en immunologie, le choix s'est porté sur les techniques de base de détection des protozoaires, la technique ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay). Des kits commerciaux fabriqués par les laboratoires TechLab® aux Etats-Unis ont été utilisés pour la recherche des 2 protozoaires. Il s'agit du kit "Entamoeba histolytica II" pour la recherche de coproantigènes de l'amibe pathogène *Entamoeba histolytica*, et du kit "Giardia II" pour la recherche du flagellé intestinal *Giardia intestinalis/duodenalis*.

2- Préparation des échantillons.

La technique de réhydratation utilisée normalement à Reims utilise une solution de Phosphate trisodique et de glycérol. A cette solution, quelques gouttes de formol sont ajoutées afin de prévenir le développement de champignons ou de bactéries, qui, dans le cas de notre travail d'immunologie, pourraient saturer les puits des plaques des kits ELISA, et empêcher la fixation des antigènes aux anticorps cotés dans les puits.

La notice d'utilisation des kits ELISA spécifie de ne pas employer d'échantillons formolés depuis plus de 48 heures. Les échantillons utilisés au Brésil, lors des premiers tests, contiennent une 1/10^{ème} de solution de Raillet-Henry (920 ml NaCl à 0,8 % - 30 ml Formol 40 % - 50 ml Acide glacial acétique), qui a pour rôle d'empêcher le développement des champignons et bactéries. Bien que la concentration en formol soit faible, il est toujours contestable d'employer le Formaldéhyde dont effet est de former des ponts méthylènes ou "ponts formol" entre les protéines (Hould, 1984; Exbrayat, 2000), rendant la fixation des anticorps problématique.

Finalement, pour éviter toute modification des réactions immunologiques, la réhydratation du matériel archéologique se fait uniquement avec de l'eau permutée. Les échantillons réhydratés à l'eau sont conservés dans un réfrigérateur à 2-5 °C pour éviter la prolifération de microorganismes gênants.

3- Le kit "*Entamoeba histolytica* II".

Le kit "*Entamoeba histolytica* II" (photo 54) va permettre la détection rapide de l'amibe pathogène *Entamoeba histolytica* dans les selles de patients présentant des diarrhées ou des dysenteries (Haque *et al.*, 1995 ; 1998 ; 2000 ; Mirelman *et al.*, 1997), et par extrapolation dans des coprolithes ou sédiments archéologiques qui contiennent de la matière fécale conservée. Il met en jeu des anticorps monoclonaux donc très spécifiques des antigènes (adhésines galactoses) du parasite.

3.1- Principe du test *Entamoeba histolytica* II.

Des anticorps polyclonaux anti-adhésines d'*Entamoeba histolytica* sont fixés au fond des puits de la plaque ELISA (96 puits). Les anticorps polyclonaux fixent l'antigène spécifique de l'amibe recherchée. Finalement, l'antigène est révélé par un anticorps monoclonal appelé anticorps de dépistage qui est complexé avec une enzyme peroxydase. Si le parasite est présent avec ses antigènes, au moment de la révélation avec le substrat, une couleur jaune se développe due au complexe enzyme-anticorps-antigène.

3.2- Le kit *Entamoeba histolytica* II se compose.

- D'une plaque de microdosage ELISA composée de 12 bandes de 8 puits chacune (96 puits) côtés avec des anticorps polyclonaux anti-adhésines d'*Entamoeba histolytica*.
- D'un tampon de lavage (50 ml) à concentration x20 qu'il faut diluer préalablement aux manipulations dans 950 ml d'eau distillée.
- Un flacon de diluant de 40 ml (solution tampon à 0,02 % de thimerosal).
- Un flacon de conjugué de 7 ml (solution d'anticorps monoclonaux de souris spécifique de l'adhésine de *E. histolytica* attaché à la peroxydase de Raifort dans une solution de protéines tampon avec 0,02 % de thimerosal).
- Un flacon de solution substrat de 14 ml (solution contenant du tetramethylbenzidine et du peroxyde).
- Un réactif de contrôle positif de 3,5 ml (solution d'adhésine purifiée provenant d'*E. histolytica* dans une solution de protéines tampon à 0,02 % de thimerosal).
- Un flacon de solution d'arrêt de 7 ml (solution de 0,6 N d'acide sulfurique).

3.3- Procédure du test "*Entamoeba histolytica* II".

Deux puits de la plaque de microdosage sont utilisés comme contrôles positif et négatif. Le reste des puits de la plaque sont utilisés pour les échantillons archéologiques. 50 µl de solution conjugué sont ajoutés à chacun des puits de la plaque ELISA. 50 µl de réactif de contrôle positif sont ajoutés au puits de contrôle positif, et 100 µl de diluant sont ajoutés au puits de contrôle négatif. 200 µL d'échantillons sont ajoutés dans chaque puits. La plaque est alors couverte avec un film adhésif et laissée incuber pendant 2 heures à température ambiante.

A la fin du temps d'incubation, le contenu des puits est jeté en retournant la plaque et en rinçant les puits à l'aide de la solution de lavage et une micropipette à 8 canaux (Eppendorf). L'excédent de liquide est éliminé en retournant la plaque sur un papier absorbant. L'opération de lavage doit être répétée 4 fois.

100 µl de solution substrat sont ajoutée à chaque puits. Les puits sont incubés pendant 10 minutes en agitant doucement à mi- temps de l'opération.

50 µl de "solution stop" sont ajoutés dans chaque puits à la fin du temps d'incubation pour stopper la réaction. L'addition de la solution d'arrêt convertit la couleur bleue en couleur jaune dont la densité sera dosée à l'aide d'un lecteur de microplaques ELISA (µQuant MQX200, Bio-Tek Instruments) capable de mesurer à 450 nm, et relié à un ordinateur équipé d'un logiciel de contrôle et d'analyse (KC4, version 2.5, Bio-Tek Instruments) (photo 56). Le zéro de calibrage se fait sur l'air. Le test est validé lorsque le contrôle positif présente une DO (Densité Optique) supérieure ou égale à 0,500 et que le contrôle négatif présente une DO égale ou inférieure à 0,150.

4- Le kit "*Giardia* II".

Le test ELISA *Giardia* II (photo 55) est une analyse immuno-enzymatique qui va permettre la détection qualitative de l'antigène membranaire du kyste de *Giardia intestinalis/duodenalis/lambli*a dans les selles de patients présentant les symptômes de la parasitose (Aldeen, 1998 ; Boone *et al.*, 1999), et potentiellement dans des échantillons archéologiques contenant de la matière fécale fossile. Le test met en jeu des anticorps monoclonaux et polyclonaux. Les puits de la plaque contiennent des anticorps monoclonaux

fixés et l'anticorps de dépistage est un anticorps polyclonal. Tous deux sont spécifiques de l'antigène de surface du parasite.

4.1- Principe du test "Giardia II".

Lorsque l'échantillon est transféré dans le puits, si l'antigène de *Giardia* sp. est présent, il s'attache à l'anticorps monoclonal fixé au fond du puits. Lorsque l'anticorps de dépistage est ajouté, il se forme un complexe anticorps-antigène-anticorps. Finalement, l'anticorps de dépistage est détecté en utilisant un anti-IgG-péroxydase conjugué, et révélé par un substrat qui fait apparaître une coloration.

4.2- Le kit ELISA "Giardia II" se compose :

- D'une plaque de microdosage ELISA composée de 12 bandes de 8 puits chacune (96 puits) cotés avec l'anticorps monoclonal contre l'antigène de paroi cellulaire de *Giardia intestinalis*.

- D'un tampon de lavage à concentration x 20 qu'il faut diluer préalablement aux manipulations.

- D'un flacon de 7 ml de conjugué (anticorps anti-IgG-péroxydase de lapin dans une solution de protéines tampon avec 0,02 % de thimerosal).

- D'un flacon de 7 ml d'anticorps de Dépistage (anticorps de lapin polyclonal contre l'antigène de surface cellulaire de *Giardia* sp. dans une solution de protéines tampon avec 0,02 % de thimerosal).

- D'un flacon de 7 ml de substrat A (solution contenant le substrat tetramethylbenzidine).

- D'un flacon de 7 ml de substrat B (solution tampon contenant du peroxyde).

- D'un flacon de 7 ml de solution d'arrêt (Acide sulfurique 1 M).

- D'un contrôle positif (antigènes de *Giardia* sp. dans une solution de protéines tampon avec 0,02 % thimerosal).

4.3- Procédure du test Giardia II:

Deux puits de la plaque de microdosage sont utilisés comme contrôles positif et négatif. Pour le reste de la plaque ELISA, un puits correspond à un échantillon. 50 µl de la solution "Contrôle positif" sont transférés dans le puits n°1 (contrôle positif), et 50 µl de "solution de lavage" sont ajoutés au puits n°2 (contrôle négatif). 100 µl de chaque échantillon à tester sont transférés dans les puits de la plaque ELISA. L'incubation dure entre 10 et 60 minutes, à température ambiante. Pour optimiser les résultats, l'incubation des échantillons archéologiques a duré 60 minutes.

A la fin du temps d'incubation, le contenu des puits est jeté et les puits sont rincés trois fois à l'aide de la "solution de lavage" et d'une micropipette à 8 canaux (Eppendorf).

A la fin du lavage, l'excédant de liquide est retiré en retournant la plaque contre une serviette absorbante.

50 µl de solution "Anticorps de dépistage" sont ajoutés dans chaque puits. Il faut alors laisser incuber 20 minutes à température ambiante. Puis il faut à nouveau laver la plaque à l'aide de la "solution de lavage". L'opération de rinçage est répétée 3 fois.

50 µl de la solution de "Conjugué" sont ajoutés dans chaque puits. L'incubation dure 5 minutes. Il faut à nouveau rincer la plaque 3 fois.

Lorsque tout le liquide a été retiré, 50 µl de "substrat A", puis 50 µl de "substrat B" sont ajoutés successivement dans chaque puits. Il faut alors laisser incuber 5 minutes. Enfin, 50 µl de solution "stop" sont ajoutées à chaque puits de la plaque pour arrêter la réaction. La lecture de la plaque se fait grâce à un lecteur de microplaques ELISA à 450 nm. Le test est validé lorsque le contrôle positif présente une DO (Densité Optique) supérieure ou égale à 0,500 et que le contrôle négatif présente une DO égale ou inférieure à 0,150.

Les premiers résultats de paléoimmunologie nécessitent une vérification par d'autres techniques ELISA. En effet, malgré la faible marge d'erreurs possible, des réactions croisées entre les anticorps fixés des puits et d'autres éléments parasites ou non sont possibles. Une double détection des parasites utilisant des kits ELISA orientés pour des antigènes différents d'un même protozoaire permettra d'éliminer les derniers doutes.

D'autres méthodes de détection de protozoaires dans les échantillons archéologiques ont été utilisées comme l'ImmunoFluorescence (IF) directe et des tests directs de mises en évidence d'antigènes de protozoaires appelés Immunocard.

5- L'ImmunoFluorescence directe.

C'est le kit de détection MeriFluor[®] *Cryptosporidium/Giardia* (photo 57) qui a été utilisé pour tester l'ImmunoFluorescence sur des échantillons archéologiques. Cette procédure permet la détection simultanée in vitro des oocystes de deux parasites intestinaux : *Cryptosporidium* sp. et *Giardia* sp. (Aldeen *et al.*, 1995 ; Garcia *et al.*, 1987).

5.1- Principe du test.

Le réactif de détection contient un mélange d'anticorps monoclonaux marqués à l'isothiocyanate de fluorescéine (FITC) et dirigés contre les antigènes de la paroi des oocystes de *Cryptosporidium* sp. et *Giardia* sp. Les anticorps se fixent sur les antigènes de *Cryptosporidium* sp. et de *Giardia* sp. présents dans l'échantillon. La fluorescence ressort en vert et les autres éléments de la préparation qui ne sont pas marqués ont une coloration de jaune mat à rouge à cause du contre-colorant.

Les échantillons utilisés sont ceux préparés pour les tests ELISA (réhydratation à l'eau permutée).

5.2- Le kit MeriFluor[®] se compose.

- D'un flacon de réactif de détection (2 ml) constitué d'anticorps monoclonaux anti-*Cryptosporidium* et d'anti-*Giardia* marqués à l'isothiocyanate de fluorescéine (FITC), et conservés dans un tampon de stabilisant protéique et 0,1 % d'azide de sodium.

- D'un flacon de contre-colorant (1 ml). Solution de noir ériochrome.

- D'un flacon de tampon de lavage 20x concentré (50 ml) qui devra être dilué à 1x pour les tests.

- D'un flacon de milieu de montage (3 ml) à base de glycérol, de formol, d'un anti-mouillant et de 0,5 % d'azide de sodium.

- D'un flacon de contrôle positif (0,5 ml). Solution concentrée de selles contenant des oocystes de *Cryptosporidium* sp. et de *Giardia* sp. tués et stabilisés au formol.
- D'un flacon de contrôle négatif (0,5 ml) de selles stabilisées au formol.
- D'un sachet de 50 anses de transfert pour la manipulation des échantillons.
- D'une boîte de 25 lames traitées (3 puits par lame).

5.3- Procédure du test MeriFluor[®].

Les réactifs et les échantillons utilisés doivent être ramenés à température ambiante. Les anses servent à transférer 1 goutte de matériel fécal (pour nous échantillons archéologique réhydraté) dans un des puits de la lame traitée. Il faut répartir l'échantillon sur toute la surface du puits en prenant garde de ne pas rayer la surface traitée de la lame.

Une goutte de contrôle positif doit être transférée sur un autre puits à l'aide d'une seconde anse de transfert.

Laisser sécher la lame à l'air libre et à température ambiante (15 à 30 minutes en moyenne).

Mettre 1 goutte de réactif de détection dans chaque puits.

Mettre 1 goutte de contre-colorant dans chaque puits.

Mélanger les réactifs à l'aide d'un bâtonnet applicateur et laisser incuber les lames pendant 30 minutes dans une chambre humide à température ambiante, mais à l'abri de la lumière.

A l'aide de la solution de lavage, rincer les puits jusqu'à complète élimination des réactifs en excès. Attention de ne pas rincer avec trop de pression pour ne pas éliminer l'échantillon.

Éliminer le tampon de lavage en excès en tapant le côté de la lame sur une feuille de papier absorbant. Attention de ne pas laisser sécher la lame.

Disposer 1 goutte de milieu de montage dans chaque puits et recouvrir d'une lamelle (24 x 50 mm).

L'examen des lames se fait à l'aide d'un microscope optique (Olympus BX-51) muni d'un dispositif à immunofluorescence et d'un filtre FITC (photo 58).

6- Le kit ImmunoCard STAT! *Cryptosporidium/Giardia*.

Commercialisé par les laboratoires Meridian (Bioscience Europe France), le kit ImmunoCard STAT! *Cryptosporidium/Giardia* (photo 59) est un test rapide pour la détection qualitative directe des antigènes spécifiques de *Cryptosporidium parvum* et *Giardia lamblia* (Garcia et Shimizu, 2000 ; Chan *et al.*, 2000).

6.1- Principe de la méthode.

ImmunoCard STAT! *Cryptosporidium/Giardia* est un test immunochromatographique qui permet la détection simultanée des antigènes des 2 protozoaires intestinaux. L'échantillon de matière fécale est placé dans un tube et mélangé avec un tampon de dilution et une suspension d'anticorps dirigés contre *Giardia* et des anticorps dirigés contre *Cryptosporidium*. L'ensemble est placé dans un vortex et disposé sur une carte de test qui contient un réactif de capture de *Giardia*, un autre de *Cryptosporidium*, et un anticorps de contrôle sur lequel se lie le conjugué en excès.

La présence des protozoaires se visualise grâce à l'apparition de bandes noires sur la carte à des positions précisées (Cf. photo). Le test est validé si la bande de contrôle est visible.

6.2- Le kit ImmunoCard STAT! se compose.

- D'un flacon de tampon (1,5 ml) contenant de l'azide de sodium.
- D'un flacon de réactif Conjugué A (1,2 ml). Solution d'anticorps biotynilés anti-*Giardia*, dans un tapon de protéines de transport et d'azide de sodium.
- D'un flacon de réactif Conjugué B (1,2 ml). Solution d'anticorps monoclonaux marqués par un composé colloïdal, dirigés contre *Giardia* et *Cryptosporidium*, dans un tampon de protéines de transport et d'azide de sodium.
- D'un sachet de 30 pipettes de transfert d'échantillons.
- D'un sachet de 30 tubes de dilution des échantillons.
- De 30 cartes de test dans des sachets individuels fermés.

6.3- Procédure du test.

Il faut laisser les réactifs et les échantillons revenir à température ambiante.

Dans un tube de dilution fourni, placer 2 gouttes de tampon de traitement. En utilisant une pipette de transfert, prélever une partie de l'échantillon à tester (environ 60 μ l), et vider le contenu dans le tube de dilution.

Ajouter 2 gouttes de réactif Conjugué A et 2 gouttes de réactif Conjugué B dans le tube de dilution. Passer au vortex.

Disposer le contenu du tube de dilution des échantillons dans le puits de la carte prévu à cet effet.

Attendre 10 minutes et lire les résultats. Les résultats lus après 15 minutes ne sont plus valides.



Photo 54 : Kit ELISA pour la détection de l'amibe *Entamoeba histolytica*.



Photo 55 : Kit ELISA pour la détection du flagellé *Giardia intestinalis*.



Photo 56 : Lecteur de microplaques ELISA μ Quant.

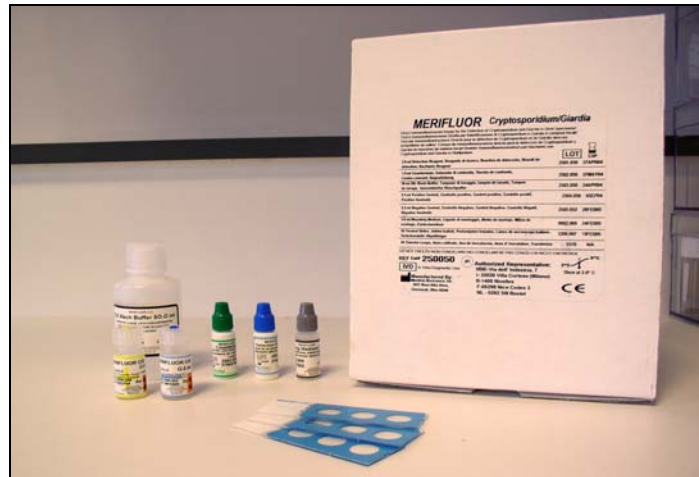


Photo 57 : Kit de détection de *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium parvum* par immunofluorescence directe.

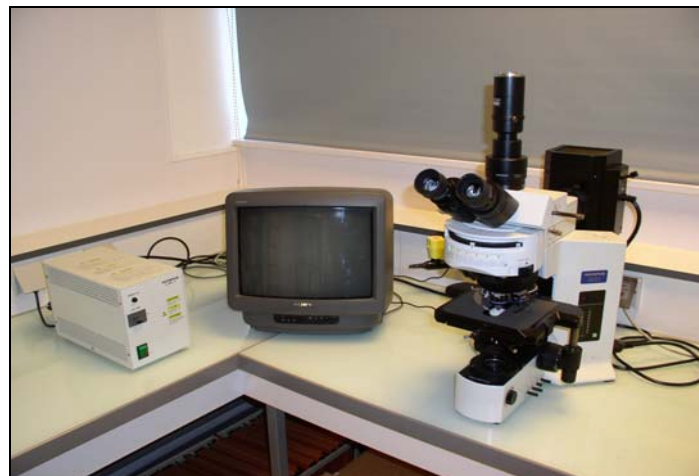


Photo 58 : Microscope optique muni d'un dispositif à immunofluorescence.



Photo 59 : Kit de détection de *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium parvum* par immunochromatographie.

Chapitre V

Résultats

1- Résultats des tests ELISA.

Parmi les 102 échantillons testés, **3** se sont révélés positifs pour *Giardia intestinalis*, et **17** pour *Entamoeba histolytica* (tableau 19).

Les échantillons positifs aux antigènes d'*E. histolytica* ont été testés 3 fois avec le même test "*Entamoeba histolytica* II" de Techlab, et ont donné les même résultats à chaque fois. Les échantillons positifs pour *Giardia intestinalis* ont pu être testés 2 fois avec le test "*Giardia* II" de Techlab et 1 fois avec un autre test pour la détection d'antigènes de *Giardia intestinalis*, commercialisé par BioNobis. Pour les 2 kits ELISA, les résultats ont été identiques.

SITES	ECHANTILLONS	Datations	<i>Giardia intestinalis</i>	<i>Entamoeba histolytica</i>
KOPHOVOUNO	KE 0713/22	5000-2000 BC.	-	oui
	KE 0186/43	5000-2000 BC.	-	oui
	KE 0171/27	5000-2000 BC.	-	oui
	KE 0707/68	5000-2000 BC.	-	oui
	KE 0707/31	5000-2000 BC.	-	oui
LATTES	P1	125-150 ap. JC.	-	oui
	P2	125-150 ap. JC.	-	oui
CHEVENEZ	Squelette 2 Abd	7è-9è s. ap. JC.	oui	oui
	Squelette 4 Ba	7è-9è s. ap. JC.	-	oui
	Squelette 1 Sa	7è-9è s. ap. JC.	oui	oui
	Squelette 7 Abd	7è-9è s. ap. JC.	-	oui
	Squelette 9 Abd	7è-9è s. ap. JC.	-	oui
PINEUILH	P1	10è s. ap. JC.	oui	oui
	P2	10è s. ap. JC.	-	oui
MEADOWLARK	MC F10 Abd cav,	19è s. ap. JC.	-	oui
	MC F13 para sample	19è s. ap. JC.	-	oui
	MC F17 09-050 04	19è s. ap. JC.	-	-
	MC F12 para sample	19è s. ap. JC.	-	oui
	MC F95 para sample	19è s. ap. JC.	-	-

Tableau 19 : Liste des échantillons positifs pour les deux protozoaires recherchés par ELISA.

2- Résultats des autres tests immunologiques.

Seuls les échantillons testés positifs pour *Giardia intestinalis* avec la technique ELISA ont été analysés à l'aide du kit Merifluor et des ImmunocardSTAT!

2.1- L'immunofluorescence.

Le test Merifluor permet une détection simultanée des kystes de *Giardia intestinalis* et des oocystes de *Cryptosporidium parvum*. Etant donné qu'aucune détection des antigènes de *C. parvum* n'a été réalisée par ELISA, ce sont surtout les kystes de *Giardia* sp. dont la présence était connue, qui ont été recherchés.

Les échantillons P1 et P2 de Chevenez, ainsi que l'échantillon P1 de Pineulh ont été montés sur les lames traitées spécialement pour l'immunofluorescence (cf. Chapitre 5, Méthodes).

Au cours des lectures microscopiques sous immunofluorescence, des éléments ovoïdes d'environ 12 µm de long pour 8 µm de large, et présentant une fluorescence vert pomme intense (comme indiqué sur le protocole), sont apparus (photo 61). La taille, la forme ainsi que la fluorescence laissent penser que les éléments retrouvés sont des kystes de *Giardia intestinalis* (photo 62) (Deluol, 2000, Rondanelli et Scaglia, 1993).

2.2- Les immunocartes.

Là encore, dans le souci de valider l'utilisation de cette nouvelle technique en paléoparasitologie, seuls les échantillons avérés positifs par le test "ELISA *Giardia* II" ont été essayés sur les ImmunocardSTAT!

Ce sont les échantillons réhydratés avec de l'eau distillée qui ont été utilisés dans un premier temps. Les résultats sont tous négatifs, ou posent problème. En effet sur plusieurs cartes, le niveau de contrôle apparaissait très nettement, et une marque peu visible, gris clair, sous forme d'un nuage apparaissait au niveau du marqueur de *Giardia intestinalis*. Les discussions menées avec les ingénieurs des laboratoires Meridian® n'ont pas permis pour le moment de conclure sur ce phénomène.

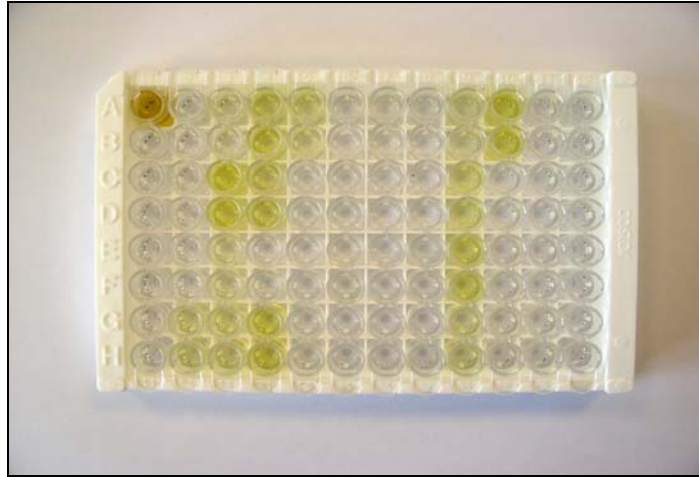


Photo 60 : Plaque ELISA lors du test "*Entamoeba histolytica* II".

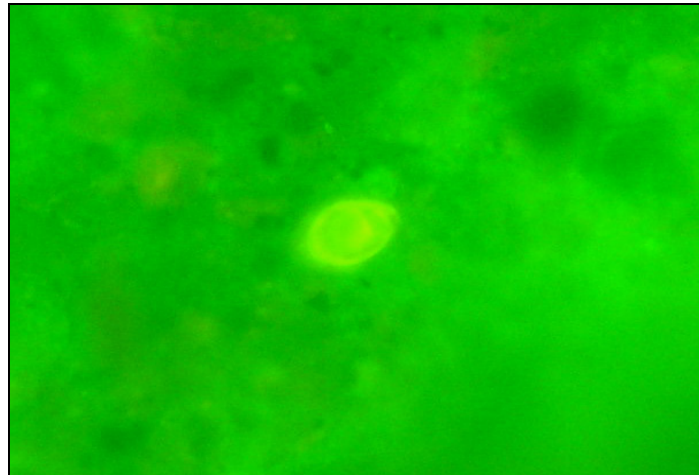


Photo 61 : Kyste de *Giardia intestinalis* retrouvés dans l'échantillon P1 de Pineulh.
12 x 8 μm .

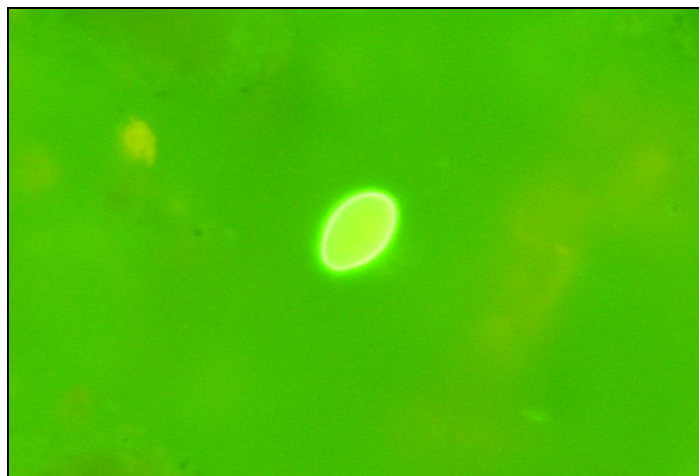


Photo 62 : Kyste de *Giardia intestinalis* actuel observé dans le contrôle positif lors du test Merifluor. 13 x 8 μm .

Chapitre VI

Données actuelles

1- L'amibiase à *Entamoeba histolytica*.

L'amibe *Entamoeba histolytica* existe sous deux formes : une forme non pathogène dite "forme *minuta*", et une forme pathogène dite "forme *histolytica*".

1.1- Le cycle non pathogène : forme *minuta*.

L'amibe non pathogène, de forme *minuta*, vit et se multiplie par scissiparité à la surface de la muqueuse ou dans la lumière colique. Elle ne s'enfonce pas dans les tissus et n'entraîne donc pas de lésions. Le parasite, sous forme de trophozoïte, se nourrit en saprophyte de débris alimentaires et de bactéries. Selon les conditions de pH (7,2), la nature de la souche parasitaire et la flore bactérienne présente, l'amibe va s'enkyster. Les kystes sont alors évacués avec les matières fécales, et déposés sur le sol, dans l'eau, ou parfois les mains. Ils résistent dans le milieu extérieur de quelques heures à une dizaine de jours selon les conditions de température (20-25 °C) et d'hydrométrie. La transmission interhumaine s'effectue selon des modalités qui dépendent de l'hygiène des individus et des populations (notion de péril fécal). La contamination de l'homme se fait par voie orale uniquement, en ingérant des kystes infectieux. Eaux, fruits rincés avec de l'eau contaminée, légumes cultivés avec des engrais d'origine humaine, mais aussi tout autres aliments manipulés avec des mains sales, sont les vecteurs de la contamination. De même les insectes pourront jouer un rôle en pouvant transporter les kystes sur leurs pattes ou leur téguments.

Une fois ingérés, les kystes sont détruits au niveau de la lumière intestinale (l'acidité de l'estomac étant trop forte) sous l'action de la température, du pH, mais aussi des bactéries présentes (*Escherichia coli* en particulier). L'amibe libérée possède 4 noyaux. Elle se divise alors pour donner naissance à 8 formes *minuta* qui se fixeront à la paroi de côlon. Les porteurs de la forme non pathogène ne présentent aucun symptôme.

L'amibe *Entamoeba histolytica* variété *minuta* constitue la forme de dissémination du parasite.

1.2- Le cycle pathogène : forme *histolytica*.

La forme *histolytica* n'existe que sous la forme trophozoïte. Elle dérive de la forme *minuta* sous l'action de facteurs tenant à la fois au parasite (nature de la souche parasitaire) et

à l'hôte (modification de la flore bactérienne, irritation chimique ou mécanique de la muqueuse) (Gentilini, 2003). L'amibe va alors pénétrer dans la muqueuse et se multiplier par scissiparité, provoquant la nécrose des tissus conjonctifs et des petits vaisseaux sanguins situés à proximité. La nécrose peut ensuite s'étendre et atteindre les muscles, puis la séreuse et, de là, atteindre la cavité péritonéale. Ces altérations provoquent le syndrome dysentérique caractérisé par l'émission de selles glairo-sanglantes et des douleurs coliques. Le passage des amibes dans la circulation sanguine va permettre au parasite de gagner l'ensemble des organes (foie, cœur, poumons, cerveau), où il va pouvoir exercer son pouvoir nécrosant, et engendrer l'amibiase hépatique.

La forme *histolytica* ne constitue pas une forme de dissémination puisque sa résistance dans le milieu extérieur n'est que de quelques minutes à quelques heures au maximum.

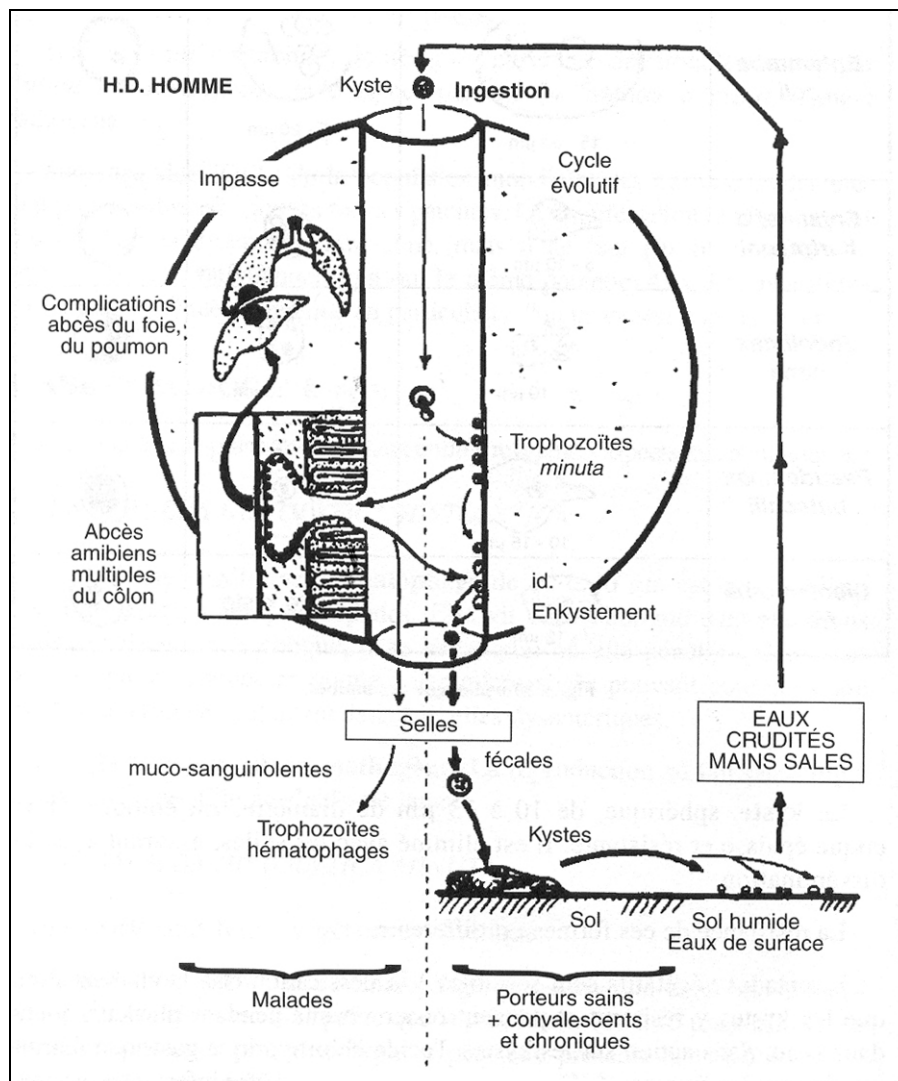


Figure 32 : Cycles de l'amibiase à *Entamoeba histolytica* (ANOFEL, 1998).

2- La giardiase.

La giardiase (ou lambliaose) est une parasitose de l'intestin grêle provoquée par *Giardia intestinalis*. La forme flagellée de *G. intestinalis* est fixée à la surface de la paroi intestinale. Elle se multiplie rapidement par scissiparité, et provoque des manifestations cliniques d'intensité variable. La symptomatologie va des troubles digestifs avec émission de selles molles jusqu'au syndrome de malabsorption provoquant un amaigrissement parfois important du malade, en passant par des gastroentérites, des nausées, de douleurs abdominales et une altération de l'état général de l'individu atteint.

La forme libre du parasite peut s'enkyster et sera évacuée vers le milieu extérieur par les voies naturelles. Les kystes sont résistants dans le milieu extérieur. La contamination de l'homme par *Giardia intestinalis* se fait par ingestion de kystes avec les aliments, l'eau ou les mains sales. Le kyste est alors dissout par les sucs digestifs et libère 2 formes flagellées qui se fixeront à la muqueuse. La parasitose possède une transmission interhumaine, par échange d'objets ou d'aliments souillés. De même les insectes comme les mouches peuvent transporter les kystes et véhiculer la maladie. La giardiase est également une des maladies du "péril fécal" qui rend compte d'une hygiène douteuse des populations.

La maladie possède une répartition géographique cosmopolite avec une fréquence accrue dans les régions tropicales.

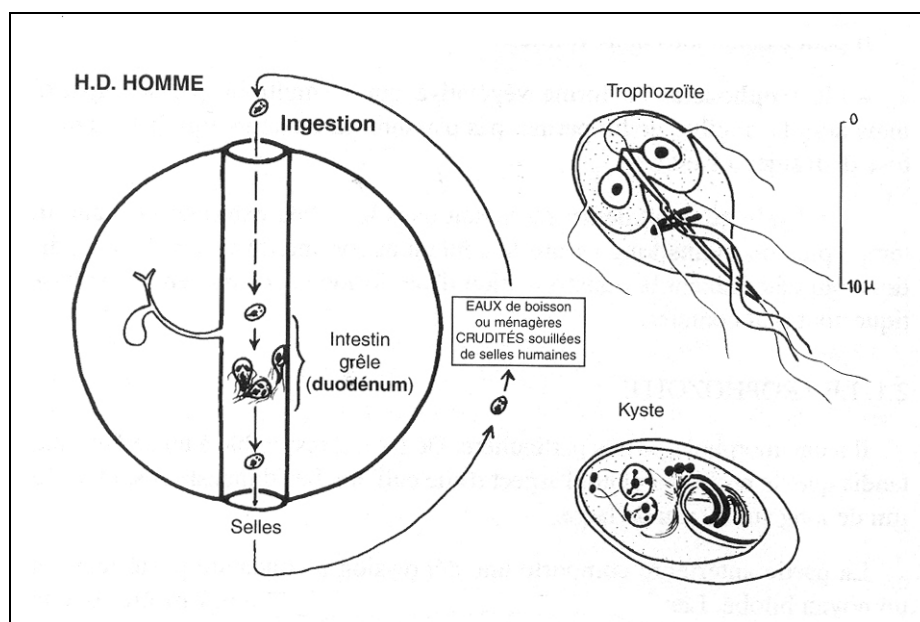


Figure 33 : Cycle de la giardiase (ANOFEL, 1998).

Chapitre VII

Discussion

1- Introduction.

Les échantillons testés lors de ce travail ont été prélevés dans la collection du laboratoire sans aucune sélection concernant l'origine biologique. Ainsi dans l'ensemble testé, sont retrouvés aussi bien des échantillons prélevés sur des squelettes (Kouphovouno, Meadowlark, Chevenez), que des prélèvements réalisés dans les couches d'habitats des sites archéologiques (Pineuilh, échantillons néolithiques), ou encore des échantillons pris en contextes variés de latrines (Montbéliard) ou de rejets d'égouts (Alexandrie).

Cependant, les tests ELISA utilisés, dont les anticorps sont spécifiques de parasites de l'homme, ont permis d'attester l'origine humaine de tel ou tel autre échantillon. C'est un des points importants de la mise en jeu d'une technique comme l'immunologie (c'est aussi le cas pour la génétique) de pouvoir apporter une résolution plus grande pour la Paléoparasitologie.

2- Les apports de l'immunologie à la Paléoparasitologie.

Les coproantigènes sont bien les marqueurs des protozoaires parasites intestinaux. Mais si la présence de ces marqueurs immunologiques est une preuve quasi indiscutable de la présence des parasites dans un site archéologique, en revanche, l'absence de ces mêmes marqueurs soulèvera de nombreuses interrogations.

2.1- La présence d'antigènes.

Les antigènes vont avoir un pouvoir de résolution bien supérieur aux œufs d'helminthes en permettant la détermination au niveau spécifique des parasites, ainsi que la caractérisation du matériel et de son origine biologique. En effet, les tests immunologiques mettent en jeu des anticorps monoclonaux spécifiques d'une espèce parasitaire.

Les kits à disposition sur le marché sont en majorité des kits permettant la détection d'antigènes de parasites humains. C'est le cas des kits utilisés lors de ce travail. Les espèces parasitaires mises en évidence sont donc celles qui parasitent l'homme uniquement. Il existe quelques tests immunologiques, ELISA en particulier, pour la détection de parasites animaux. Les parasites de bovins et d'ovins sont particulièrement privilégiés du fait de leur importance économique. Ces tests n'ont pas encore été mis en jeu sur du matériel archéologique d'origine animale, mais le seront très prochainement.

2.2- L'absence d'antigènes.

L'absence de marqueurs antigéniques soulèvera des questions à la fois sur la conservation du signal immunologique, mais aussi sur sa modification génétique au cours du temps. De même il faudra remettre en cause la sensibilité du test utilisé.

3- Discussion des résultats.

Dans cette partie, l'ensemble des résultats d'immunologie sera discuté : Les résultats obtenus lors de ce travail au laboratoire de Reims, mais également les résultats obtenus au Brésil lors des collaborations franco-brésilo-américaines pour la recherche de *Giardia intestinalis* et *Entamoeba histolytica* (cf. étude bibliographique). Le tableau général des échantillons étudiés avec les datations correspondantes ainsi que les résultats pour chaque protozoaire sont consultables dans l'annexe.

3.1- Les résultats d'*Entamoeba histolytica*.

Il ressort très clairement de tous ces résultats que les échantillons positifs pour *Entamoeba histolytica* sont tous soit des échantillons provenant de l'Ancien Monde (Kouphovouno, Grésine, Latte, Castillon-du-Gars, Chevenez, Pineuilh, Namur), soit des échantillons du Nouveau Monde datés de périodes postérieures à la colonisation du continent américain (Canyon de Chelly, Fortin Minana, Meadowlark cemetery).

Concernant les échantillons néolithiques d'Arbon-Bleiche 3, Suisse, un doute important ayant déjà été soulevé pour ce résultat à cause de la présence de formol dans le prélèvement testé, la positivité à *Entamoeba histolytica* n'est pas considérée.

Plusieurs problèmes sont soulevés pour tenter d'expliquer ce constat :

- Un problème technique.
- Un problème taphonomique.
- Un problème d'évolution.

3.1.1- La sensibilité des kits.

Le problème de la sensibilité des kits immunologiques mis en jeu est une première hypothèse pour expliquer les résultats obtenus. Les restes antigéniques contenus dans les échantillons archéologiques sont peut-être en quantité insuffisante pour pouvoir être détectés par les techniques actuelles. Le *Giardia* test possède une sensibilité évaluée entre 93,5 et 100 % par rapport à la microscopie optique et à d'autres tests ELISA. Il peut détecter approximativement 10 à 15 kystes par puit (sensibilité analytique). La sensibilité du test *Entamoeba histolytica* II est évaluée entre 94,7 et 100 % par rapport à d'autres techniques de mise en évidence visuelles et immunologiques. Il permet en outre de détecter entre 0,2 et 0,4 ng d'adhésine par puit (sensibilité analytique).

Ces chiffres sont très positifs et semblent par conséquent ne pas être la cause du faible nombre de résultats. Cependant, tant que nous ne pourrons pas travailler de manière quantitative sur des échantillons archéologiques, la sensibilité de ces outils restera une limite à l'utilisation de cette technique.

3.1.2- La conservation des antigènes.

La seconde hypothèse qui peut être énoncée pour expliquer les résultats d'immunologie pourrait être celle de la conservation. Aucune donnée n'existe concernant le temps de conservation des antigènes parasitaires dans le sol, ni les transformations physico-chimiques qu'ils pourraient subir. Les conditions de température, d'humidité, de pH ou tout autre facteur édaphique doivent avoir une influence sur le fait de retrouver ou de ne pas retrouver de traces antigéniques dans les échantillons archéologiques. Ces conditions ne sont pas connues pour le moment.

Des antigènes ont été retrouvés dans le site grec de Kouphovouno, daté entre 5000 à 2000 ans avant JC. Cette découverte de 4000 ans au minimum, représente la plus ancienne trace d'antigène mise en évidence en contexte archéologique. Pourtant, si des antigènes parasitaires ont été retrouvés dans ces échantillons, en revanche, aucun œuf d'helminthes n'a été observé. C'est un résultat paradoxal du point de vu de la conservation. Mais, il ne faut pas négliger l'importance des traitements funéraires sur la conservation des œufs des vers parasites des intestins. En effet, si les cadavres ont subi un nettoyage, ou ont été exposés avant

d'être mis en terre, le contenu des intestins a pu être évacué à cause du relâchement des sphincters qui survient après la mort.

3.1.3- La variation antigénique.

La 3^{ème} hypothèse concerne directement les antigènes et leurs éventuelles variations génétiques au cours du temps. En effet, il est très probable que les séquences génétiques codant pour les parties protéiques des antigènes subissent des modifications au cours du temps, au même titre que les autres séquences d'ADN. La négativité de certains échantillons humains pourrait s'expliquer par une variation de la couverture antigénique des kystes d'*Entamoeba histolytica* au cours du temps. Mais la découverte de traces antigéniques dans le matériel de Grèce vieux de plus de 7000 ans, prouve que les antigènes de ce parasite ne varient que très peu, ou du moins n'ont pas varié au cours du temps.

3.1.4- L'hypothèse de souches différentes.

Enfin, la dernière hypothèse qui pourrait justifier les résultats obtenus en paléoimmunologie concerne les souches parasitaires elles-mêmes. Il est envisageable qu'il existe ou plutôt qu'il ait existé plusieurs souches d'un même parasite, présentant des antigènes différents. Cette réflexion pourrait expliquer l'absence de découvertes d'antigènes dans les sites du Nouveau Monde datant d'avant la colonisation ibérique.

En effet, les antigènes retrouvés à Kouphovouno rendent compte d'une grande stabilité des antigènes d'*Entamoeba histolytica* au cours du temps depuis le Néolithique moyen de Grèce, jusqu'au 19^{ème} siècle de notre ère en Europe. Lors de la découverte du continent américain au 15^{ème} siècle, l'invasion par les colons n'a pas uniquement favorisé le développement des villes. Il a également facilité le passage des maladies parasitaires et leur "explosion" au sein d'un environnement très favorable à leur développement (voir Ferreira). Dans cette perspective, la souche de l'Ancien Monde aurait donc pu être importée par les colons, expliquant en même temps les découvertes d'antigènes du parasite sur les sites archéologiques post-invasion.

La non découverte d'antigènes avant la colonisation du Nouveau Monde peut s'expliquer par l'absence du parasite avant l'invasion par les européens, ou bien par l'existence

d'une souche différente du parasite dont les antigènes ne seraient pas détectés par les anticorps monoclonaux employés dans les kits de détection.

3.2- Les résultats de *Giardia intestinalis*.

Les résultats des tests immunologiques pour la détection des antigènes de *Giardia intestinalis* montrent un phénomène observable à la fois sur les résultats des travaux rémois et sur ceux des travaux franco-brésilo-américains, à savoir, le peu de sites présentant des traces antigéniques pour le flagellé intestinal.

Seulement 6 échantillons de 5 sites différents, sur les 188 prélèvements étudiés de part et d'autre de l'Atlantique, se sont révélés positifs pour le protozoaire. Les plus anciennes traces du parasite ont été retrouvées sur le site de Chevenez, Suisse, daté entre les 7^{ème} et 9^{ème} siècles avant JC. Les autres sites positifs sont issus de périodes plus récentes allant du 10^{ème}-11^{ème} siècle (site de Pineuilh) au 19^{ème} siècle (Meadowlark cemetery).

Le faible nombre d'échantillons positifs au cours de cette étude, pourtant réalisée sur un large choix de matériel, peut-être dû à plusieurs raisons :

- La mauvaise conservation de l'antigène recherché.
- Une forte variabilité de l'antigène recherché.

3.2.1- Conservation de l'antigène de *Giardia intestinalis*.

L'antigène monospécifique utilisé lors du test mis en jeu au Brésil (ProSpecT *Giardia*, Alexon) est, selon le fabricant, le GSA 65 (*Giardia* Specific Antigen 65), une glycoprotéine de 65000 kpb, présente à la fois au niveau des trophozoïtes et des kystes du parasite (Rosoff et Stibbs, 1986a; 1986b). L'antigène mis en jeu dans le test ELISA employé à Reims (*Giardia* II, TechLab) est la CWP1 (Cyst Wall Protein 1).

En 1999, Boone *et al.* travaillent sur les 2 types de tests ELISA et annoncent que le ProSpecT *Giardia* met en jeu des anticorps orientés contre la CWP 1. La confusion provenant du fait que la CWP1 puisse se complexer avec une deuxième protéine de surface des kystes, la CWP2, et former des protéines d'un poids moléculaire équivalent à la GSA 65 (Boone *et al.*, 1999).

Malgré le doute qui règne sur la nature exacte des antigènes mis en jeu dans les tests ELISA d'Alexon et de TechLab, il semble que les 2 antigènes présentent un bon degré de conservation (Boone *et al.*, 1999), avec une résistance à la protéolyse et à la chaleur pour GSA 65, et une grande stabilité pour CWP1.

3.2.2- La variabilité des antigènes de *Giardia intestinalis*.

Le faible nombre d'échantillons positifs à *Giardia intestinalis* peut enfin être le résultat d'une variabilité importante de l'antigène recherché au cours du temps. En effet, si l'antigène en question change de conformation par le biais de modifications génétiques de type mutations, il devient impossible de les mettre en évidence avec la technique ELISA utilisée.

Pour répondre à ces interrogations, il faudrait utiliser des kits mettant en jeu des anticorps orientés contre des antigènes différents de ceux utilisés lors de ce travail. Si d'autres échantillons sont positifs à *Giardia intestinalis*, cela pourrait signifier que le premier antigène recherché ne se conserve pas suffisamment bien pour être utilisé en Paléoparasitologie. Les travaux futurs sur le protozoaire permettront peut-être de découvrir un antigène suffisamment résistant et stable dans le temps pour être utilisé sur des échantillons historiques.

Un autre point soulève l'attention dans les résultats. Tous les échantillons positifs à *Giardia intestinalis* sont des échantillons également positifs à *Entamoeba histolytica*. Il se peut que ces résultats soient dus à la coïncidence, et le faible nombre de positif à *G. intestinalis* est une limite à cette discussion.

G. intestinalis et *E. histolytica* sont, avec *C. parvum*, les trois sources de diarrhées parasitaires les plus fréquentes (Walsh, 1986). Depuis peu de temps, des techniques de PCR multiples en temps réel sont apparues sur le marché. Ils permettent la détection simultanée de plusieurs parasites comme les 3 cités précédemment (Verweij *et al.*, 2004). Il pourrait être intéressant de mettre en jeu ces nouvelles techniques pour rechercher l'ADN fossile de ces *Protozoa* dans le matériel archéologique.

Chapitre VIII

Conclusion de l'étude d'unicellulaires

Cette partie "recherche d'unicellaire" a été réalisée dans le but de tester les nouvelles méthodes immunologiques de détection des parasites sur des échantillons archéologiques. Ces techniques permettent d'élargir l'éventail des parasitoses mises en évidence en contextes historiques et préhistoriques, donnant ainsi une nouvelle dimension à la Paléoparasitologie.

L'étude analytique de masse réalisée à Reims s'inscrit en continuité avec les travaux débutés avec le Brésil dans le cadre de la collaboration entre les 3 plates-formes de Paléoparasitologie dans le monde.

Les résultats positifs obtenus sont très encourageants pour la suite du travail et prouvent définitivement la possibilité d'utiliser de telles techniques pour la recherche des marqueurs paléoantigéniques dans les échantillons archéologiques.

De nombreuses questions subsistent pour expliquer le faible nombre de résultats positifs, tant pour *Entamoeba histolytica* que pour *Giardia intestinalis*. Les techniques employées semblent très au point sur le matériel actuel, mais les modifications subies par le matériel ancien sont difficiles à cerner totalement et expliquent la perte importante du signal antigénique.

L'hypothèse concernant le rôle éventuel des colons européens au moment de la colonisation du Nouveau Monde reste à vérifier. Elle pourrait néanmoins expliquer les résultats positifs observés pour des datations postérieures à l'invasion. Des travaux en ce sens sont déjà en cours par l'intermédiaire d'un programme international COFECUB entre le laboratoire de Reims et celui de Rio de Janeiro.

L'absence d'échantillons positifs, dans le matériel issu des villages lacustres néolithiques de Suisse et d'Allemagne, est curieuse, et soulève là encore des interrogations. La nature des échantillons, de même que leur conservation en milieu humide, sont peut-être à mettre en cause dans ce résultat. Mais avant toute chose, il faudrait impérativement travailler sur des échantillons associés à des squelettes humains, afin de s'assurer de l'origine biologique.

Certains échantillons négatifs soulèvent également de fortes interrogations. Il s'agit du matériel prélevé sur les grognards de Napoléon retrouvés sur le site de Vilnius (1812, retraite de Russie), des échantillons du site de Montbéliard, daté du 15^{ème} siècle après JC., et de ceux du site de Marly le Roi, datés du 18^{ème} siècle de notre ère. Leur origine anthropique a été

établie, à la fois par les contextes archéologiques et anthropologiques, mais également par les études parasitologiques. Malgré cette certitude, ils ne contiennent aucunes traces antigéniques d'*Entamoeba histolytica* ou de *Giardia intestinalis*. Cette absence est étonnante aux vues de la bonne conservation des sites (Bouchet et Paicheler, 1995; Bouchet *et al.*, 2002) et de l'âge relativement récent de ces restes.

Il faut néanmoins rappeler que les travaux sur les paléoantigènes n'ont réellement débuté qu'en 2002 et que tout reste à faire, tant en matière de détection qu'au niveau des connaissances de conservation de ce signal dans le sol.

Conclusion

Générale

Dans ce travail, nous nous sommes attachés à dévoiler les multiples axes de recherche qui peuvent impliquer la Paléoparasitologie, celle-ci ne se limitant plus à la seule mise en évidence d'œufs d'helminthes dans les échantillons anciens, mais intéressant un spectre toujours plus large, incluant, entre autres, la recherche des unicellulaires.

La première partie concernant la recherche d'œufs d'helminthes parasites dans les sites lacustres néolithiques a permis de découvrir de nouvelles pistes de travail. Nous avons pu confronter les résultats paléoparasitologiques avec ceux d'autres disciplines telles l'archéozoologie, l'archéobotanique, ou la paléoclimatologie, et apporter une explication possible et pertinente pour comprendre les fluctuations des parasitoses sur une période de 1000 ans.

L'étude paléoparasitologique menée sur les différents sites néolithiques nous permet de confirmer l'hypothèse d'une crise alimentaire liée à des phénomènes environnementaux. Ces informations essentielles complètent l'inventaire des apports de la Paléoparasitologie au niveau médical et sanitaire, paléo-ethnologique (alimentation, pratiques funéraires), et paléo-environnemental.

Ce travail ne doit être qu'un début et les analyses de sites néolithiques lacustres doivent se multiplier afin de compléter les résultats obtenus ici, et d'affiner notre perception des données et nos interprétations. Dans l'avenir, cette démarche pourrait conduire à mettre en évidence d'éventuelles fluctuations culturelles ou climatiques non encore démontrées. Les collaborations prévues avec l'Allemagne, la Suisse et l'Italie permettront de mener ce projet à bien, tout en augmentant les aspects géographiques et chronologiques des futurs travaux.

La seconde partie de cette étude, consacrée à la détection des paléoantigènes de parasites, est un succès, car elle atteint les objectifs fixés au départ. La mise en évidence des antigènes et, par conséquent, des protozoaires parasites, permet à la Paléoparasitologie d'accéder à la partie la plus vaste et aux éléments les plus pathogènes de la parasitologie : les *Protozoa*. Elle démontre définitivement la possibilité d'utiliser l'outil immunologique dans la recherche des éléments parasitaires conservés.

Encore peu exploité, ce domaine de recherche doit maintenant se développer pour rattraper le retard qu'il a accumulé involontairement par le manque de techniques de pointe et surtout le faible effectif de chercheurs.

D'autres parasites peuvent être recherchés à l'heure actuelle, et de nouvelles techniques pourront sans doute être mises en œuvre, non seulement en immunologie, mais aussi en Biologie moléculaire. La recherche de l'ADN ancien de parasites est quasi inexistante. Il incombe de développer cet axe de recherche : d'une part, pour tenter de répondre aux questions soulevées par le faible nombre d'échantillons archéologiques positifs en immunologie (seulement 20 positifs sur 102 testés), d'autre part, pour progresser dans la détermination des espèces.

L'utilisation de la biologie moléculaire doit également se développer pour la recherche des helminthes, car le handicap majeur de la Paléoparasitologie reste la détermination des éléments parasitaires au niveau spécifique, lorsque ces derniers sont retrouvés dans des contextes non définis. L'utilisation de séquences génétiques spécifiques de l'homme ou des animaux est l'un des avantages de la biologie moléculaire, et pourrait, par conséquent, être une autre solution au problème de la détermination des œufs en contexte archéologique.

Bibliographie

1- ACHA PN, SZYFRES B.

Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux.

Paris : Office National des Epizooties ; 1989.

2- ALDEEN WE, HALE D, ROBINSON AJ, CARROLL K.

Evaluation of a Commercially Available ELISA Assay for Detection of *Giardia lamblia* in Fecal Specimens.

Parasitology 1995 ; 21 (2) : 77-79.

3- ALDEEN WE, CARROLL K, ROBINSON A, MORRISON M, HALE D.

Comparison of nine commercially available enzyme-linked immunosorbent assays for detection of *Giardia lamblia* in fecal specimens.

J Clin Microbiol 1998 ; 36 (5) : 1338-1340.

4- ALLISON MJ, BERGMAN T, GERSZTEN E.

Further Studies on Parasites in Antiquity.

Am J Clin Pathol 1999 ; 112 (5) : 605-609.

5- AMBROISE-THOMAS P, GOULLIER A, WEGNER DGH.

Le Praziquantel dans le traitement des distomatoses hépatiques extrêmes orientales a *Clonorchis sinensis* et *Opisthorchis viverrini*.

Bull Soc Pathol Exot Filiales 1981 ; 74 (4) : 426-433.

6- ANDERSON TJC, JAENIKE J.

Host specificity, evolutionary relationships and macrogeographic differentiation among *Ascaris* populations from humans and pigs.

Parasitology 1997 ; 115 (3) : 325-342.

7- ANGEL JL.

Porotic hyperostosis, anemias, malrial and marshes in the prehistoric eastern Mediterranean.

Science 1966 ; 153 (737) : 760-763.

8- ANOFEL

Parasitologie, Mycologie. 6^{ème} éd.

Saint Maur : CR Format Utile ; 1998.

9- ARAÚJO A, REINHARD K, BASTOS OM, COSTA LC, PIRMEZ C, IÑIGUEZ A, *et al.*

Paleoparasitology : Perspectives with new techniques.

Rev Inst Med Trop Sao Paulo 1998 ; 40 (6) : 371-376.

10- ASHFORD RW.

Occurrence of an undescribed coccidian in man Papua New Guinea.

Ann Trop Med Parasitol 1979 ; 73 (5) : 497-500.

11- ASPÖCK H, AUER H, PICHER O.

The Mummy from the Hauslabjoch : A medical Parasitology perspective.

Alpe Adria Microbiol J 1995 ; 2 : 105-114.

12- ASPÖCK H, AUER H, PICHER O.

Trichuris trichiura eggs in the neolithic glacier-mummy from the Alps.

Parasitol Today 1996 ; 12 : 255-256.

13- ASPÖCK H, AUER H, PICHER O.

Parasites and parasitic diseases in prehistoric human populations in Central Europe.

Helminthologia 1999 ; 36 : 139-145.

14- ASPÖCK H, FLAMM H, PICHER O.

Intestinal parasites in human excrements from prehistoric salt-mines of the Hallstatt period (800-350 BC).

Zentralbl Bakteriol 1973 ; 223 (4) : 549-558.

15- AUDOIN-ROUZEAU F, VIGNE JD.

La colonisation de l'Europe par le rat noir (*Rattus rattus*).

Rev Paleobiol 1994 ; 13 (1) : 125-145.

16- AUFDERHEIDE AC, SALO W, MADDEN M, STREITZ J, BUIKSTRA J, GUHL F, *et al.*

A 9,000-year record of Chagas' disease.

Proc Natl Acad Sci USA 2004 ; 101 (7) : 2034-2039.

17- AVILA HA, SIGMAN DS, COOHEN LM, MILIKAN RC, SIMPSON L.

Polymerase chain reaction amplification of *Trypanosoma cruzi* kinetoplast minicircle DNA isolated from whole blood lysates : diagnosis of chronic Chagas' disease.

Mol Biochem Parasitol 1991 ; 48 (2) : 211-222.

18- BAILENGER J.

Coprologie parasitaire et fonctionnelle. 4^{ème} éd.

Bordeaux : J. Bailenger ; 1982.

19- BAILON S.

Quelques exemples de la consommation d'amphibiens à travers le temps.

In :

Rencontres internationales d'archéologie et d'histoire d'Antibes (13 : 1992 : Juan-les-Pins).

Exploitation des animaux sauvages à travers le temps.

Juan-les-Pins : APDCA ; 1993 : 319-326.

20- BAILON S.

La grenouille rousse (*Rana temporaria*) : une source de nourriture pour les habitants de Chalain 3.

In :

Les Sites littoraux néolithiques de Clairvaux-les-lacs et de Chalain (Jura), III, Chalain station 3, 3200-2900 av. JC. Volume 2.

Dir. Pierre Pétrequin.

Paris : Maison des Sciences de l'homme ; 1997 : 711-716.

21- BARBIN V, SCHVOERER M.

Point sur : Cathodoluminescence et géosciences.

C R Acad Sci Paris, Sciences de la Terre et des planètes 1997 ; 325 : 157-169.

22- BARDINET Th.

Les papyrus médicaux de l’Egypte pharaonique.

Paris : Fayard ; 1995 : 258-262.

23- BARTOLONI A, STROHMEYER M, BENUCCI M, SABATINELLI G, PARADISI F.

ParaSight™-F test for Malaria diagnosis.

Trans R Soc Trop Med Hyg 2000 ; 94 (2) : 227-228.

24- BASTOS O, ARAUJO A, FERREIRA LF, SANTORO A, WINCKER P, MOREL CM.

Experimental paleoparasitology : identification of *trypanosoma cruzi* DNA in dessicated mouse tissue.

Paleopathol Newsl 1996 ; 94 : 5-8.

25- BEM C.

Elemente de cronologie radiocarbon. Ariile culturale Boian–Gumelnița Cernavoda I și Precucuteni–Cucuteni/Tripolie.

Cercetări Archeologice 2000 ; 11 (1) : 337-359.

26- BEYNEIX A.

Traditions funéraires néolithiques en France méridionale.

Paris : Errance ; 2003.

27- BILLAMBOZ A.

Stand der Jahrringchronologien Oberschwabens und des Bodensees.

In :

BECKER B.

Dendrochronologie in der Ur- und Frühgeschichte.

Antiqua 1985 ; 11 : 30-35.

28- BILLAMBOZ A.

Die jungneolithischen Dendrodaten der Pfahlbausiedlungen Südwestdeutschlands als Zeitrahmen für die Einflüsse der Michelsberg Kultur in ihrem südlichen Randgebiet.

In :

Die Michelsberg Kultur und ihre Randgebiete : Probleme der Entstehung, Chronologie und des Siedlungswesens.

Ed. Jens Lüning, Jorg Biel.

Stuttgart : Kommissionsverlag K. Theiss ; 1998 : 159-168.

29- BOETSCH G., CORTOT H.

Plantes qui nourrissent, plantes qui guérissent dans l'espace alpin.

Gap : Librairie des Hautes-Alpes ; 2004.

30- BOONE JH, WILKINS TD, NASH TE, BRANDON JE, MACIAS EA, JERRIS RC, *et al.*

TechLab and Alexon *Giardia* Enzyme-Linked Immunosorbent Assay Kits Detect Cyst Wall Protein 1.

J Clin Microbiol 1999 ; 37 (3) : 611-614.

31- BORZA EN.

Some observations on Malaria and the ecology of central Macedonia in Antiquity.

Am J Ancient Hist 1979 ; 4 : 102-124.

32- BORZA EN.

Makedonika.

Ed. Carol G. Thomas for the Association of Ancient Historians.

Claremont : Regina Books ; 1995.

33- BOUCHAUD O, HOUZE S, LONGUET C, DI PIAZZA JP, RUGGIERI C, SECARDIN Y, *et al.*

Use of the ParaSight[®]-F diagnostic test for imported Malaria in a travel clinic.

Am J Trop Med Hyg 2000 ; 63 (1-2) : 76-79.

34- BOUCHET F.

Parasitologie et Archéologie en France : résultats et perspectives.

Nouvelles Archéologie 1994 ; 57 : 51-54.

35- BOUCHET F.

Recovery of Helminth Eggs from the Archaeological Excavations of the Grand Louvre (Paris, France).

J Parasitol 1995 ; 81 (5) : 785-787.

36- BOUCHET F.

Intestinal capillariasis in neolithic inhabitants of Chalain (Jura, France).

Lancet 1997 ; 349 (9047) : 256.

37- BOUCHET F, ARAUJO A, HARTER S, CHAVES SM, DUARTE AN, MONNIER JL,
et al.

Toxocara canis (Werner, 1782) eggs in the Pleistocene site of Menez-Dregan, France (300,000-500,000 years Before Present).

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl I : 137-139.

38- BOUCHET F, BAFFIER D, GIRARD M, MOREL P, PAICHELER JC, DAVID F.

Paléoparasitologie en contexte Pléistocène : premières observations à la Grande Grotte d'Arcy-sur-Cure (Yonne), France.

C R Acad Sci (série III) 1996 ; 319 : 147-151.

39- BOUCHET F, BENTRAD S.

Recovery of equine Helminth eggs in a mediaeval lacustrine settlement (Charavines, Isère, France).

Vet Rec 1997 ; 141 (23) : 601-602.

40- BOUCHET F, BENTRAD S, DOMMELIER S, PAICHELER JC, PETREQUIN P.

Capillarioses intestinales : nématodoses du Néolithique.

Bull Soc Fr Parasitol 1997 ; 15 : 49-54.

41- BOUCHET F, HARTER S, LE BAILLY M.

The State of the Art of Paleoparasitological Research in the Old World.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. I : 95-101.

42- BOUCHET F, HARTER S, PAICHELER JC, ARAUJO A, FERREIRA LF.

First recovery of *Schistosoma mansoni* eggs from a latrine in Europe (15-16th centuries).

J Parasitol 2002 ; 88 (2) : 404-405.

43- BOUCHET F, LAVAZEC C, NATTIER V, DOMMELIER S, BENTRAD S, PAICHELER JC.

Etude de la parasitofaune du site médiéval de Charavines (Lac de Paladru, Isère, France).

Bull Soc Zool Fr 2000 ; 125 : 205-215.

44- BOUCHET F, PAICHELER JC.

Paleoparasitology: presumption of a case with bilharzia of the 15th century at Montbeliard (Doubs, France).

C R Acad Sci 1995 ; 318 (7) : 811-814.

45- BOUCHET F, PETREQUIN P, PAICHELER JC, DOMMELIER S.

Première approche paléoparasitologique du site néolithique de Chalain (Jura, France).

Bull Soc Pathol Exot 1995 ; 88 (5) : 265-268.

46- BRUMPT E.

Précis de Parasitologie. Tome 1.

Paris : Masson ; 1949.

47- BRYAN PW.

The Papyrus Ebers.

London : Geoffroy Bles ; 1930.

48- BRYANT VM.

Diet in Southwest Texas : The Coprolite Evidence.

Am Antiquity 1974 ; 39 : 407-420.

49- BRYANT VM.

The Role of Coprolite Analysis in Archaeology.

Bull Texas Arch Soc 1974 ; 45 : 1-28.

50- BUSSIERAS J, CHERMETTE R.

Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule 3 : Helminthologie.

Paris : R. Rosset, 1988.

51- CALLEN EO.

Analysis of the Tehuacan coprolites.

In :

The Prehistory of the Tehuacan Valley. Volume 1 : Environment and Subsistence.

Ed. Byers DS.

Austin : University of Texas Press ; 1967 : 261-289.

52- CALLEN EO, CAMERON TWM.

A prehistoric diet revealed in coprolites.

N Sci 1960 ; 7 : 35-40.

53- CERUTTI N, MARIN A, MASSA ER, SAVOIA D.

Immunological investigation of malaria and new perspectives in paleopathological studies.

Boll Soc Ital Biol Sper 1999 ; 75 (3-4) : 17-20.

54- CHAI JY, HONGVANTHONG B.

A small-scale survey of intestinal helminthic infections among residents near Pakse, Laos.

Korean J Parasitol 1998 ; 36 (1) : 55-58.

55- CHAME M.

Terrestrial Mammal Feces : a Morphometric Summary and Description.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. I : 71-94.

56- CHAME M, FERREIRA LF, ARAUJO A, CONFALONIERI U.

Testing the Color Parameter of Coprolites Rehydration Solution.

Paleopathol Newsl 1989 ; 68 : 9-11.

57- CHAME M, FERREIRA LF, ARAUJO A, CONFALONIERI U.

Experimental palaeoparasitology : an approach to the diagnosis of animal coprolites.
Paleopathol Newsl 1991 ; 76 : 7-9.

58- CHAN R, CHEN JC, YORK MK, SETIJONO N, KAPLAN RL, GRHAM F, *et al.*

Evaluation of a Combination Rapid Immunoassay for Detection of *Giardia* and
Cryptosporidium Antigens.

J Clin Microbiol 2000 ; 38 (1) : 393-394.

59- CHARTIER C, ITARD J, MOREL PC, TRONCY PM.

Précis de parasitologie vétérinaire tropicale.

Paris : Tec et Doc ; 2000.

60- CHESNOT Thierry.

Recherche du biocolloïde *Cryptosporidium parvum* dans les matrices environnementales :
évaluation des techniques de purification et de dénombrement automatisé.

Th 3 cycle : Pharm : Nancy 1 : 2003, 508.

61- COCKBURN A, BARRACO RA, REYMAN TA, PECK WH.

Autopsy of an Egyptian mummy.

Science 1975 ; 187 (4182) : 1155-1160.

62- COMBES C.

Les associations du vivant. L'art de détecter le parasite.

Paris : Flammarion ; 2001.

63- CONTIS G, DAVID AR.

The epidemiology of *Bilharzia* in Ancient Egypt : 5000 years of Schistosomiasis.

Parasitol Today 1996 ; 12 (7) : 253-255.

64- DAVID AR.

Disease in Egyptian mummies : the contribution of new technologies.

Lancet 1997 ; 349 (9067) : 1760-1763.

65- DE CAPITANI A, DESCHLER-ERB S, LEUZINGER U, MARTI-GRÄDEL E, SCHIBLER J.

Die Jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon-Bleiche 3. Funde.

Frauenfeld : Archäologie im Thurgau ; 2002.

66- DEELDER AM, MILLER RL, JONGE DE N, KRIJGER FW.

Detection of schistosome antigen in mummies.

Lancet 1990 ; 335 (8691) : 724-725.

67- DELUOL AM.

Atlas de Parasitologie. Guide pratique du diagnostic au microscope. Tome III - Les Helminthes.

Paris : Varia ; 1989.

68- DELUOL AM.

Atlas de parasitologie. Vol. 1 Les Amibes.

Paris : Varia ; 1998.

69- DELUOL AM.

Atlas de parasitologie. Vol. 2, Flagellés, infusoires, coccidies, microsporidies, *blastocystis hominis*, *trichomonas vaginalis*.

Paris : Varia ; 1999.

70- DELUOL AM., JUNOD CH.

Cyclospora sp.

Ann Biol Clin 1996 ; 54 : 373-377.

71- DESVOIS L, GREGORY A, ANCELLE T, DUPOUY-CAMET J.

Enquête sur l'incidence de la bothriocéphalose en Haute-Savoie (1993-2000).

Bull Epidemiol Hebd 2001 ; 45 : 211-213.

72- DESVOIS L, GREGORY A, ANCELLE T, DUPOUY-CAMET J.

La bothriocéphalose humaine est toujours présente en France (Enquête effectuée en Haute-Savoie entre 1993 et 2000).

Parasite 2002 ; 9 (1) : 89-90.

73- DIECKMANN B.

Zum Strand der archäologischen Untersuchungen in Hornstaad.

Ber Rom German Kommiss 1990 ; 70 : 84-109.

74- DIEKMANN B, MAIER U, VOGT R.

Hornstaad – Zur inneren Dynamik einer jungneolithischen Dorfanlage am westlichen Bodensee. Neue Ergebnisse der Archäologie, Botanik und Bodenkunde.

In :

Mensch und Umwelt während des Neolithikums und Frühebronzenzeit in Mitteleuropa. Ergebnisse interdisziplinärer Zusammenarbeit zwischen Archäologie, Klimatologie, Biologie und Medizin.

Ed. Andreas Lippert, Michael Schultz, Stephen Shennan, Maria Teschler-Nicola.

Rahden : Verlag Marie Leidorf ; 2001 : 29-51.

75- DOMMELIER S, BENTRAD S, PAICHELER JC, PETREQUIN P, BOUCHET F.

Parasitoses liées à l'alimentation chez les populations néolithiques du lac de Chalain (Jura, France).

Anthropozoologica 1998 ; 27 : 41-49.

76- DOMMELIER-ESPEJO Sophie.

Contribution à l'étude parasitologique des sites néolithiques en environnement lacustre dans les domaines jurassiens et périalpins.

Th 3 cycle : Sci Ex Nat : Reims : 2001 ; 6.

77- DUNN AM.

Veterinary Helminthology. 2nd ed.

Londres : William Heinemann Medical Books Ltd ; 1978.

78- DUPOUY-CAMET J, PEDUZZI R.

Current situation of human diphyllbothriasis in Europe.

Eurosurveillance 2004 ; 9 (5) : 5-6.

79- DYER NW.

Diocotophyma renale in ranch mink.

J Vet Diagn Invest 1998 ; 10 (1) : 111-113.

80- ETTER H, MENK R.

Die Neolithischen und frühbronzezeitlichen menschlichen Skelette aus Zurich-Mozartstrasse.

Arch Suisses Anthropol Gen 1983 ; 47 : 83-102.

81- EUZEBY J.

Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Maladies dues aux Nématelminthes Tome I, Fascicule 2.

Paris : Vigot Frères ; 1963.

82- EUZEBY J.

Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 1.

Paris : Informations Techniques des Services Vétérinaires ; 1981.

83- EUZEBY J.

Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 2.

Paris : Informations Techniques des Services Vétérinaires 1982.

84- EUZEBY J.

Les parasitoses humaines d'origine animale : caractères épidémiologiques.

Paris : Flammarion Médecine Science ; 1984.

85- EUZEBY J.

Les parasites des viandes. Epidémiologie, physiopathologie, incidences zoonosiques.

Paris : Tec et Doc ; 1998.

86- EXBRAYAT JM.

Méthodes classiques de visualisation du génome en microscopie photonique.

Paris : Tec et Doc ; 2000.

87- FAULKNER CT, PATTON S, JOHNSON SS.

Prehistoric parasitism in Tennessee: Evidence from the Analysis of Desiccated Fecal Material Collected from Big Bone Cave, Van Buren County, Tennessee.

J Parasitol 1989 ; 75 (3) : 461-463.

88- FEDORKO DP., WILLIAMS EC., NELSON NA., CALHOUN LB., YAN SS.

Performance of Three Enzyme Immunoassays and Two Direct Fluorescence Assays for Detection of *Giardia lamblia* in Stool Specimens Preserved in ECOFIX.

J Clin Microbiol 2000 ; 38 (7) : 2781-2783.

89- FERNANDO SS.

The giant kidney worm (*Dioctophyma renale*) infection in man in Australia.

Am J Surg Pathol 1983 ; 7 (3) : 281-284.

90- FERREIRA LF, ARAÚJO A, CONFALONIERI U.

The finding of helminths eggs in Brazilian mummy.

Trans R Soc Trop Med Hyg 1983 ; 77 (1) : 65-67.

91- FERREIRA LF, ARAUJO A, CONFALONIERI UEC, CHAME M, RIBEIRO B.

Eimeria oocysts in deer coprolites dated from 9,000 years BP.

Mem Instit Oswaldo Cruz 1992 ; 87 Suppl. I : 105-106.

92- FERREIRA LF, BRITTO C, CAROLOS MM, FERNANDES O, REINHARD KJ, ARAUJO A.

Paleoparasitology of Chagas disease revealed by infected tissues from Chilean mummies.

Acta Trop 2000 ; 75 (1) : 79-84.

93- FORNACIARI G, CASTAGNA M, VIACAVA P, TOGNETTI A, BEVILACQUA G, SEGURA EL.

Chaga's disease in a Peruvian Inca mummy.

Lancet 1992 ; 339 (8785) : 128-129.

94- FOUANT MM, ALLISON M, GERSZTEN E, FOCACCI G.

Parasitos intestinales entre los indigenas precolombinos.

Rev Chungara 1982 ; 9 : 285-299.

95- FRISANCHO D.

Patologia y Cirugia en la Altura.

Lima : Majia Baca ; 1974.

96- FRY GF.

Analysis of fecal material.

In :

The analysis of prehistoric diets.

Ed. Gilbert RI, Mielke JH.

London : Academic Press ; 1985 : 127-154.

97- FURGER AR.

Die Siedlungsreste der Horgener Kultur. Grabungsbericht und Auswertung unter besonderer Berücksichtigung der naturwissenschaftlichen Untersuchungen.

Bern : 1980.

98- GALBENU D.

Așezarea neolitică de la Hârșova.

Studii și cercetări de istorie veche 1962 ; 12 (2) : 285-304.

99- GALBENU D.

Nouvelles données concernant le début de la civilisation de Gumelnița en Dobrogea.

Dacia nouvelle série 1966 ; 10 : 321-325.

100- GARCIA LS, BREWER TC, BRUCKNER DA.

Fluorescence Detection of *Cryptosporidium* oocysts in Human Fecal Specimens by Using Monoclonal Antibodies.

J Clin Microbiol 1987 ; 25 (1) : 119-121.

101- GARCIA LS, SHIMIZU RY.

Detection of *Giardia lamblia* and *Cryptosporidium parvum* Antigens in Human Fecal Specimens Using the ColorPAC Combination Rapid-Phase Qualitative Immunochromatographic Assay.

J Clin Microbiol 2000 ; 38 (3) : 1267-1268.

102- GENTILINI M.

Médecine tropicale.

Paris : Médecine-Sciences, Flammarion, 1993.

103- GERHARD K, STRAHM C.

Die Pfahlbau-Schädel von Vinelz, Kanton Bern : anthropologische Analyse und archäologische Interpretation in neuer Sicht.

Archives Suisses Anthropol General 1975 ; 39 (2) : 43-92.

104- GEORGI JR.

Parasitology for veterinarians

Philadelphie : WB Saunders Compagny ; 1980.

105- GEUS F.

Saï 1998-1999.

Archeol Nil Moyen 2002 ; 9 : 95-134.

106- GIANT KIDNEY WORM (THE).

Semin Dial 2002 ; 15 (2) : 120.

107- GILIGNY F, MARECHAL D, PETREQUIN P, PETREQUIN AM, SAINTOT S.

La séquence néolithique final des lacs de Clairvaux et de Chalain (Jura). Essai sur l'évolution culturelle. Actes du colloques d'Ambérieu en Bugey.

Doc Departement Anthropol Ecol Univ Geneve 1992 ; 20 : 313-346.

108- GOLAY M, MARIAUX J.

Situation de *Diphyllobothrium latum*, L., 1758, dans 4 lacs du plateau suisse.

Bull Soc Neuchâteloise Sci Nat 1995 ; 118 : 79-86.

109- GOLVAN YJ.

Atlas de Parasitologie. Schémas explicatifs d'épidémiologie.

Paris : Léopard d'Or ; 1990.

110- GONÇALVES MLC, ARAUJO A, DUARTE R, PEREIRA da SILVA J, REINHARD K, BOUCHET F, *et al.*

Detection of *Giardia duodenalis* antigen in coprolites using a commercially available enzyme-linked immunosorbent assay.

Trans R Soc Trop Med Hyg 2002 ; 96 (6) : 640-643.

111- GONÇALVES MLC, ARAUJO A., FERREIRA LF.

Human Intestinal Parasites in the Past : New Findings and a Review.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. I : 103-118.

112- GONÇALVES M, SILVA V, ANDRADE C, ROCHA G, LE BAILLY M, BOUCHET F, *et al.*

Amebiasis distribution in the past: first steps in using an immunoassay technique.

Trans R Soc Trop Med Hyg 2004 ; 98 (2) : 88-91.

113- GREIG J.

Garderober, sewers, cesspits and latrines.

Current Archaeology 1982 ; 85 : 49-52.

114- GUHL F, JARAMILLO C, YOCKTENG R, VALLEJO GA, CARDENAS-ARROYO F.
Trypanosoma cruzi DNA in human mummies.
Lancet 1997 ; 349 (9062) : 1370.

115- GUHL F, JARAMILLO C, VALLEJO GA, YOCKTENG R, CARDENAS-ARROYO F,
FORNACIARI G, *et al.*
Isolation of *Trypanosoma cruzi* DNA in 4,000-year-old mummified human tissue from
northern Chile.
Am J Phys Anthropol 1999 ; 108 (4) : 401-407.

116- GULH F, JARAMILLO C, VALLEJO GA, CARDENAS A, ARROYO F,
AUFDERHEIDE A.
Chagas disease and human migration.
Mem Instit Oswaldo Cruz 2000 ; 95 (4) : 553-555.

117- HAN ET, GUK SM, KIM JL, JEONG HJ, KIM SN, CHAI JY.
Detection of Parasite Eggs from Archaeological Excavations in the Republic of Korea.
Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. 1 : 123-126.

118- HAQUE R, NEVILLE LM, HAHN P, PETRI WA.
Rapid Diagnosis of *Entamoeba* Infection by Using *Entamoeba* and *Entamoeba histolytica*
Stool Antigen Detection Kits.
J Clin Microbiol 1995 ; 33 (10) : 2558-2561.

119- HAQUE R, ALI KM, AKTHER S, PETRI WA.
Comparison of PCR, Isoenzyme Analysis, and Antigen Detection for Diagnosis of *Entamoeba*
histolytica Infection.
J Clin Microbiol 1998 ; 36 (2) : 449-452.

120- HAQUE R, MOLLAH NU, ALI KM, ALAM K, EUBANKS A, LYERLY D, *et al.*
Diagnosis of Amebic Liver Abscess and Intestinal Infection with the TechLab *Entamoeba*
histolytica II Antigen Detection and Antibody Tests.
J Clin Microbiol 2000 ; 38 (9) : 3235-3239.

121- HARTER S.

Implication de la Paléoparasitologie dans l'étude des populations anciennes de la vallée du Nil et du Proche-Orient : études de cas.

Th 3 cycle : Pharm : Reims : 2003, 206.

122- HARTER S, BOUCHET F.

Paléoparasitologie : Apports des méthodes de la parasitologie médicale aux populations anciennes.

Bull Mem Soc Anthropol Paris 2002 ; 14 (3-4) : 363-370.

123- HARTER-LAILHEUGUE S, BOUCHET F.

Palaeoparasitological Investigations in Funerary Contexts along the Nile.

Paleopathol Newsl 2004 ; 128 : 5-9.

124- HARTER S, LE BAILLY M, BOUCHET F.

First Paleoparasitological Study of an Embalming Rejects Jar Found in Saqqara, Egypt.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. I : 119-121.

125- HARTER S, LE BAILLY M, BOUCHET F.

Compte-rendu de l'étude paléoparasitologique des sites de Chevenez, Combe Varu et Chevenez, Lai Coratte (Jura, Suisse).

In :

GONDA C.

Chevenez, Lai Coratte, un artisanat métallurgique du Haut Moyen Age.

Archéologie Transjurane 2003 ; 108 : 33-36.

126- HASOTTI P.

Considerații cu privire la cultura Gumelnița în Dobrogea.

Pontica 1989 ; 21-22 : 13-29.

127- HASOTTI P.

Epoca Neolitică în Dobrogea.

Constanța : Bibliotheca Tomitana ; 1997.

128- HASWELL-ELKINS MR, ELKINS DB, SITHITHAWORN P, TREESARAWAT P, KAEWKES S.

Distribution patterns of *Opisthorchis viverrini* within a human community.

Parasitology 1991 ; 103 (1) : 97-101.

129- HIDALGO-ARGUELLO MR, BANOS ND, GRANDES JF, MARCOS EP.

Parasitological Analysis of Leonese Royalty from Collegiate-Basilica of St. Isidoro, Leon (Spain): Helminths, Protozoa, and Mites.

J Parasitol 2003 ; 89 (4) : 738-743.

130- HILLIARD DK.

Studies on the helminth fauna of Alaska. LI. Observations on eggshell formation in some diphyllbothriid cestodes.

Can J Zool 1972 ; 50 (5) : 585-592.

131- HOLDEN T.

The rehydration of coprolites using trisodium phosphate solution : color reaction and smell.

Paleopathol Newsl 1991 ; 71 : 9-12.

132- HORNE PD.

First evidence of enterobiasis in ancient Egypt.

J Parasitol 2002 ; 88 (5) : 1019-1021.

133- HORNE PD, LEWIN PK.

Electron microscopy of mummified tissue: autopsy of an Egyptian mummy.

Can Med Assoc J 1977 ; 117 (5) : 472-473.

134- HORNE PD, REDFORD S.

Aspergillosis and dracunculiasis in mummies from the tomb of Parannefer.

Paleopathol Newsl 1995 ; 2 : 7-8.

135- HOULD R.

Techniques d'histopathologie et de cytopathologie

Paris : Maloine ; 1984.

136- HÜSTER-PLOGMANN H., LEUZINGER U.

Fischerei und Fischereste in der jungsteinzeitlichen Seeufersiedlung in Arbon (TG).

Archäologie Schweiz 1995 ; 18 : 109-117.

137- IQBAL J, SHER A, RAB A.

Plasmodium falciparum histidine Rich Protein-2-based immunocapture diagnostic assay for malaria : cross reactivity with rheumatoid factors.

J Clin Microbiol 2000 ; 38 (3) : 1184-1186.

138- ISHII Y, FUJINO T, KOGA M, HIGO H, LOU YS, SAKAMOTO K, *et al.*

Electron Micrographs of parasitic Helminths.

Fukuoka : Yoichi Ishii ; 1991.

139- JACOMET S., MAGNY M., BURGA C.

Klima- und Seespiegelschwankungen im Verlauf des Neolithikums und ihre Auswirkungen auf die Besiedlung der Seeufer.

In :

Die Schweiz vom Paläolithikum zum Mittelalter, SPM 2 : Neolithikum.

Ed. Werner Enrst Stöckli, Urs Niffeler, Eduard Gross-Klee.

Basel : SGU Verlag ; 1995 : 53-58.

140- JACOMET S., LEUZINGER U., SCHIBLER J.

Die Jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon-Bleiche 3 : Umwelt und Wirtschaft.

Frauenfeld : Amt für Archäologie ; 2005.

(Archäologie im Thurgau ; 12).

141- JONES AKG, NICHOLSON C.

Recent finds of trichuris and ascaris ova from Britain.

Paleopathol Newsl 1988 ; 62 : 5-6.

142- JOUY-AVANTIN F.

Paléoparasitologie : Contribution à l'étude des paléoenvironnements de sites pléistocènes et holocènes du littoral méditerranée français.

Thèse 3 cycle : Sci Hum Soc : Perpignan : 2004, 552.

143- JOUY-AVANTIN , COMBES C, LUMLEY H, MISKOVSKY JC, MONE H.

Helminth eggs in animal coprolites from a Middle Pleistocene site in Europe.

J Parasitol 1999 ; 85 (2) : 376-379.

144- JOUY-AVANTIN F, DEBENATH A, MOIGNE AM, MONE H.

A Standardized Method for the Description and the Study of Coprolites.

J Archaeological Sci 2003 ; 30 : 367-372.

145- JUSTINE JL, FERTE H.

Redescription de *Capillaria bovis* (Schnyder, 1906) (Nematoda, Capillariinae).

Bull Museum Natl Hist Nat, Paris, 4^{ème} série 1989 ; 10 (A) : 693-709.

146- KARMANOVA EM.

The life-cycle of the nematode, *Dioctophyme renale* (Goeze, 1782) parasitic in the kidney of carnivorous animals and man.

Dokl Acad Nauk SSSR 1960 ; 132 : 1219-1221.

147- KAUFMANN J.

Parasitic infections of domestic animals : A diagnostic manual.

Basel : Birkhäuser Verlag ; 1996.

148- KENWARD H.

Pubic lice in Roman and medieval Britain.

Trends Parasitol 2001 ; 17 (4) : 167-168.

149- KOKABI M.

Siedlungsarchäologische Untersuchungen im Alpenvorland.

In :

Kolloquium der Deutschen Forschungsgemeinschaft (5 : 1990 : Gaienhofen-Hemmenhofen)

Mainz am Rhein : Verlag Philipp von Zabern ; 1990 : 145-160.

150- KOLB M.

Die Seeufersiedlung Sipplingen und die Entwicklung der Horgener Kultur am Bodensee.

In :

SCHLICHTHERLE H.

Pfahlbauten rund um die Alpen.

Stuttgart : Theiss ; 1997 : 22-25.

151- KOLB M.

Kulturwandel oder Kulturbruck? – Betrachtungen zum Übergang von Pfyner zur Horgener Kultur.

In :

Tradition und innovation : Prähistorische Archäologie als historische Wissenschaft. Festschrift für Christian Strahm.

Ed. B. Fritsch, Margot Moute, Irenäus Matuschik, Johannes Müller, Claus Wolf.

Radhen : Leidorf GMBH ; 1998 : 129-141.

152- KONINGER J, KOLB M, SCHLICHTHERLE H.

Elemente von Boleraz und Baden in den Feuchtbodensiedlungen des Südwestdeutschen Alpenvorlands und ihre Möglich Rolle im Transformationsprozess des lokalen Endneolithikums.

In :

ROMAN P, DIAMANDI S.

Cernavoda III – Boleraz.

Symposium (Mangalia/Neptun : 1999).

Bucarest : Studia Danubiana ; 2001 : 641-672.

153- KRAMAR C.

Apport de l'étude de la pathologie à la connaissance des populations de Kerma.

In :

Congrès international d'études nubiennes (7 : 1994 : Genève).

Genève : Bonnet C. ; 1994 : 295-304.

154- LAFERL H, KANDEL K, PICHLER H.

False positive dipstick test for malaria.

N Eng J Med 1997 ; 337 (22) : 1635-1636.

155- LE BAILLY M.

Etude paléoparasitologique du site néolithique d'Arbon-Bleiche 3 (Thurgovie, Suisse).

Mémoire : Diplôme d'Etudes Approfondies : Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris V ; 2002.

156- LE BAILLY M, HARTER S, BOUCHET F.

A l'interface de la biologie et de l'archéologie : la Paléoparasitologie.

Archéopages 2003 ; 11 : 12-17.

157- LE BAILLY M, LEUZINGER U, BOUCHET F.

Dictyophymidae Eggs from Coprolites from Neolithic Site of Arbon-Bleiche 3 (Switzerland).

J Parasitol 2003 ; 89 (5) : 1073-1076.

158- LE BAILLY M, BOUCHET F.

La paléoparasitologie en contexte néolithique : Etude des coprolithes humains d'Arbon-Bleiche 3.

In :

Die Jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon-bleiche 3 : Umwelt und Wirtschaft.

Ed. Stefanie Jacomet, Urs Leuzinger, Jörg Schibler.

Frauenfeld : Amt für Archäologie ; 2005 (sous presse).

(Archäologie im Thurgau 12).

159- LE BAILLY M, LEUZINGER U, SCHLICHATHERLE H, BOUCHET F.

Diphyllobothrium : Neolithic Parasite ?

J Parasitol (sous presse).

160- LEGER N, PESSON B, FERTE H, KRISTENSEN A.

Guide pratique de parasitologie vétérinaire.

Paris : Centre National des Biologistes ; 1991.

161- LEGER N, NOTTEGHEM MJ, PESSON B.

Parasitologie médicale, Guide pratique.

Paris : Biologiste et Praticien ; 1992.

162- LEUZINGER U.

Die Jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon-Bleiche 3. Befunde.

Frauenfeld : Amt für Archäologie ; 2000.

(Archäologie im Thurgau 9).

163- LOREILLE O, BOUCHET F.

Ascariasis in Human and Pigs.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl. I : 39-46.

164- LOREILLE O, ROUMAT E, VERNEAU O, BOUCHET F, HANNI C.

Ancient DNA from Ascaris : Extraction, amplification and sequences from eggs collected in coprolites.

Int J Parasitol 2001 ; 31 (10) : 1101-1106.

165- LUONG DINH GIAP G, LAM TAM B, FAUCHER P, ROCHE MC, RIPERT Ch.

Etude des distomatoses hépatiques à *Clonorchis/Opistorchis* spp. Chez des réfugiés d'Asie du sud-est. Effet du traitement par le Praziquantel.

Med Trop 1983 ; 43 (4) : 325-330.

166- MAIER U, VOGT R.

Botanische und pedologische Untersuchungen zur Ufersiedlung Hornstaad-Hörnle IA.

In :

Siedlungsarchäologie im Alpenvorland VI.

Ed. Landesdenkmalamt Baden-Württemberg.

Stuttgart : Kommissionverlag K. Theiss, 2001.

(Forsch U Ber Vor und Frühegeschichte ; 74).

167- MAGE C, BOURGNE H, TOULLIEU JM, RONDELEAU D, DREYFUSS G.

Fasciola hepatica and *Paramphistomum daubneyi*: changes in prevalence of natural infections in cattle and in *Lymnaea truncatula* from central France over the past 12 years.

Vet Res 2002 ; 33 (5) : 439-447.

168- MAGNY M.

Holocene lake-level fluctuations in Jura and sub-Alpine ranges, France: regional pattern and climatic implications.

Boreas 1992 ; 21 : 319-334.

169- MAGNY M.

Holocene fluctuations of lake levels in the French Jura and sub-Alpine ranges, and their implications for past general circulation patterns.

Holocene 1993 ; 3 : 306-313.

170- MAGNY M.

Holocene climate variability as reflected by mid-European lake-level fluctuations and its probable impact on prehistoric human settlements.

Quaternary Int 2004 ; 113 : 65-79.

171- MATSUI A, KANEHARA M, KANEHARA M.

Palaeoparasitology in Japan - discovery of toilet features.

Mem Inst Oswaldo Cruz 2003 ; 98 Suppl 1 : 127-136.

172- MEASURES LN, ANDERSON RC.

Centrarchid fish as paratenic host of the giant kidney worm, *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782), in Ontario, Canada.

J Wildl Dis 1985 ; 21 (1) : 11-19.

173- MEHLHORN H.

Encyclopedis reference of Parasitology.

Ed. Mehlhorn H.

Berlin : Springer ; 2001.

174- MENARD A, L'HOSTIS M, LERAY G, MARCHANDEAU S, PASCAL M, ROUDOT N, *et al.*

Inventory of wild rodents and lagomorphs as natural hosts of *Fasciola hepatica* on a farm located in a humid area in Loire Atlantique (France).

Parasite 2000 ; 7 (2) : 77-82.

175- MENARD A, AGOULON A, L'HOSTIS M, RONDELEAU D, COLLARD S, CHAUVIN A.

Myocasto coypus as a reservoir host of *Fasciola hepatica* in France.

Vet Res 2001 ; 32 (5) : 499-508.

176- MIEGEVILLE M, BESSON J.

Enquête épidémiologique à partir de 9 cas de cyclosporose au retour du Vietnam dans la région nantaise.

Bull Epidemiol Hebd 1997 ; 48 : 215.

177- MILLER RL, ARMELAGOS GJ, IKRAM S, JONGE DE N, KRIJGER FW, DEELDER AM.

Palaeoepidemiology of schistosoma infection in mummies.

BMJ 1992 ; 304 (6826) : 555-556.

178- MILLER RL, IKRAM S, ARMELAGOS GJ, WALKER R, HARER WB, SHIFF CJ, BAGGETT D, CARRIGAN M, MARET SM.

Diagnosis of *Plasmodium falciparum* infections in mummies using the rapid manual ParaSight™-F test.

Trans R Soc Trop Med Hyg 1994 ; 88 (1) : 31-32.

179- MIRELMAN D, NUCHAMOWITZ Y, STOBLARSKY T.

Comparison of Use of Enzyme-Linked Immunosorbent Assay-Based Kits and PCR Amplification of rRNA Genes for Simultaneous Detection of *Entamoeba histolytica* and *E. dispar*.

J Clin Microbiol 1997 ; 35 (9) : 2405-2407.

180- MOODY A.

Rapid Diagnostic Tests for Malaria Parasites.

Clin Microbiol Rev 2002 ; 15 (1) : 66-78.

181- MORAVEC F.

Revision of nematodes of the genus *Capillaria* from European freshwater fishes.

Folia Parasitol 1980 ; 27 : 309-324.

182- MUMCUOGLU KY, ZIAS J, TARSHIS M, LAVI M, STIEBEL GD.

Body louse remains found in textiles excavated at Masada, Israel.

J Med Entomol 2003 ; 40 (4) : 585-587.

183- NARVAEZ JA, TURELL LP, SERRA J, HIDALGO F.

Hyperdense renal cystic lesions caused by *Dioctophyma renale*.

AJR Am J Roentgenol 1994 ; 163 (4) : 997-998.

184- NEVA FA, BROWN HW.

Basic clinical parasitology. 6th ed.

Londres : Prentice Hall International ; 1994.

185- NOZAIS JP, DATRY A, DANIS M.

Traité de parasitologie médicale.

Paris : Pradel ; 1996.

186- NUNN JF, TAPP E.

Tropical diseases in ancient Egypt.

Trans R Soc Trop Med Hyg 2000 ; 94 (2) : 147-153.

187- OMAR MS, MALIK GM, AL-AMARI OM, ABDALLA SE, MOOSA RA.

The rapid manual *ParaSightTM-F* test for diagnosing *Plasmodium malariae* in Saudi Arabia.

Ann Saudi Med 1999 ; 19 (2) : 159-162.

188- ORTEGA YR, BONAVIA D.

Cryptosporidium, *Giardia* and *Cyclospora* in Ancient Peruvians.

J Parasitol 2003 ; 89 (3) : 635-636.

189- OTRANTO D, TRAVERSA D.

A review of dicrocoeliosis of ruminants including recent advances in the diagnosis and treatment.

Vet Parasitol 2002 ; 107 (4) : 317-335.

190- PAGEL M, BARBIN V, BLANC Ph, OHNENSTETTER.

Cathodoluminescence in Geosciences : an overview and perspectives.

In :

PAGEL M, BARBIN V, BLANC Ph, OHNENSTETTER (eds)

Cathodoluminescence in Geosciences

Berlin : Springer Verlag 2000 ; 1 : 1-21.

191- PEDUZZI R.

Résurgence de la bothriocéphalose dans la région du lac Majeur.

Med Mal Infect 1990 ; 20 : 493-497.

192- PEDUZZI R, BOUCHER-RODONI R.

Resurgence of human bothriocephalosis (*Diphyllobothrium latum*) in the subalpine lake region.

J Limnol 2001 ; 60 : 41-44.

193- PETERS W, PASVOL G.

Médecine tropicale et parasitologie.

Paris : Flammarion Médecine Sciences ; 2002.

194- PETITHORY JC, ARDOIN-GUIDON F.

Parasitologie : vrais et faux parasites en coprologie microscopique.

Paris : Bioforma ; 1995.

195- PETNEY TN.

Environmental, cultural and social changes and their influence on parasite infections.

Int J Parasitol 2001 ; 31 (9) : 919-932.

196- PETREQUIN P.

Les sites littoraux néolithiques de Clairvaux-les-lacs et de Chalain (Jura), 3, Chalain station 3 3200-2900 av. JC. Vol 1 et 2.

Dir. Pierre Pétrequin.

Paris : Maison des sciences de l'homme 1997.

197- PIKE AW.

The recovery of parasite eggs from ancient cesspit and latrine deposits : An approach to the study of early parasite infections.

In :

BROTHWELL DR, SANDISON AT.

Diseases in Antiquity.

Springfield : CC Thomas ; 1967 : 184-188.

198- POPOVICI D, HAȘOTTI P, GALBENU D, NICOLAE C.

Cercetările arheologice din tell-ul de la Hârșova (1988).

Cercetări Arheologice 1992 ; 9 : 8-18.

199- POPOVICI D, RIALLAND Y.

Vivre au bord du Danube il y a 6500 ans (Viața pe malul Dunării acum 6500 ani).

Paris : Caisse nationale des monuments historiques et de sites ; 1996.

200- POPOVICI D, RANDOIN B, RIALLAND Y, VOINEA V, VLAD V, BEM C, *et al.*

Les recherches archéologiques du tell de Hârșova (dép. de Constanța) 1997-1998.

Cercetări Arheologice 2000 ; 11 (1) : 13-35.

201- POPOVICI D, RANDOIN B, RIALLAND Y.

Conclusions. Données générales.

Cercetări Arheologice 2000 ; 11 (1) : 112-114.

202- RABINO MASSA E, CERUTTI N, MARIN A, SAVOIA D.

Malaria in ancient Egypt ; paleoimmunological investigation on predynastic mummified remains.

Chungara (Arica) 2000 ; 32 : 7-9.

203- RAMSEYER D.

Cités lacustres.

Treignes : Cédarc ; 1992.

204- REINHARD KJ.

Archaeoparasitology in north America.

Am J Phys Anthropol 1990 ; 82 (2) : 145-163.

205- REINHARD KJ.

Parasitology as an interpretive tool in archaeology.

Am Antiquity 1992 ; 57 (2) : 231-245.

206- REINHARD KJ, CONFALONIERI UE, HERRMANN B, FERREIRA LF, ARAÚJO AJG.

Recovery of parasite remains from coprolites and latrines: aspects of paleoarasitological technique.

Homo (Gottingen) 1988 ; 37 (4) : 217-239.

207- REYMAN TA.

Schistosomal cirrhosis in an Egyptian mummy.

Yearbook Phys Anthropol 1976 ; 20 : 356-358.

208- REYMAN TA, ZIMMERMAN MR, LEWIN PK.

Autopsy of an Egyptian mummy (Nakht-ROM I). 5. Histopathologic investigation.

CMAJ 1977 ; 117 (5) : 461-476.

209- RICK FM, ROCHA GC, DITTMAR K, COIMBRA CE Jr, REINHARD K, BOUCHET F, *et al.*

Crab louse infestation in pre-columbian America.

J Parasitol 2002 ; 88 (6) : 1266-1267.

210- RONDANELLI EG, SCAGLIA M.

Atlas of human protozoa.

Paris, Milan : Masson ; 1993.

211- ROSOFF JD, STIBBS HH.

Isolation and Identification of a *Giardia lamblia*-Specific Stool Antigen (GSA 65) Useful in Coprodiagnosis of Giardiasis.

J Clin Microbiol 1986 ; 23 : 905-910.

212- ROSOFF JD., STIBBS HH.

Physical and Chemical Characterisation of a *Giardia lamblia*-Specific antigen useful in the coprodiagnosis of Giardiasis.

J Clin Microbiol 1986 ; 24 : 1079-1083.

213- ROTHHAMMER F, ALLISON MJ, NUNEZ L, STANDEN V, ARRIAZA B.

Chagas' Disease in Pre-Columbian South America.

Am J Phys Anthropol 1985 ; 68 : 495-498.

214- RUFFER MA.

Note on the presence of « *Bilharzia haematobia* » in Egyptian mummies of the twentieth dynasty.

BMJ 1910 ; 1 : 16.

215- SALO WL, AUFDERHEIDE AC, BUIKSTRA J, HOLCOMB T.

Identification of *Mycobacterium tuberculosis* DNA in A pre-Columbian Peruvian mummy.

Proc Nat Acad Sc 1994 ; 91 (6) : 2091-2094.

216- SCHEFFRAHN W, WINIGER J.

Ein interessanter Skelettfund aus der Jungsteinzeit.

Heimatbuch Meilen 1978-1979 : 82-88.

217- SCHIBLER J, CHAIX L.

L'évolution économique sur la base de données archéozoologiques.

In :

Die Schweiz vom Paläolithikum zum Mittelalter, SPM 2 : Neolithikum.

Ed. Werner Enrst Stökli, Urs Niffeler, Eduard Gross-Klee.

Basel : SGU Verlag ; 1995 : 97-120.

218- SCHIBLER J, HUSTER-PLOGMANN H, JACOMET S, BROMBACHER C, GROSS-KLEE E, RAST-EICHER A.

Ökonomie und Ökologie neolithischer und bronzezeitlicher Ufersiedlungen am Zürichsee.

Ergebnisse der Ausgrabungen Mozartstrasse, Kanalisationssanierung Seefeld, AKAD.

Zürich : DOB des Kantons Zürich, 1997.

(Monographien der Kantonsarchäologie Zürich ; 20).

219- SCHIBLER J, JACOMET S.

Archaeological and archaeobotanical evidence of human impact on Neolithic environments in Switzerland.

In :

The Holocene history of the European vertebrate fauna – Modern aspects of research.

Dir. Norbert Benecke.

Rahden : Verlag Marie Leidorf GmbH; 1999 : 339-354.

(Archäologie in Eurasien ; 6).

220- SCHIBLER J, JACOMET S, HUSTER-PLOGMANN H, BROMBACHER C.

Economic crash in the 37th and 36th centuries cal. BC in Neolithic lake shore sites in Switzerland.

Anthropozoologica 1997 ; 25-26 : 553-570..

221- SCHIBLER J, SUTER P.

Archäozoologische Ergebnisse datierte neolithischer Ufersiedlung des schweizerischen Mittellandes.

In :

SCHIBLER J, SEDLMEIER J, SPYCHER HP.

Basel : Festschrift Stampfli ; 1990 : 205-240.

222- SCHLICHATHERLE H.

Die Sondagen 1973-1978 in den Ufersiedlung Hornstaad-Hörnle I.

In :

Siedlungsarchäologie im Alpenvorland I.

Ed. Landesdenkmalamt Baden-Württemberg.

Stuttgart : Kommissionverlag K. Theiss, 1990.

(Forsch. U. Ber. Vor- und Frühgeschichte ; 36).

223- SCHLICHTHERLE H.

Neue Baufunde und eine Scherbe der Badener Kultur in der endneolithischen Moorsiedlung Torwiesen II, Bad Buchau, Kreis Biberach.

In :

Archäologische Ausgrabung in Baden-Württemberg 2001.

Ed. Landesdenkmalamt Baden-Württemberg.

Stuttgart : Theiss, 2002 : 38-42.

224- SCHLICHTHERLE H, HOHL W.

Fortschritte der Ausgrabung in der endneolithischen Moorsiedlung Torwiesen II in Bad Buchau am Federsee, Kreis Biberach, Baden-Württemberg.

NAU 2002 ; 9 : 61-65.

225- SHIFF CJ, PREMJI Z, MINJAS JN.

The rapid manual ParaSight TM-Test. A new diagnostic tool for Plasmodium falciparum infection.

Trans R Soc Trop Med Hyg 1993 ; 87 (6) : 646-648.

226- SHIMALOV VV, SHIMALOV VT.

Findings of *Fasciola hepatica* Linnaeus 1758, in wild animals in Belorussian Polesie.

Parasitol Res 2000 ; 86 (6) : 342.

227- SIMON C.

Les sépultures de Kerma, Soudan (3000-1550 BC) : apport de l'anthropologie.

Archeo-Nil 1992 ; 2 : 99-113.

228- SOULSBY E.J.L.

Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticates Animals

London : Baillière Tindall ; 1962.

229- SMYTH J.D.

Introduction to Animal Parasitology. 3rd Edition.

Cambridge : Cambridge University Press ; 1994.

230- STAUB J.

Die Pfahlbauten in die Schweizer See.

Zürich ; 1864.

231- STENGER Ch.

Coprologie parasitaire.

Le Perreux : UNATEB ASSITEB ; 1996.

232- SUTTON MQ, MALIK M, OGRAM A.

Experiments on the Determination of Gender from Coprolites by DNA Analysis.

J Archaeol Sci 1996 ; 23 : 263-267.

233- TAPP E.

Disease in the Manchester mummies.

In:

The Manchester Museum Mummy Project.

Ed. David AR.

Manchester : Manchester Museum Press ; 1979 : 95-102.

234- TAPP E.

The unwrapping of a mummy.

In:

The Manchester Museum Mummy Project.

Ed. David AR.

Manchester : Manchester Museum Press ; 1979 : 83-93.

235- TAYLOR EL.

Parasitic Helminths in medieval remains.

Vet Rec 1955 : 216-218.

236- TAYLOR GM, RUTLAND P, MOLLESON T.

A Sensitive Polymerase Chain Reaction Method for the Detection of Plasmodium Species DNA in Ancient Human Remains.

Ancient Biomolecules 1997 ; 1 : 193-203.

237- TERRA MA, BELLO AR, BASTOS OM, AMENDOEIRA MRR, DE OLIVEIRA COELHO JMC, FERREIRA LF, *et al.*

Detection of *Toxoplasma gondii* DNA by Polymerase Chain Reaction in Experimentally Desiccated Tissues.

Mem Instit Oswaldo Cruz 2004 ; 99 (2) : 185-188.

238- TERRAMOCCI R, PAGANI L, BRUNATI P, GATTI S, BERNUZZI AM, SCAGLIA M.

Reappearance of Human Diphyllbothriasis in a Limited Area of Lake Como, Italy.

Infection 2001 : 29 (2) : 93-95.

239- THIENPONT D, ROCHETTE F, VANPARIJS OFJ.

Diagnostic de verminose par examen coprologique.

Beerse : Jansen Research Foundation ; 1979.

240- THIRIAT Laurence.

Valorisation agricole des boues résiduares : dénombrement des kystes de *Giardia* sp. et estimation de leur impact sur le risque sanitaire.

Th 3 cycle : Pharm : Nancy 1 : 1998 ; 3.

241- TSELEPATIOSIS E, MANTADAKIS E, PAPOULIS S, VASSALOU E, KOTSAKIS P, SAMONIS G.

A Case of *Opistorchis felineus* Infestation in a Pilot from Greece.

Infection 2003 ; 31 (6) : 430-432.

242- VAN CLEAVE HJ, ROSS JA.

A method for reclaiming dried zoological specimens.

Science 1947 ; 105 : 318.

243- VERJEAT F, LE BAILLY M, HARTE-LAILHEUGUE S, BOUCHET F.

Etude paléoparasitologique menée sur le puit P471 à Lattes.

Lattara (sous presse).

244- VERWEIJ JJ, BLANGE RA, TEMPLETON K, SCHINKEL J, BRIENEN EAT, VAN ROOYEN MAA, *et al.*

Simultaneous Detection of *Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia*, and *Cryptosporidium parvum* in Fecal Samples by Using Multiplex Rea-Time PCR.

J Clin Microbiol 2004 ; 42 () : 1220-1223.

245- VIGNE JD, GUILAINE J, DEBUE K, HAYE L, GERARD P.

Early Taming of the Cat in Cyprus.

Science 2004 ; 304 (5668) : 259.

246- VILLA P, COURTIN J, HELMER D, SHIPMAN P, BOUVILLE C, MAHIEU E.

Un cas de cannibalisme au Néolithique : boucherie et rejet de restes humains et animaux dans la grotte de Fontbrégoua à Salernes (Var).

Gallia Prehist 1986 ; 29 : 143-171.

247- VON BONSDORFF B.

Diphyllobothriasis in man.

London : Academic Press ; 1977.

248- WALSCH JA.

Problems in recognition and diagnosis of amoebiasis : estimation of the global magnitude of morbidity and mortality.

Rev Infect Dis 1986 ; 8 : 228-238.

249- WARNOCK PJ, REINHARD KJ.

Methods for Extracting Pollen and Parasite Eggs from Latrine Soils.

J Archaeological Sci 1992 ; 19 : 261-264.

250- WERY M.

Protozoologie médicale.

Belgique : De Boeck et Larcier SA ; 1995.

251- WILLIAM-DEAN G.

Ethnobotany and Culture Ecology of Prehistoric Man in Southwest Texas.

Thèse de PhD, Texas A & M University 1978.

252- WINIGER J.

Ethnoarchaeologische Studien zum Neolithikum Südwesteuropas.

Oxford : Archaeopress ; 1998.

253- WITEMBERG G.

Human parasites in archaeological findings.

Bull Israel Exploration Soc 1961 ; 25 (1-2) : 86.

254- YAMANE Y, SEKI R, OKADA N.

Comparative Observation on Surface Topography of Teguments and Eggshells of Diphyllbothriid Cestodes by Scanning Electron Microscopy.

Yonago Acta Med 1976 ; 20 (2) : 55-65.

255- ZELEDON R, RABINOVICH JE.

Chagas disease : an ecological appraisal with special emphasis on its insect vectors.

Annu Rev Entomol 1981 ; 26 : 101-133.

256- ZIMMERMAN SK, NEEDHAM CA.

Comparison of Conventional Stool Concentration and Preserved-Smear Methods with Merifluor *Cryptosporidium*/*Giardia* Direct Immunofluorescence Assay and ProSpect *Giardia* EZ Microplate Assay for Detection of *Giardia lamblia*.

J Clin Microbiol 1995 ; 33 (7) : 1942-1943.

257- ZOLLER H.

Alter und Ausmass postglazialer Klimageschwankungen in den Schweizer Alpen.

In :

Dendrochronologie und postglaziale Klimageschwankungen in Europa.

Ed. Burkhard Frenzel.

Wiesbaden : Steiner ; 1977 : 271-281.

(Erdwissenschaftliche Forschung ; 13).

Tables des Illustrations

Index des Photos

<i>Photo 1 : Reconstitution d'une maison du site néolithique d'Arbon-Bleiche 3.</i>	27
<i>(Photo : Leuzinger, 2000)</i>	27
<i>Photo 2 : Un secteur de fouille du site Torwiesen II montrant l'installation de tubes en PVC.</i>	28
<i>Photo 3 : Echantillon de Hornstaad-Hörnle I avec accumulation de graines.</i>	33
<i>(Photo Dr. H. Schlichtherle, 2005).</i>	33
<i>Photo 4 : Phase de réhydratation du matériel dans la solution</i>	51
<i>de phosphate trisodique à 0,5 % et de glycérol à 5 %.</i>	51
<i>Photo 5 : Phase de broyage au mortier et pilon.</i>	51
<i>Photo 6 : La cuve à ultrasons.</i>	51
<i>Photo 7 : Passage des échantillons à la cuve à ultrasons.</i>	52
<i>Photo 8 : Tamisage des échantillons dans la colonne de tamis à maille décroissante.</i>	52
<i>Photo 9 : L'agitateur-secoueur aide au tamisage des échantillons et au passage complet de la solution de réhydratation au travers de la colonne de tamis.</i>	52
<i>Photo 10 : Purificateur d'eau Direct-Q™ 5 de Millipore®.</i>	53
<i>Photo 11 : Fractions de 25 et de 50 µm dans les tubes à hémolyse.</i>	53
<i>Photo 12 : Microscope optique muni d'un dispositif de prise d'images par caméra vidéo.</i>	53
<i>Photo 13 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque lisse. Arbon-Bleiche 3. 57 x 43 µm (x 600).</i>	66
<i>Photo 14 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque lisse. Torwiesen II.</i>	66
<i>Photo 15 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque lisse. Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	66
<i>Photo 16 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque ponctuée. Arbon-Bleiche 3.</i>	67
<i>Photo 17 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque ponctuée. Sipplingen. 62 x 44 µm (x 600).</i>	67
<i>Photo 18 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque ponctuée. Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	67
<i>Photo 19 : Embryophore de Taenia sp. Torwiesen II. 34 x 35 µm (x 1000).</i>	68
<i>Photo 20 : Embryophore de Taenia sp. Torwiesen II. 34,5 x 32,4 µm (x 400).</i>	68
<i>Photo 21 : Embryophore de Taenia sp. Torwiesen II. 35 x 33 µm (x 400).</i>	68
<i>Photo 22 : Œuf de Fasciola sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 138 x 62 µm (x 400).</i>	69

<i>Photo 23 : Œuf de Fasciola sp. Arbon-Bleiche 3. 120 x 70 µm (x 400).</i>	69
<i>Photo 24 : Œuf de Dicrocoelium sp. Seekirch-Stockwiesen. 36 x 28 µm (x 1000).</i>	69
<i>Photo 25 : Œuf d'Opistorchis sp. Arbon-Bleiche 3. 30 x 15 µm (x 1000).</i>	70
<i>Photo 26 : Œuf de Paramphistomum sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 146 x 94 µm (x 400).</i>	70
<i>Photo 27 : Détail sur la coque ponctuée et l'opercule crénelé. Seekirch-Stockwiesen. (x 400).</i>	70
<i>Photo 28 : Œuf de Trichuris sp. Torwiesen II. Les bouchons polaires sont absents.</i>	71
<i>Photo 29 : Œuf de Trichuris sp. Torwiesen II. 53 x 27 µm (x 600).</i>	71
<i>Photo 30 : Œuf de Trichuris sp. Wallhausen-Ziegelhütte. 58 x 27 µm (x 600).</i>	71
<i>Photo 31 : Œuf de Capillaria sp. à réseau fin. Arbon-Bleiche 3. 56 x 38 µm (x 600).</i>	72
<i>Photo 32 : Œuf de Capillaria sp. à réseau épais. Seekirch-Stockwiesen.</i>	72
<i>Photo 33 : Œuf de Capillaria sp. à réseau fin. Torwiesen II. 60 x 28 µm (x 400).</i>	72
<i>Photo 34 : Œuf de Capillaria sp. à coque ponctuée. Arbon-Bleiche 3. 57 x 34 µm (x 600).</i>	73
<i>Photo 35 : Œuf de Capillaria sp. à coque ponctuée. Sipplingen. 58 x 29 µm (x 400).</i>	73
<i>Photo 36 : Œuf de Capillaria sp. à coque ponctuée. Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	73
<i>Photo 37 : Œuf de Dioctophyma sp. Arbon-Bleiche 3. 70 x 41 µm (x 600).</i>	74
<i>Photo 38 : Œuf de Dioctophyma sp. Arbon-Bleiche 3. 66 x 37 µm (x 600). Détail de la coque.</i>	74
<i>Photo 39 : Œuf de Dioctophyma sp. Arbon-Bleiche 3. 73 x 43 µm (x 1000).</i>	74
<i>Photo 40 : Œuf de Diphylobothrium sp. en MEB (vue générale) (Gr. x 1500).</i>	77
<i>Photo 41 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque faiblement ponctuée (Gr. x 3500).</i>	77
<i>Photo 42 : Œuf de Diphylobothrium sp. à coque fortement ponctuée (Gr. x 3500).</i>	77
<i>Photo 43 : Esquille d'os (en jaune/orange) observée dans les coprolithes d'Harsova en lumière naturelle.</i>	78
<i>Photo 44 : Concrétion de calcite dans une vacuole aérifère de coprolithe en lumière naturelle.</i>	78
<i>Photo 45 : Concrétion de calcite dans une vacuole aérifère de coprolithe en cathodoluminescence.</i>	78
<i>Photo 46 : Anneau mécanique de sporange de Polypodium sp. du site d'Arbon-Bleiche</i>	394

<i>Photo 47 : Sporange entier de Polypodium sp. avec les spores visibles. Torwiesen II. (x 600).</i>	94
<i>Photo 48 : Kystes d'Eimeria lobatoi retrouvés dans des coprolithes de cervidés au Brésil.</i>	140
<i>Photo 49 : Kyste de Giardia intestinalis retrouvé sur le site de Namur, Belgique. 10 x 6 µm.</i>	142
<i>Photo 50 : Test Now@ICT-Palu utilisés par Harter en 2002.</i>	147
<i>Photo 51 : Corps momifié naturellement du désert d'Atacama (Chili) étudié par Guhl et al. en 1997 et positif à Trypanosoma cruzi.</i>	149
<i>Photo 52 : Momie de l'infante Sancha, étudiée par Hidalgo-Arguello et al.</i>	151
<i>Photo 53 : Souris desséchée étudiée à Reims pour Toxoplasma gondii.</i>	152
<i>Photo 54 : Kit ELISA pour la détection de l'amibe Entamoeba histolytica.</i>	170
<i>Photo 55 : Kit ELISA pour la détection du flagellé Giardia intestinalis.</i>	170
<i>Photo 56 : Lecteur de microplaques ELISA µQuant.</i>	170
<i>Photo 57 : Kit de détection de Giardia intestinalis et Cryptosporidium parvum par immunofluorescence directe.</i>	171
<i>Photo 58 : Microscope optique muni d'un dispositif à immunofluorescence.</i>	171
<i>Photo 59 : Kit de détection de Giardia intestinalis et Cryptosporidium parvum par immunochromatographie.</i>	171
<i>Photo 60 : Plaque ELISA lors du test "Entamoeba histolytica II".</i>	175
<i>Photo 61 : Kyste de Giardia intestinalis retrouvés dans l'échantillon P1 de Pineulh.</i>	175
<i>Photo 62 : Kyste de Giardia intestinalis actuel observé dans le contrôle positif lors du test Merifluor. 13 x 8 µm.</i>	175

Index des Figures

<i>Figure 1 : Localisation géographique des sites néolithiques étudiés (D'après Köninger et al., 2001).</i>	24
<i>Figure 2 : Répartition chronologique des sites néolithiques étudiés.</i>	25
<i>Figure 3: Reconstitution du village néolithique de Seekirch-Stockwiesen</i>	30
<i>Figure 4 : Plan général de la station Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	31
<i>Figure 5 : Graphique de la taille des œufs de Trichuris sp. retrouvés dans les sites néolithiques d'Hornstaad-Hörnle I, Arbon-Bleiche 3, Seekirch-Stockwiesen et Torwiesen II.</i>	35
<i>Figure 6 : Echantillonnage sur le site d'Arbon-Bleiche 3</i>	38
<i>Figure 7 : Echantillonnage sur le site d'Hornstaad-Hörnle I.</i>	39
<i>Figure 8 : Echantillonnage sur le site de Seekirch-Stockwiesen.</i>	40
<i>Figure 9 : Echantillonnage sur le site de Torwiesen II.</i>	41
<i>Figure 10 : Situation géographique du Tell d'Harsova (Roumanie).</i>	43
<i>Figure 11 : Plan du site d'Hârşova (Roumanie).</i>	44
<i>Figure 12 : Fiche d'analyse des échantillons (Laboratoire de Reims).</i>	54
<i>Figure 13 : Morphologie différentielle des œufs d'opistorchidés (D'après Nozais et al., 1996).</i>	62
<i>Figure 15 : Courbe de variation du nombre de parasitose entre 3900 et 2900 BC.</i>	101
<i>Figure 16 : Courbe de variation de la prévalence de Diphyllbothrium sp.</i>	102
<i>Figure 17 : Courbe de variation de la prévalence de Capillaria sp. entre 3900 et 2900 BC.</i>	104
<i>Figure 18 : Courbe de variation de la prévalence de Capillaria sp. entre 3900 et 2900 BC.</i>	107
<i>Figure 19 : Courbe de variation de la prévalence de Taenia sp. entre 3900 et 2900 BC.</i>	108
<i>Figure 20 : Pourcentages des restes osseux de porc domestique (Sus domesticus) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).</i>	110
<i>Figure 21 : Pourcentages de restes osseux de boeuf domestique (Bos taurus) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).</i>	111
<i>Figure 22 : Courbe de variation de la prévalence de Dicrocoelium sp. entre 3900 et 2900 BC.</i>	112

<i>Figure 23 : Courbe de variation de la prévalence de Fasciola sp. entre 3900 et 2900 BC.</i>	113
<i>Figure 24 : Pourcentage de Pourcentages de restes osseux de mouton/chèvre (Ovis/Capra) dans les sites néolithiques lacustres de Suisse (Schibler et Chaix, 1995).</i>	114
<i>Figure 25 : Courbe de variation de la prévalence de Trichuris p. entre 3900 et 2900 BC.</i>	116
<i>Figure 26 : Spectre parasitaire du site Hornstaad-Hörnle Ia (3917-3905 BC).</i>	119
<i>Figure 27 : Spectre parasitaire du site Arbon-Bleiche 3 (3384-3370 BC).</i>	119
<i>Figure 28 : Spectre parasitaire du site Torwiesen II (3283-3281 BC).</i>	120
<i>Figure 29 : Spectre parasitaire du site Seekirch-Stockwiesen (3000-2900 BC).</i>	120
<i>Figure 30 : Spectre parasitaire de la couche O de Chalain 19 (3200 BC).</i>	121
<i>Figure 31 : Spectre parasitaire des couches VIII et VI de Chalain 3 (3200-3100 BC).</i>	122
<i>Figure 32 : Cycles de l'amibiase à Entamoeba histolytica (ANOFEL, 1998).</i>	178
<i>Figure 33 : Cycle de la giardiase (ANOFEL, 1998)</i>	179
<i>Figure 34 : Chronologie des cultures au Néolithique en France (Jura), Suisse et Allemagne (D'après Jacomet 2005).</i>	245
<i>Figure 35 : Répartition des mammifères à Hornstaad-Hörnle I (Kokabi, 1990).</i>	280

Index des Tableaux

<i>Tableau 1 : Nombre d'échantillons étudiés par site.</i>	32
<i>Tableau 2 : Tableau comparatif des tailles d'œufs de Trichuris trichiura, T. suis et T. vulpis</i>	34
<i>Tableau 3 : Coprolithes étudiées du site d'Harsova.</i>	45
<i>Tableau 4 : Comparaisons morphologiques et morphométriques des œufs d'opistorchidés selon différents auteurs.</i>	62
<i>Tableau 5 : Prévalences de Diphyllbothrium sp. dans les poissons de quelques lacs d'Europe (d'après Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004).</i>	82
<i>Tableau 6 : Différences d'hôtes intermédiaires pour Opistorchis sp.</i>	88
<i>Tableau 8 : présence des parasites dans les sites de culture Pfÿn.</i>	100
<i>Tableau 9 : présence des parasites à Arbon-Bleiche 3 et dans les sites de culture Horgen (1/2).</i>	100
<i>Tableau 10 : présence des parasites dans les autres sites de culture Horgen (2/2).</i>	100
<i>Tableau 11 : Pays d'origine, datations et positivité des échantillons analysés pour les antigènes de Giardia duodenalis (D'après Gonçalves et al., 2002).</i>	141
<i>Tableau 12 : Origines, datations et positivité des échantillons étudiés pour les antigènes d'Entamoeba histolytica (D'après Gonçalves et al., 2004).</i>	143
<i>Tableau 13 : Présence de la protéine PfHRP-2 dans les échantillons étudiés par Miller et al., (1994).</i>	145
<i>Tableau 14 : Tableau récapitulatif des auteurs ayant mis en évidence des protozoaires dans des échantillons archéologiques.</i>	153
<i>Tableau 15 : Echantillons néolithiques lacustres analysés en paléoimmunologie.</i>	157
<i>Tableau 16 : Echantillons européens analysés en paléoimmunologie.</i>	158
<i>Tableau 17 : Echantillons d'Afrique et du Moyen-Orient analysés en paléoimmunologie.</i>	159
<i>Tableau 18 : Echantillons américains analysés en paléoimmunologie.</i>	159
<i>Tableau 19 : Liste des échantillons positifs pour les deux protozoaires recherchés par ELISA.</i>	173
<i>Tableau 20 : Liste des échantillons étudiés de Hornstaad-Hörnle I.</i>	247
<i>Tableau 21 : Liste des échantillons étudiés de Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	248
<i>Tableau 22 : Liste des coprolithes étudiés de Arbon-Bleiche 3.</i>	249

<i>Tableau 23 : Liste des sédiments étudiés de Arbon-Bleiche 3.</i>	250
<i>Tableau 24 : Liste des échantillons étudiés de Torwiesen II.</i>	251
<i>Tableau 25 : Liste des échantillons étudiés de Sipplingen.</i>	252
<i>Tableau 26 : Liste des échantillons étudiés de Seekirch-Stockwiesen.</i>	253
<i>Tableau 27 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.</i>	255
<i>Tableau 28 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.</i>	256
<i>Tableau 29 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.</i>	257
<i>Tableau 30 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	258
<i>Tableau 31 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	259
<i>Tableau 32 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.</i>	260
<i>Tableau 33 : Œufs de Cestodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	261
<i>Tableau 34 : Œufs de Trématodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	262
<i>Tableau 35 : Œufs de Nématodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	263
<i>Tableau 36 : Œufs de Cestodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	264
<i>Tableau 37 : Œufs de Trématodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	265
<i>Tableau 38 : Œufs de Nématodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.</i>	266
<i>Tableau 39 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Sipplingen.</i>	267
<i>Tableau 40 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Sipplingen.</i>	268
<i>Tableau 41 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Sipplingen.</i>	269
<i>Tableau 42 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.</i>	270
<i>Tableau 43 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.</i>	271
<i>Tableau 44 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.</i>	272
<i>Tableau 45 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.</i>	273
<i>Tableau 46 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.</i>	274
<i>Tableau 47 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.</i>	275
<i>Tableau 48 : Les hôtes définitifs des capillarioses de poissons d'eau douce</i>	278

Annexes

Annexe 1

Les cultures étudiées

1- Le groupe de Hornstaad.

Cette culture est connue uniquement sur le site de Hornstaad-Hörnle I situé dans le sud-ouest de l'Allemagne, en Bavière, à la pointe de la presqu'île de « Höri », autour du lac de Constance (Cf. infra). L'extension chronologique connue pour le groupe de Hornstaad correspond donc à l'occupation du village, datée entre 3917 et 3905 avant JC.

Le groupe de Hornstaad est caractérisé par la construction de petites maisons rectangulaires, d'une superficie moyenne d'environ 24,5 m², et disposées plus ou moins alignées. La taille des maisons permet de les distinguer des constructions d'autres cultures précédentes comme la culture de Rössen. L'infrastructure du village et la taille des maisons laissent supposer une organisation du village en noyaux familiaux.

L'économie est basée sur la pêche, la chasse et la cueillette plutôt que sur l'élevage. Cependant, l'agriculture représente une part non négligeable de l'économie de subsistance avec une prédominance de blé dur (*Triticum durum*) (Maier et Vogt, 2001).

2- La culture Pfyn.

La culture Pfyn est localisée dans le sud-ouest de l'Allemagne et au nord de la Suisse, aux alentours du lac de Zurich et du lac de Constance. L'extension chronologique de l'assemblage Pfyn commence après 3900 avant JC. et se termine vers 3400 avant JC. (Billamboz, 1998; Winiger, 1998). Les premiers travaux concernant cette culture furent réalisés par Ferdinand Keller au milieu du 19^{ème} siècle. Les nombreuses données recueillies par la suite s'expliquent par l'extraordinaire conservation des couches archéologiques de cette période dans cette région.

Confondue dans un premier temps avec la culture de Michelsberg, la culture Pfyn est bien identifiée à présent comme une simplification de la culture du "groupe de Hornstaad" qui la précède. Les céramiques de la culture Pfyn, bien qu'influencées par le Michelsberg IV et V dans les périodes primitives, se démarque de cette dernière par leur aspect et leur composition. Le travail du cuivre est connu chez les populations Pfyn. Cette connaissance est attribuée aux relations avec la culture Lengyel du Danubien tardif (Winiger, 1998).

Les villages sont souvent construits dans des zones marécageuses. Les maisons sont rectangulaires et d'une taille relativement petite. Les constructions sont alignées, et le village est généralement entouré d'une palissade.

L'élevage de bovins est intensif chez cette culture, et mentionné par des découvertes de nombreux ossements en Suisse et autour du lac de Constance (Kokabi, 1990). L'agriculture est dominée par le blé dur (*Triticum durum*).

3- La phase de transition Pfyn-Horgen.

La période intermédiaire entre la culture Pfyn et la culture Horgen (vers 3300 ans avant JC.) est connue qu'au niveau de très peu de site dont ceux d'Arbon-Bleiche 3 et de Sipplingen (cf. infra), situés sur les bords du lac de Constance.

L'économie observée à Arbon-Bleiche 3 est une économie transitoire qui comporte des aspects de la culture Pfyn et des aspects de la culture Horgen (Jacomet *et al.*, sous presse). Les principales céréales cultivées sont le blé amidonnier, typique des cultures du Néolithiques final, et une espèce de blé dur tétraploïde qui se retrouve essentiellement chez la culture Pfyn. La cueillette joue un rôle important également avec les noisettes, les glands, les faines, les pommes sauvages ou les prunelles. Les principaux animaux domestiques sont le bœuf et le porc. L'élevage du porc, qui tient une place importante, évoque une transition entre la culture Pfyn, où l'élevage du porc ne commence à augmenter qu'au niveau des périodes récentes, et la culture de Horgen, pour qui l'élevage du porc est importante. La chasse (cerf et sanglier) et la pêche sont aussi importantes pour l'économie de cette culture transitoire.

Cette période de transition est caractérisée par un mélange très net de la culture Pfyn avec d'autres cultures voisines comme la culture de Baden (bassin des Carpates), la culture Boleráz (région viennoise), ou des cultures voisines de Bavière. Ces échanges culturels sont visibles particulièrement au niveau des céramiques. Au niveau du site d'Arbon-Bleiche 3, 2 groupes de céramiques ont été mis en évidence. Les céramiques du premier groupe se rattachent aisément soit à la culture Pfyn, soit à la culture Horgen. Mais les céramiques du second groupe ont des formes complètement différentes de celles connues dans la région. Elles se rapprochent de celles produites par les cultures de l'Est. Néanmoins, leur fabrication à base d'argiles locales prouve qu'elles ont été façonnées sur place. Au niveau du site de Sipplingen, de nombreuses céramiques montrent aussi des caractéristiques mélangées des cultures Pfyn et Horgen.

4- La culture Horgen.

L'extension géographique de la culture Horgen est plus importante que les précédentes. Elle est reconnue depuis le sud de l'Allemagne jusque dans le Jura français (Site de Chalain). Les datations radiocarbones placent le début de la culture Horgen vers 3500-3400 avant JC. pour se terminer vers 2850 avant JC. Les datations dendrochronologiques obtenues sur les restes de bois retrouvés autour du lac de Constance la situent quant à elles entre 3370 et 2864 avant JC. (Kolb, 1998; Schlichtherle, 1990).

Plusieurs hypothèses sont émises pour comprendre l'apparition et l'évolution de la culture Horgen. En 1934, date de sa première mention, Vogt émet l'hypothèse d'une relation avec la culture ouest européenne "Seine-Oise-Marne". Une seconde hypothèse l'identifie comme une dérive de la culture Pfyn. En effet, les poteries les plus anciennes montrent des affinités avec celles retrouvées dans les sites plus à l'Est de culture Pfyn (Köninger *et al.*, 2001). La phase moyenne de la culture de Horgen montre quant à elle des affinités avec des cultures issues de l'ouest. Enfin, la phase tardive de développement présentent des similitudes avec les céramiques des cultures de Burgerroth, Wartberg et Goldberg III. La fin de la culture Horgen arrive avec l'expansion de la culture de Lüscherz, de l'assemblage Saône-Rhône et de la Schnurkeramik.

L'économie de la culture de Horgen repose essentiellement sur l'agriculture (amidonnier, blé dur et orge) (Schlichtherle, 1992) et l'élevage (porc et bœuf). Cependant, une part importante des ressources alimentaires proviennent de la cueillette, de la chasse (cerf et sanglier) et de la pêche (brochet, perche, et cyprinidés). Vers 3000 avant JC. apparaît la première roue. L'élevage de bovins pour la traction animal et l'agriculture est supposé à cette période (Köninger, *et al.*, 2001).

La figure retrace la chronologie des cultures au Néolithique en France, en Suisse et en Allemagne.

BC cal	Jura (Franche Comté)	Western Switzerland	Upper Rhine area (south) and Neckar region	Central Switzerland	Eastern Switzerland and Lake Constance	Upper Suabia incl. Federsee	Bavaria and Western Austria	BC cal
2200								2200
2300								2300
2400		Campaniforme	Glockenbecher	Glockenbecher	Glockenbecher	????	Glockenbecher	2400
2500								2500
2600	Chalain	Auvernier Cordé <i>Auvernier</i>	Schnurkeramik	Schnurkeramik	Schnurkeramik	Goldberg III	Schnurkeramik	2600
2700					?			2700
2800	Clairvaux récent	Lüscherz	Goldberg III	spätes Horgen	spätes Horgen	Horgen	Cham	2800
2900								
3000	Clairvaux ancien Ferrières	<i>spätes Latrigen</i> Horgen <i>occidental</i> <i>mittl. Latrigen</i>	?	<i>jüng. Horgen</i>	Mittleres Horgen			3000
3100	Horgen			östliches Horgen <i>älteres Horgen</i>	Älteres Horgen			3100
3200							Ice Man (Ötzi)	3200
3300								3300
3400	Port Conty	Port Conty <i>frühes Latrigen</i>		<i>frühes Horgen</i> Übergang Pfy/Horgen	ältestes Horgen Übergang Pfy/Horgen	????	Altheim / Mondsee	3400
3500	Néolithique Moyen Bourguignon récent	spätes Cortailod	Münzingen B (MK VI)	Münzingen B	<i>jüng. ZH-Seefeld</i> Pfy	Pfy/Altheim Ödenahlen		3500
3600			MK V		<i>ält. ZH-Seefeld</i> Pfy/Cortailod			
3700	Néolithique Moyen Bourguignon	<i>mittl. Cortailod</i>	Münzingen A MK IV		mittleres Pfy			3700
3800		klassisches Cortailod	MK III		älteres Pfy			3800
3900					Homstaad			3900
4000		<i>frühes Cortailod</i>	Entzheim B MK II	Schussenried	Lutzengüetle	Schussenried	Polling	4000
4100	Néolithique Moyen Bourguignon ancien				<i>frühes</i> zentralschweiz. Cortailod <i>ält. ZH-Hafner</i>	?	Wallerfing	4100
4200								4200
4300		älteres Cortailod <i>Proto-Cortailod</i>	Entzheim A, Br-O MK I	Schwie- berdingen	Egolzwil	Aichbühl	Münchshöfen	4300
4400	?		Kugelbecher Gr.					4400
4500			Bischheim	Bischheim				4500
4600			Rössen		Rössen			4600
4700		Précortailod		Mittelneolithikum		Mittelneolithikum	Oberlauterbach or SOB	4700
4800								4800
4900			Grossgartach m. Stichbandkeramik		Grossgartach m. Stichbandkeramik		Stichbandkeramik	4900
5000			Hinkelstein					5000
5100								5100
5200								5200
5300		Néolithique Ancien (La Hoguette)	LBK	Altneolithikum	LBK	Altneolithikum	LBK	5300
5400								5400
5500								5500
5600								5600
5700								5700

Figure 34 : Chronologie des cultures au Néolithique en France (Jura), Suisse et Allemagne (D'après Jacomet 2005).

Annexe 2

Listes des

échantillons par sites

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
HO80 Q 45/44b 19-1A	HO80 P1a	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 45/44b 19-1B	HO80 P1b	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 46/45b 3-1	HO80 P2	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 46/45a 11-1	HO80 P3	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 47/46c 8-1	HO80 P4	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 47/46d 9-1	HO80 P5	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45b 3-1	HO80 P6	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45b 3-3	HO80 P7	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45a 5-2	HO80 P8	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45b 6-6	HO80 P9	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45b 6-7	HO80 P10	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45b 6-8	HO80 P11	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45a 8-1	HO80 P12	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45d 8-1	HO80 P13	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/46d 9-1	HO80 P14	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/46c 11-1	HO80 P15	3917-3905 BC.	Sédiment
HO73 Q 49/43 17-1	HO80 P16	3917-3905 BC.	Sédiment
HO73 Q 49/43g 5-1	HO80 P17	3917-3905 BC.	Sédiment
HO73 Q 49/43e 5-1	HO80 P18	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 60/50 - 8	HO80 P19	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 46/46d 10-1	HO80 P20	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 42/45b 18-1	HO80 P21	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 47/48c 22	HO80 P22	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45 c.11	HO80 P23	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 47/47c 12	HO80 P24	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 43/50d 27	HO80 P25	3917-3905 BC.	Sédiment
HO80 Q 48/45c 4-5	HO80 P26	3917-3905 BC.	Sédiment

Tableau 20 : Liste des échantillons étudiés de Hornstaad-Hörnle I.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
WL98 Q 198/167 8-1	WL98 P1	3700 BC.	Sédiment
WL98 Q 198/167 8-2	WL98 P2	3700 BC.	Sédiment
WL98 Q 197/167 1-1	WL98 P3	3700 BC.	Sédiment
WL98 Q 197/167 1-2	WL98 P4	3700 BC.	Sédiment
WL98 Q 197/167 1-3	WL98 P5	3700 BC.	Sédiment
WL00 Q 215/236 9-1	WL00 P6	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 215/236 9-2	WL00 P7	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 215/236 29-1	WL00 P8	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 215/236 29-2	WL00 P9	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 217/236 3-1	WL00 P10	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 217/236 3-2	WL00 P11	3300-3050 BC.	Sédiment
WL00 Q 190/171 12-1	WL00 P12	3300-2900 BC.	Sédiment
WL00 Q 190/171 12-2	WL00 P13	3300-2900 BC.	Sédiment
WL00 Q 190/171 18-1	WL00 P14	3330-3030 BC.	Sédiment
WL00 Q 190/171 18-2	WL00 P15	3330-3030 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-1	WL99 P16	3100-2900 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-2	WL99 P17	3100-2900 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-3	WL99 P18	3100-2900 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-4	WL99 P19	3100-2900 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-5	WL99 P20	3100-2900 BC.	Sédiment
WL99 Q 190/173 5-6	WL99 P21	3100-2900 BC.	Sédiment

Tableau 21 : Liste des échantillons étudiés de Wallhausen-Ziegelhütte.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
3146	ARB01 3146	3384-3370 BC.	Coprolithe
3147	ARB01 3147	3384-3370 BC.	Coprolithe
3149	ARB01 3149	3384-3370 BC.	Coprolithe
3152	ARB 97 3152	3384-3370 BC.	Coprolithe
3167	ARB 97 3167	3384-3370 BC.	Coprolithe
3168	ARB 97 3168	3384-3370 BC.	Coprolithe
3169	ARB 97 3169	3384-3370 BC.	Coprolithe
3170	ARB 97 3170	3384-3370 BC.	Coprolithe
5077	ARB 97 5077	3384-3370 BC.	Coprolithe
5078	ARB 97 5078	3384-3370 BC.	Coprolithe
5079	ARB 97 5079	3384-3370 BC.	Coprolithe
5080	ARB 97 5080	3384-3370 BC.	Coprolithe
5090	ARB 97 5090	3384-3370 BC.	Coprolithe
5091	ARB 97 5091	3384-3370 BC.	Coprolithe
5092	ARB 97 5092	3384-3370 BC.	Coprolithe
5094	ARB 97 5094	3384-3370 BC.	Coprolithe
5097	ARB 97 5097	3384-3370 BC.	Coprolithe
5099	ARB 97 5099	3384-3370 BC.	Coprolithe
5181	ARB 97 5181	3384-3370 BC.	Coprolithe
5184	ARB 97 5184	3384-3370 BC.	Coprolithe

Tableau 22 : Liste des coprolithes étudiés de Arbon-Bleiche 3.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
3151	ARB 97 3151	3384-3370 BC.	Sédiment
3152	ARB 97 3152	3384-3370 BC.	Sédiment
4181	ARB01 4181	3384-3370 BC.	Sédiment
4182	ARB01 4182	3384-3370 BC.	Sédiment
4187	ARB01 4187	3384-3370 BC.	Sédiment
4191	ARB01 4191	3384-3370 BC.	Sédiment
4192	ARB01 4192	3384-3370 BC.	Sédiment
4201	ARB01 4201	3384-3370 BC.	Sédiment
4210	ARB01 4210	3384-3370 BC.	Sédiment
4228	ARB01 4228	3384-3370 BC.	Sédiment
5022	ARB01 5022	3384-3370 BC.	Sédiment
5024	ARB01 5024	3384-3370 BC.	Sédiment
5029	ARB01 5029	3384-3370 BC.	Sédiment
5033	ARB01 5033	3384-3370 BC.	Sédiment
5042	ARB01 5042	3384-3370 BC.	Sédiment
5050	ARB01 5050	3384-3370 BC.	Sédiment
5082	ARB01 5082	3384-3370 BC.	Sédiment
5086	ARB01 5086	3384-3370 BC.	Sédiment
5098	ARB01 5098	3384-3370 BC.	Sédiment
5180	ARB01 5180	3384-3370 BC.	Sédiment
5186	ARB01 5186	3384-3370 BC.	Sédiment

Tableau 23 : Liste des sédiments étudiés de Arbon-Bleiche 3.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
TOII 01 117/65	TOII 01 P1	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 02 140/69-5	TOII 02 P2	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 02 119/74-1	TOII 02 P3	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 123/65-50	TOII 01 P4	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 02 110/65-47	TOII 02 P5	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 02 111/66-79	TOII 02 P6	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 117/65-26	TOII 01 P7	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 98 123/60	TOII 98 P8	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 98 117/61 pr. B	TOII 98 P9	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 98 131/55	TOII 98 P10	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 98 136/55	TOII 98 P11	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 98 117/61 pr. A	TOII 98 P12	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 99 124/55	TOII 99 P13	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 99 137/49	TOII 99 P14	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 99 124/43	TOII 99 P15	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 99 130/49	TOII 99 P16	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 00 130/61	TOII 00 P17	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 124/67 pr. A	TOII 01 P18	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 124/67 pr. B	TOII 01 P19	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 112/67	TOII 01 P20	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 118/67	TOII 01 P21	3283-3281 BC.	Sédiment
TOII 01 130/67	TOII 01 P22	3283-3281 BC.	Sédiment

Tableau 24 : Liste des échantillons étudiés de Torwiesen II.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
SI98 Q 608/100 22-1	SI98 P1	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 608/100 22-2	SI98 P2	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 606/104 12-1	SI98 P3	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 606/104 12-2	SI98 P4	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 608/106 34-1	SI98 P5	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 608/106 34-2	SI98 P6	3711-3709 BC.	Sédiment
SI98 Q 608/106 34-3	SI98 P7	3711-3709 BC.	Sédiment
SI82 Q 23 6-1 c. 11	SI82 P8	3317-3306 BC.	Sédiment
SI82 Q 23 6-2 c. 11	SI82 P9	3317-3306 BC.	Sédiment
SI82 Q 30 16-1	SI82 P10	3317-3306 BC.	Sédiment
SI82 Q 30 16-2	SI82 P11	3317-3306 BC.	Sédiment

Tableau 25 : Liste des échantillons étudiés de Sipplingen.

Identification originale	Numéro labo	Datations	Nature
ST94 Q 116/76 1 Eb	ST94 P1	3000-2900 BC.	Sédiment
ST94 Q 116/76 2 Eb	ST94 P2	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 1 Eb	ST96 P3	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 1a Eb	ST96 P4	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 1c Eb	ST96 P5	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 1e Eb	ST96 P6	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 2 Eb	ST96 P7	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 2a Eb	ST96 P8	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 3 Eb	ST96 P9	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 4 Eb	ST96 P10	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 5a Eb	ST96 P11	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 6 Eb	ST96 P12	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 7 Eb A	ST96 P13	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 7 Eb B	ST96 P14	3000-2900 BC.	Sédiment
ST96 Q 133/69 7a Eb	ST96 P15	3000-2900 BC.	Sédiment
ST92 Q 149/88 4	ST92 P16	3000-2900 BC.	Sédiment

Tableau 26 : Liste des échantillons étudiés de Seekirch-Stockwiesen.

Annexe 3

Tableaux de

résultats bruts

Echantillons \ Parasites	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
HO80 Q 45/44b 19-1A	-	-
HO80 Q 45/44b 19-1B	-	-
HO80 Q 46/45b 3-1	-	-
HO80 Q 46/45a 11-1	-	-
HO80 Q 47/46c 8-1	-	-
HO80 Q 47/46d 9-1	-	-
HO80 Q 48/45b 3-1	-	-
HO80 Q 48/45b 3-3	-	-
HO80 Q 48/45a 5-2	-	-
HO80 Q 48/45b 6-6	-	-
HO80 Q 48/45b 6-7	-	-
HO80 Q 48/45b 6-8	-	-
HO80 Q 48/45a 8-1	-	-
HO80 Q 48/45d 8-1	-	-
HO80 Q 48/46d 9-1	-	-
HO80 Q 48/46c 11-1	-	-
HO73 Q 49/43 17-1	oui	-
HO73 Q 49/43g 5-1	-	-
HO73 Q 49/43e 5-1	oui	-
HO80 Q 60/50 - 8	-	-
HO80 Q 46/46d 10-1	oui	-
HO80 Q 42/45b 18-1	-	-
HO80 Q 47/48c 22	-	-
HO80 Q 48/45 c.11	-	-
HO80 Q 47/47c 12	-	-
HO80 Q 43/50d 27	-	-
HO80 Q 48/45c 4-5	-	-

Tableau 27 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.

Echantillons \ Parasites	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opistorchis</i> sp.
HO80 Q 45/44b 19-1A	-	-	-	-
HO80 Q 45/44b 19-1B	-	-	-	-
HO80 Q 46/45b 3-1	-	-	-	-
HO80 Q 46/45a 11-1	-	-	-	-
HO80 Q 47/46c 8-1	-	-	-	-
HO80 Q 47/46d 9-1	-	-	-	-
HO80 Q 48/45b 3-1	-	-	-	-
HO80 Q 48/45b 3-3	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45a 5-2	-	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-6	-	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-7	-	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-8	-	-	-	-
HO80 Q 48/45a 8-1	-	-	-	-
HO80 Q 48/45d 8-1	-	-	-	-
HO80 Q 48/46d 9-1	-	-	oui	-
HO80 Q 48/46c 11-1	-	-	-	-
HO73 Q 49/43 17-1	oui	-	-	-
HO73 Q 49/43g 5-1	-	-	-	-
HO73 Q 49/43e 5-1	oui	oui	-	-
HO80 Q 60/50 - 8	-	-	-	-
HO80 Q 46/46d 10-1	-	-	-	-
HO80 Q 42/45b 18-1	oui	-	-	-
HO80 Q 47/48c 22	-	-	-	-
HO80 Q 48/45 c.11	-	-	-	-
HO80 Q 47/47c 12	-	-	-	-
HO80 Q 43/50d 27	-	-	-	-
HO80 Q 48/45c 4-5	-	-	-	-

Tableau 28 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Dioctophyma</i> sp.
HO80 Q 45/44b 19-1A	oui	-	-	-
HO80 Q 45/44b 19-1B	oui	-	-	-
HO80 Q 46/45b 3-1	oui	-	-	-
HO80 Q 46/45a 11-1	oui	-	-	-
HO80 Q 47/46c 8-1	oui	-	-	-
HO80 Q 47/46d 9-1	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45b 3-1	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45b 3-3	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45a 5-2	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-6	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-7	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45b 6-8	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45a 8-1	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45d 8-1	oui	-	-	-
HO80 Q 48/46d 9-1	oui	-	-	-
HO80 Q 48/46c 11-1	oui	-	-	-
HO73 Q 49/43 17-1	oui	-	-	-
HO73 Q 49/43g 5-1	oui	-	-	-
HO73 Q 49/43e 5-1	oui	-	-	-
HO80 Q 60/50 - 8	oui	-	-	-
HO80 Q 46/46d 10-1	oui	-	-	-
HO80 Q 42/45b 18-1	oui	-	-	-
HO80 Q 47/48c 22	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45 c.11	oui	-	-	-
HO80 Q 47/47c 12	oui	-	-	-
HO80 Q 43/50d 27	oui	-	-	-
HO80 Q 48/45c 4-5	oui	-	-	-

Tableau 29 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Hornstaad-Hörnle I.

Echantillons	Parasites	
	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
Sédiments 3700 avant JC.		
WL 98 Q 198/167 8-1	oui	-
WL 98 Q 198/167 8-2	oui	-
WL 98 Q 197/167 1-1	oui	-
WL 98 Q 197/167 1-2	oui	-
WL 98 Q 197/167 1-3	oui	-
Sédiments 3330-3050 avant JC.		
WL 00 Q 215/236 9-1	oui	-
WL 00 Q 215/236 9-2	oui	oui
WL 00 Q 215/236 29-1	oui	-
WL 00 Q 215/236 29-2	oui	-
WL 00 Q 217/236 3-1	oui	-
WL 00 Q 217/236 3-2	oui	-
Sédiments 3300-2900 avant JC.		
WL 00 Q 190/171 12-1	oui	-
WL 00 Q 190/171 12-2	oui	-
WL 00 Q 190/171 18-1	oui	-
WL 00 Q 190/171 18-2	oui	-
Sédiments 3100-2900 avant JC.		
WL 99 Q 190/173 5-1	oui	-
WL 99 Q 190/173 5-2	oui	-
WL 99 Q 190/173 5-3	oui	-
WL 99 Q 190/173 5-4	oui	-
WL 99 Q 190/173 5-5	oui	-
WL 99 Q 190/173 5-6	oui	-

Tableau 30 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.

Echantillons	Parasites			
	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opistorchis</i> sp.
Sédiments 3700 avant JC.				
WL 98 Q 198/167 8-1	-	-	-	-
WL 98 Q 198/167 8-2	-	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-1	-	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-2	-	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-3	oui	oui	-	-
Sédiments 3330-3050 avant JC.				
WL 00 Q 215/236 9-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 215/236 9-2	oui	oui	-	-
WL 00 Q 215/236 29-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 215/236 29-2	oui	oui	-	-
WL 00 Q 217/236 3-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 217/236 3-2	oui	-	-	-
Sédiments 3300-2900 avant JC.				
WL 00 Q 190/171 12-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 190/171 12-2	oui	oui	-	-
WL 00 Q 190/171 18-1	oui	-	?	-
WL 00 Q 190/171 18-2	oui	oui	?	-
Sédiments 3100-2900 avant JC.				
WL 99 Q 190/173 5-1	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-2	-	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-3	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-4	oui	oui	-	-
WL 99 Q 190/173 5-5	oui	oui	-	-
WL 99 Q 190/173 5-6	-	-	-	-

Tableau 31 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Diocotophyma</i> sp.
Sédiments 3700 avant JC.				
WL 98 Q 198/167 8-1	oui	-	-	-
WL 98 Q 198/167 8-2	oui	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-1	oui	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-2	oui	-	-	-
WL 98 Q 197/167 1-3	oui	-	-	-
Sédiments 3330-3050 avant JC.				
WL 00 Q 215/236 9-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 215/236 9-2	oui	-	-	-
WL 00 Q 215/236 29-1	oui	oui	-	-
WL 00 Q 215/236 29-2	oui	oui	-	-
WL 00 Q 217/236 3-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 217/236 3-2	oui	-	-	-
Sédiments 3300-2900 avant JC.				
WL 00 Q 190/171 12-1	oui	-	-	-
WL 00 Q 190/171 12-2	oui	-	-	-
WL 00 Q 190/171 18-1	oui	oui	-	-
WL 00 Q 190/171 18-2	oui	oui	-	-
Sédiments 3100-2900 avant JC.				
WL 99 Q 190/173 5-1	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-2	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-3	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-4	oui	-	-	-
WL 99 Q 190/173 5-5	oui	oui	-	-
WL 99 Q 190/173 5-6	oui	oui	-	-

Tableau 32 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Wallhausen-Ziegelhütte.

Echantillons	Parasites	
	<i>Diphyllbothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
Coprolithes 3384-3370 avant JC.		
3146	oui	oui
3147	oui	oui
3149	oui	oui
3152	oui	-
3167	oui	-
3168	oui	-
3169	oui	-
3170	oui	-
5077	-	-
5078	-	-
5079	-	-
5080	-	-
5090	oui	-
5091	-	-
5092	oui	-
5094	oui	-
5097	oui	-
5099	-	-
5181	oui	-
5184	oui	-

Tableau 33 : Œufs de Cestodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons	Parasites			
	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opistorchis</i> sp.
Coprolithes 3384-3370 avant JC.				
3146	oui	-	-	oui
3147	oui	-	-	oui
3149	oui	-	-	oui
3152	-	-	-	-
3167	oui	-	-	oui
3168	oui	-	-	-
3169	oui	-	-	-
3170	oui	-	-	-
5077	-	-	-	-
5078	-	-	-	-
5079	oui	-	-	-
5080	oui	-	-	-
5090	-	-	-	-
5091	-	-	-	-
5092	oui	-	-	-
5094	-	-	-	-
5097	oui	-	-	-
5099	-	-	-	-
5181	-	-	-	-
5184	oui	-	oui	-

Tableau 34 : Œufs de Trématodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Diocotophyma</i> sp.
Coprolithes 3384-3370 avant JC.				
3146	oui	oui	oui	oui
3147	oui	oui	oui	oui
3149	oui	oui	oui	oui
3152	-	-	-	-
3167	oui	oui	oui	-
3168	-	oui	-	-
3169	oui	oui	-	-
3170	oui	oui	-	-
5077	-	-	-	-
5078	-	-	-	-
5079	-	-	-	-
5080	-	oui	-	-
5090	-	-	-	-
5091	oui	oui	-	oui
5092	-	-	-	-
5094	-	-	-	-
5097	oui	-	-	-
5099	oui	-	-	-
5181	-	oui	-	-
5184	oui	oui	-	oui

Tableau 35 : Œufs de Nématodes retrouvés dans les coprolithes du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons	Parasites	
	<i>Diphyllbothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
Sédiments 3384-3370 avant JC.		
3151	oui	-
3152	-	-
4181	oui	-
4182	oui	-
4187	-	-
4191	oui	-
4192	oui	-
4201	oui	-
4210	oui	-
4228	oui	-
5022	-	-
5024	-	-
5029	oui	-
5033	-	-
5042	oui	-
5050	oui	-
5082	-	-
5086	-	-
5098	oui	-
5180	-	-
5186	-	-

Tableau 36 : Œufs de Cestodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons	Parasites			
	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opistorchis</i> sp.
Sédiments 3384-3370 avant JC.				
3151	oui	-	-	oui
3152	-	-	-	-
4181	-	-	-	-
4182	oui	-	-	oui
4187	-	-	-	oui
4191	oui	-	-	-
4192	-	-	-	-
4201	oui	-	-	oui
4210	-	-	-	oui
4228	-	-	-	-
5022	-	-	-	-
5024	-	-	-	-
5029	oui	-	-	oui
5033	-	-	-	-
5042	-	-	-	-
5050	oui	-	-	-
5082	-	-	-	-
5086	-	-	-	-
5098	oui	-	-	-
5180	-	-	-	-
5186	oui	-	-	-

Tableau 37 : Œufs de Trématodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Diocotophyma</i> sp.
Sédiments 3384-3370 avant JC.				
3151	-	-	-	-
3152	-	-	-	-
4181	-	-	-	-
4182	-	-	-	-
4187	-	-	-	-
4191	-	-	-	-
4192	oui	-	-	-
4201	oui	oui	-	-
4210	oui	oui	-	-
4228	-	-	-	-
5022	oui	-	-	-
5024	-	-	-	-
5029	-	oui	-	-
5033	oui	oui	-	-
5042	oui	oui	-	-
5050	-	-	-	-
5082	oui	-	-	-
5086	oui	-	-	-
5098	-	oui	-	oui
5180	oui	-	-	-
5186	oui	-	-	-

Tableau 38 : Œufs de Nématodes retrouvés dans les sédiments du site d'Arbon-Bleiche 3.

Echantillons	Parasites	
	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
Sédiments 3711-3709 avant JC.		
SI 98 Q 608/100 22-1	oui	-
SI 98 Q 608/100 22-2	oui	-
SI 98 Q 606/104 12-1	oui	-
SI 98 Q 606/104 12-2	oui	-
SI 98 Q 608/106 34-1	oui	-
SI 98 Q 608/106 34-2	oui	-
SI 98 Q 608/106 34-3	oui	-
Sédiments 3317-3306 avant JC.		
SI 82 Q 23 6-1 c. 11	-	-
SI 82 Q 23 6-2 c. 11	-	-
SI 82 Q 30 16-1	oui	oui
SI 82 Q 30 16-2	oui	oui

Tableau 39 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Sipplingen.

Parasites	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opisthorchis</i> sp.
Echantillons				
Sédiments 3711-3709 avant JC.				
SI 98 Q 608/100 22-1	-	-	-	-
SI 98 Q 608/100 22-2	-	-	-	-
SI 98 Q 606/104 12-1	oui	-	-	-
SI 98 Q 606/104 12-2	oui	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-1	-	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-2	-	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-3	-	-	-	-
Sédiments 3317-3306 avant JC.				
SI 82 Q 23 6-1 c. 11	oui	-	oui	-
SI 82 Q 23 6-2 c. 11	oui	-	-	-
SI 82 Q 30 16-1	oui	-	oui	?
SI 82 Q 30 16-2	oui	-	-	-

Tableau 40 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Sipplingen.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Dioctophyma</i> sp.
Sédiments 3711-3709 avant JC.				
SI 98 Q 608/100 22-1	oui	-	-	-
SI 98 Q 608/100 22-2	oui	-	-	-
SI 98 Q 606/104 12-1	oui	-	-	-
SI 98 Q 606/104 12-2	oui	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-1	oui	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-2	oui	-	-	-
SI 98 Q 608/106 34-3	oui	-	-	-
Sédiments 3317-3306 avant JC.				
SI 82 Q 23 6-1 c. 11	oui	-	-	-
SI 82 Q 23 6-2 c. 11	oui	-	-	-
SI 82 Q 30 16-1	oui	-	-	-
SI 82 Q 30 16-2	oui	-	-	-

Tableau 41 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Sipplingen.

Echantillons \ Parasites	<i>Diphyllbothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
TO II 01 117/65	oui	oui
TO II 02 140/69-5	oui	oui
TO II 02 119/74-1	-	-
TO II 01 123/65-50	oui	-
TO II 02 110/65-47	oui	-
TO II 02 111/66-79	oui	oui
TO II 01 117/65-26	oui	oui
TO II 98 123/60	oui	-
TO II 98 117/61 pr. B	oui	oui
TO II 98 131/55	-	oui
TO II 98 136/55	-	-
TO II 98 117/61 pr. A	oui	-
TO II 99 124/55	oui	oui
TO II 99 137/49	oui	-
TO II 99 124/43	-	-
TO II 99 130/49	-	-
TO II 00 130/61	oui	-
TO II 01 124/67 pr. A	oui	-
TO II 01 124/67 pr. B	oui	-
TO II 01 112/67	oui	oui
TO II 01 118/67	oui	-
TO II 01 130/67	-	-

Tableau 42 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.

Echantillons \ Parasites	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opisthorchis</i> sp.
TO II 01 117/65	-	-	-	-
TO II 02 140/69-5	oui	-	-	-
TO II 02 119/74-1	-	-	-	-
TO II 01 123/65-50	-	-	-	-
TO II 02 110/65-47	-	-	-	-
TO II 02 111/66-79	oui	-	-	-
TO II 01 117/65-26	-	-	-	-
TO II 98 123/60	-	-	-	-
TO II 98 117/61 pr. B	-	-	-	-
TO II 98 131/55	-	-	-	-
TO II 98 136/55	-	-	-	-
TO II 98 117/61 pr. A	-	-	-	-
TO II 99 124/55	-	-	-	-
TO II 99 137/49	-	-	-	-
TO II 99 124/43	-	-	-	-
TO II 99 130/49	-	-	-	-
TO II 00 130/61	-	-	-	-
TO II 01 124/67 pr. A	-	-	-	-
TO II 01 124/67 pr. B	-	-	-	-
TO II 01 112/67	-	-	-	-
TO II 01 118/67	-	-	-	-
TO II 01 130/67	-	-	-	-

Tableau 43 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Diocetophyma</i> sp.
TO II 01 117/65	oui	-	-	-
TO II 02 140/69-5	oui	-	-	-
TO II 02 119/74-1	oui	-	oui	-
TO II 01 123/65-50	oui	-	-	-
TO II 02 110/65-47	oui	-	-	-
TO II 02 111/66-79	oui	-	-	-
TO II 01 117/65-26	oui	-	-	-
TO II 98 123/60	oui	-	oui	-
TO II 98 117/61 pr. B	oui	-	oui	-
TO II 98 131/55	oui	-	-	-
TO II 98 136/55	oui	-	-	-
TO II 98 117/61 pr. A	oui	-	-	-
TO II 99 124/55	-	-	-	-
TO II 99 137/49	oui	-	-	-
TO II 99 124/43	oui	-	-	-
TO II 99 130/49	oui	-	-	-
TO II 00 130/61	oui	-	-	-
TO II 01 124/67 pr. A	-	oui	-	-
TO II 01 124/67 pr. B	oui	-	-	-
TO II 01 112/67	oui	-	-	-
TO II 01 118/67	oui	-	-	-
TO II 01 130/67	oui	-	-	-

Tableau 44 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Torwiesen II.

Echantillons \ Parasites	<i>Diphyllbothrium</i> sp.	<i>Taenia</i> sp.
ST 94 Q 116/76 1 Eb	-	-
ST 94 Q 116/76 2 Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 1 Eb	oui	-
ST 96 Q 133/69 1a Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 1c Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 1e Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 2 Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 2a Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 3 Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 4 Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 5a Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 6 Eb	-	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb A	-	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb B	-	-
ST 96 Q 133/69 7a Eb	-	-
ST 92 Q 149/88 4	-	-

Tableau 45 : Œufs de Cestodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.

Echantillons \ Parasites	<i>Fasciola</i> sp.	<i>Paramphistomum</i> sp.	<i>Dicrocoelium</i> sp.	<i>Opisthorchis</i> sp.
ST 94 Q 116/76 1 Eb	-	-	?	-
ST 94 Q 116/76 2 Eb	oui	oui	oui	-
ST 96 Q 133/69 1 Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1a Eb	?	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1c Eb	?	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1e Eb	-	-	-	-
ST 96 Q 133/69 2 Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 2a Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 3 Eb	-	-	-	-
ST 96 Q 133/69 4 Eb	oui	-	oui	-
ST 96 Q 133/69 5a Eb	-	-	-	-
ST 96 Q 133/69 6 Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb A	-	-	-	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb B	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 7a Eb	-	-	-	-
ST 92 Q 149/88 4	oui	oui	-	-

Tableau 46 : Œufs de Trématodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.

Echantillons \ Parasites	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp. à points	<i>Capillaria</i> sp. réticulé	<i>Diocetophyma</i> sp.
ST 94 Q 116/76 1 Eb	oui	-	-	-
ST 94 Q 116/76 2 Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1 Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1a Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1c Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 1e Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 2 Eb	oui	oui	oui	-
ST 96 Q 133/69 2a Eb	oui	-	-	-
ST 96 Q 133/69 3 Eb	oui	oui	-	-
ST 96 Q 133/69 4 Eb	oui	oui	-	-
ST 96 Q 133/69 5a Eb	oui	oui	-	-
ST 96 Q 133/69 6 Eb	oui	-	oui	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb A	oui	oui	-	-
ST 96 Q 133/69 7 Eb B	oui	oui	-	-
ST 96 Q 133/69 7a Eb	oui	-	-	-
ST 92 Q 149/88 4	oui	-	-	-

Tableau 47 : Œufs de Nématodes retrouvés sur le site de Seekirch-Stockwiesen.

Annexe 4

Capillarioses de

poissons d'eau douce

Parasites	Noms vernaculaires	Noms latins
<i>Capillaria brevispicula</i>	Brème bordelière Gardon, triotto Vandoise Chevaine, Cavedano Tanche Brème commune Goujon Barbeau Carpe Carpe sabre Lote Perche soleil Baveuse Anguille	<i>Blicca bjoerkna</i> <i>Rutilus rutilus, R. rubilio</i> <i>Leuciscus leuciscus</i> <i>L. cephalus, L. cephalus albus</i> <i>Tinca tinca</i> <i>Abramis brama</i> <i>Gobio gobio</i> <i>Barbus barbus</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Pelecus cultratus</i> <i>Lota lota</i> <i>Lepomis gibbosus</i> <i>Blennius fluviatilis</i> <i>Anguilla anguilla</i>
<i>Capillaria salvelini</i>	Ombre chevalier Truite Truite arc-en-ciel, saumon Truite lenok Ombre arctique Saumon masou	<i>Salvelinus alpinus</i> <i>Salmo trutta v. fario</i> <i>Salmo gairdneri, S. salar</i> <i>Brachymystax lenok</i> <i>Thymallus arcticus</i> <i>Onchorhynchus masou</i>
<i>Capillaria petruschewskii</i>	Truite Truite arc-en-ciel Ombre commun Vairon Chevaine Brème commune Brème bordelière Tanche Carpe Goujon Barbeau kuban Perche	<i>Salmo trutta v. fario</i> <i>Salmo gairdneri</i> <i>Thymallus thymallus</i> <i>Phoxinus phoxinus</i> <i>Leuciscus cephalus</i> <i>Abramis brama</i> <i>Blicca bjoerkna</i> <i>Tinca tinca</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Gobio gobio</i> <i>Barbus tauricus</i> <i>Perca fluviatilis</i>

<i>Capillaria tuberculata</i>	Esturgeon du Danube	<i>Acipenser ruthenus</i>
	Esturgeon à ventre nu	<i>A. nudiventris</i>
	Esturgeon étoilé	<i>A. stellatus</i>
	Grand esturgeon	<i>Huso huso</i>

Tableau 48 : Les hôtes définitifs des capillarioses de poissons d'eau douce
(d'après Moravec, 1980).

Annexe 5

Listes de faune

Liste de Faune – Hornstaad-Hörnle I

Mammifères

- Bos sp.*
- Sus scrofa*
- Sus domesticus*
- Capreolus capreolus*
- Cervus elaphus*
- Alces alces*
- Ovis sp./Capra sp.*
- Canis familiaris*
- Ursus arctos*
- Vulpes vulpes*
- Meles meles*
- Lutra lutra*
- Martes foina*
- Mustela putorius*
- Felis sylvestris*
- Lepus europaeus*
- Sciurus vulgaris*
- Erinaceus europaeus europaeus*

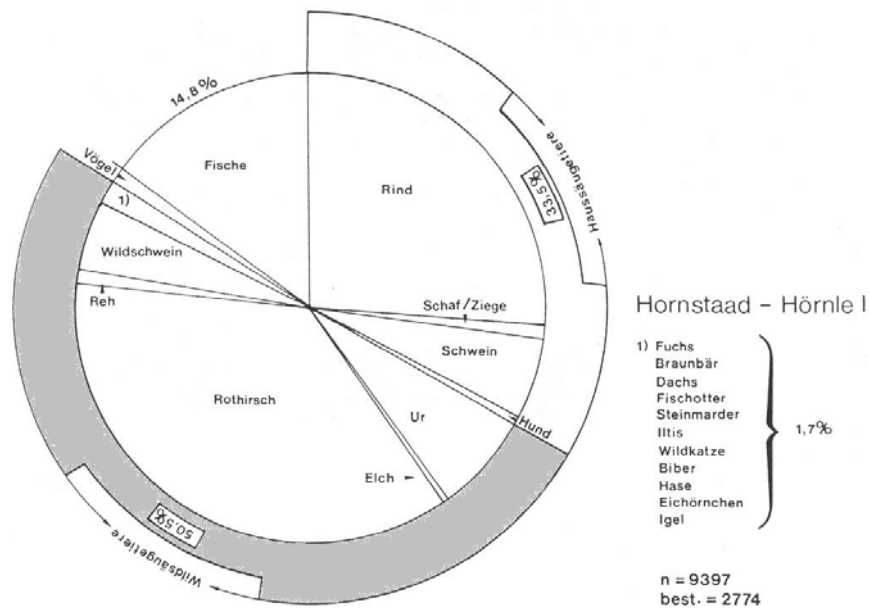


Figure 35 : Répartition des mammifères à Hornstaad-Hörnle I (Kokabi, 1990).

Liste de faune – Arbon-Bleiche 3

Mammifères

Bos taurus
Ovis aries
Capra sp.
Sus domesticus
Canis familiaris
Bos primigenius
Cervus elaphus
Capreolus capreolus
Sus scrofa
Ursus arctos
Canis lupus
Vulpes vulpes
Meles meles
Martes martes
Mustela putorius
Felis sylvestris
Erinaceus europaeus
Sciurus vulgaris

Oiseaux

Tachybaptus ruficollis
Phalacrocorax carbo
Ardea cinerea
Cygnus sp.
Cygnus columbianus
Anas sp.
Anas platyrhynchos
Aythya fuligula
Mergus merganser
Milvus migrans
Columba oenas/livia
Corvus sp.

Batraciens

Rana esculenta
Rana lessonae
Rana ridibunda

Poissons

Perca fluviatilis
Exox lucius
Silurus glanis
Lota lota
Coregonus sp.
Salmo trutta
Salmo trutta fario
Rutilus rutilus
Scardinius erythrophthalmus
Leuciscus sp.
Barbus barbus
Tinca tinca

Liste de faune – Sipplingen

Mammifères

Bos sp.
Ovis sp.
Ovis sp./Capra sp.
Sus sp.
Sus scrofa
Vulpes vulpes
Martes martes
Meles meles
Cervus elaphus
Capreolus capreolus
Equus equus
Canis sp.

+ Batraciens, Poissons et mollusques : non précisés (Steppan, 2004a).

Liste de faune – Torwiesen II

Mammifères

Bos sp.
Ovis sp.
Sus sp.
Cervus elaphus
Capreolus capreolus
Canis lupus
Equus sp.

Poissons

Esox lucius
Blicca bjoerkna
Divers cyprinidés

+ Mollusques : non précisés (Steppan, 2004b).

Liste de faune – Seekirch-Stockwiesen

Mammifères

Sus sp.
Bos sp.
Cervus elaphus

(Steppan, 2004b).

Liste de faune – Wallhausen-Ziegelhütte

Mammifères

Sus domesticus
Sus scrofa
Bos domesticus
Ovis sp./Capra sp.
Cervus elaphus
Capreolus capreolus
Ursus arctos
Canis familiaris
Sciurus vulgaris
Castor fiber
Vulpes vulpes

(Communication personnelle Karlheinz Steppan).

Poissons

Alburnus alburnus
Leuciscus sp.
Leuciscus cephalus
Leuciscus leuciscus
Rutilus rutilus
Scardinius erythrophthalmus
Tinca tinca
Coregonidae
Perca fluviatilis
Salmo trutta lacustris
Esox lucius
Sander lucioperca
Silurus glanis

(Communication personnelle Alfred Galik).

Correspondances des noms d'animaux - Mammifères

Noms latins	Noms français	Noms allemands
<i>Bos domesticus</i>	Bœuf domestique	Hausrind
<i>Bos primigenus</i>	Auroch	Urrind
<i>Sus domesticus</i>	Porc domestique	Hausschwein
<i>Sus scrofa</i>	Sanglier	Wildschwein
<i>Ovis aries</i>	Mouton	Schaf
<i>Capra hircus</i>	Chèvre	Ziege
<i>Capra ibex</i>	Bouquetin	Steinbock
<i>Rupicapra rupicapra</i>	Chamois	Gemse
<i>Cervus elaphus</i>	Cerf élaphe, rouge	Rothirsch
<i>Capreolus capreolus</i>	Chevreuril	Reh
<i>Alces alces</i>	Elan, orignal	Elch
<i>Equus equus</i>	Cheval	Haus- oder WildPferd
<i>Ursus arctos</i>	Ours brun	Braunbär
<i>Canis familiaris</i>	Chien	Hund
<i>Canis lupus</i>	Loup	Wolf
<i>Vulpes vulpes</i>	Renard	Fuchs
<i>Meles meles</i>	Blaireau	Dachs
<i>Martes martes</i>	Martre	
<i>Martes foina</i>	Fouine	Stinmarder
<i>Lutra lutra</i>	Loutre d'Europe	Fischotter
<i>Mustela putorius</i>	Putois	Iltis
<i>Castor fiber</i>	Castor	Biber
<i>Felis sylvestris</i>	Chat sauvage	Wildkatze
<i>Lepus europaeus</i>	Lièvre	Hase
<i>Sciurus vulgaris</i>	Ecureuil	Eichhörnchen
<i>Erinaceus europaeus</i>	Herisson	Igel

Correspondance des noms d'animaux - Poissons

Noms latin	Noms français	Noms allemands
<i>Salmo trutta</i>	Truite	Forelle
<i>Salmo trutta fario</i>	Truite fario	Barforelle
<i>Salmo gairdneri</i>	Truite arc-en-ciel	Regenbogen Forelle
<i>Salmo salar</i>	Saumon	Lachs
<i>Onchorhynchus masou</i>	Saumon masou	-
<i>Brachymystax lenok</i>	Truite lenok	-
<i>Salvelinus alpinus</i>	Omble chevalier	-
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	Rotengle	-
<i>Rutilus rutilus</i>	Gardon	Plötze
<i>Rutilus rubilio</i>	Triotto	-
<i>Barbus tauricus</i>	Barbeau kuban	-
<i>Barbus barbus</i>	Barbeau	Barbe
<i>Tinca tinca</i>	Tanche	Schleie
<i>Blicca bjoerkna</i>	Brème bordelière	Blicke
<i>Leuciscus sp.</i>	-	-
<i>Leuciscus leuciscus</i>	Vandoise	Hasel
<i>Leuciscus cephalus</i>	Chevaine	-
<i>Leuciscus cephalus albus</i>	Cavedano	-
<i>Abramis abrama</i>	Brème commune	Brachsen
<i>Gobio gobio</i>	Goujon	Gründling
<i>Cyprinus carpio</i>	Carpe	Karpfen
<i>Pelecus cultratus</i>	Carpe sabre	-
<i>Esox lucius</i>	Brochet	Hecht
<i>Silurus glanis</i>	Silure	Waller
<i>Lota lota</i>	Lote	Trüsch
<i>Coregonus sp.</i>	Féra	Renken
<i>Lepomis gibbosus</i>	Perche soleil	Sonnenbarsch
<i>Perca fluviatilis</i>	Perche	Barsch
<i>Anguilla anguilla</i>	Anguille	Aal

<i>Blennius fluviatilis</i>	Baveuse	-
<i>Thymallus arcticus</i>	Ombre arctique	-
<i>Thymallus thymallus</i>	Ombre commun	-
<i>Phoxinus phoxinus</i>	Vairon	Elritze
<i>Acipenser ruthenus</i>	Esturgeon du Danube	-
<i>Acipenser nudiiventris</i>	Esturgeon à ventre nu	-
<i>Acipenser stellatus</i>	Esturgeon étoilé	-
<i>Husi huso</i>	Grand esturgeon	-

Productions scientifiques

Publications référencées avec comité de lecture :

- 1- Bouchet F., Harter S., **Le Bailly M.**, Ferreira L.F., Araujo A., **2003**.
The state-of-the-art of Paleoparasitological research in the Old World. *Mémoires do Instituto Oswaldo Cruz*, **98** : 95-101.
- 2- Harter S., **Le Bailly M.**, Janot F., Bouchet F., **2003**.
First paleoparasitological study of one jar of embalming dejection discovered found to Saqqara (Egypt). *Mémoires do Instituto Oswaldo Cruz*, **98** : 119-121.
- 3- **Le Bailly M.**, Leuzinger U., Bouchet F., **2003**.
Dioctophymidae Eggs from Coprolites from Neolithic Site of Arbon-Bleiche 3 (Switzerland). *Journal of Parasitology*, **89** : 1073-1076.
- 4- Gonçalves M., Silva V., Andrade C., Rocha G., **Le Bailly M.**, Bouchet F., Ferreira L.F., Araujo A. **2004**.
Amebiasis distribution in the past : first steps in using an immunoassay technique. *Transaction of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **98** : 88-91.
- 5- **Le Bailly M.**, Leuzinger U., Schlichtherle H. et Bouchet F. Diphyllbothrium : Neolithic Parasite? **Accepté à** *Journal of Parasitology*.

Autres publications :

- 1- **Le Bailly M.**, Harter S. Bouchet F., **2003**.
A l'interface de la biologie et de l'archéologie : la Paléoparasitologie. *Archéopages*, **11** : 12-17.
- 2- **Le Bailly M.** et Bouchet F. " Etude parasitologique des coprolithes humains du site néolithique Arbon-Bleiche 3 ". **Accepté à** : *Die Jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon-Bleiche 3, Archäologie im Thurgau, Band 13*.

Congrès – Colloques

M. Le Bailly, 16 Avril **2002**.

Suisse, "Umwelt und Wirtschaft der neolithischen Seeufersiedlung von Arbon-Bleiche 3".
Parasitologische Untersuchungen an menschlichen Fäkalien.

M. Le Bailly, S. Harter et F. Bouchet. 24-25 Octobre **2002**.

Belgique, Table ronde sur "Les disciplines naturalistes en archéologie".
La Paléoparasitologie.

M. Le Bailly, U. Leuzinger et F. Bouchet. 16-19 Avril **2003**.

Colloque d'Archéométrie, Bordeaux.

La Paléoparasitologie en contexte néolithique : l'exemple d'Arbon-Bleiche 3. (Poster).

M. Le Bailly, F. Bouchet. 25-26 Septembre **2003**.

Suisse, "Ökonomie, Ökologie und Kulturgeschichte einer Seeufersiedlung des Frühen 34. Jh v. Chr.

La Paléoparasitologie en contexte néolithique : l'exemple des coprolithes humains d'Arbon-Bleiche 3.

M. Le Bailly, U. Leuzinger et F. Bouchet. 21-23 Janvier **2004**.

Réunion Annuelle de la Société d'Anthropologie de Paris.

La Diocetophymose : Une nouvelle pathologie au Néolithique (Site d'Arbon-Bleiche 3, Canton de Thurgovie, Suisse).

M. Le Bailly, S. Harter et F. Bouchet. 19-24 Avril **2004**.

129^e Congrès national des sociétés historiques et scientifiques, Besançon.

La paléoparasitologie.

M. Le Bailly et F. Bouchet. 2-5 Septembre **2004**.

25^e Anniversary Symposium of the Association for Environmental Archaeology, in Bad Buchau, Southern Germany. Economic and Environmental changes during the 4th and 3rd millennium BC.

First palaeoparasitological results around the Federsee during the 4th and 3rd millennium BC.

M. Le Bailly, U. Leuzinger, H. Schlichtherle et F. Bouchet. 2-5 Septembre **2004**.

V World Congress on Mummy Studies, Turin (Italy).

Contribution of Palaeoparasitology to the Knowledge of Neolithic cultures (4th-3rd millenniums BC). (Poster).

M. Le Bailly et F. Bouchet. 4-6 Octobre **2004**.

108^{ème} Congrès Annuel de la Société Zoologique de France, Reims.

L'ichtyophagie, source d'infestation parasitaire au Néolithique (4^{ème} et 3^{ème} millénaires av. JC.).

M. Le Bailly, U. Leuzinger, H. Schlichtherle et F. Bouchet. 18-20 Janvier **2005**.

Réunion Annuelle de la Société d'Anthropologie de Paris.

La bothriocéphalose : Cestodose du Néolithique ?

MATTHIEU LE BAILLY

**Evolution de la relation hôte/parasite dans les systèmes lacustres nord alpins au Néolithique (3900-2900 BC),
et nouvelles données dans la détection des paléoantigènes de *Protozoa*.**

Th Pharm Univ : REIMS : 2005.

Résumé :

La Paléoparasitologie est la recherche, et l'étude, des restes conservés de parasite dans les échantillons archéologiques historiques et préhistoriques.

La première partie de ce travail est consacrée à l'étude des échantillons prélevés sur un ensemble de 6 sites lacustres suisses et allemands, de la période du Néolithique moyen et final, entre 3900 et 2900 ans avant Jésus-Christ. Sur cette échelle chronologique de 1000 ans, des variations du nombre de parasitoses, mais aussi des fluctuations inhérentes à chaque parasite, sont observées. Plusieurs arguments sont proposés pour expliquer ces observations : changements culturels et alimentaires, augmentation de population. Mais ces variations semblent étroitement liées à la crise climatique et économique qui se produit à cette époque.

La seconde partie du manuscrit s'attache à développer et à standardiser l'utilisation des techniques immunologiques pour la détection des paléoantigènes de *Protozoa* dans le matériel ancien. L'immunologie a été utilisée pour rechercher les antigènes de 2 protozoaires parasites du tube digestif de l'homme d'importance sanitaire actuelle : *Entamoeba histolytica* et *Giardia intestinalis*. La mise en jeu de la technique ELISA et de l'Immunofluorescence (IF) a permis de prouver l'efficacité de ces outils. A la vue des résultats, de nombreuses questions sont émises concernant le potentiel de détection des outils immunologiques, mais surtout sur la conservation des antigènes, et le rôle des processus taphonomiques dans la perte du signal antigénique. La présence, dans le Nouveau Monde, d'échantillons positifs, uniquement pour des dates postérieures à la colonisation européenne, soulève l'importance des colons dans la transmission et le passage des parasitoses d'un continent à l'autre.

L'ensemble des données recueillies permet de compléter les référentiels parasitologiques pour chaque période étudiée, mais aussi, d'augmenter nos connaissances de l'évolution des parasitoses dans le temps. Ces résultats ouvrent de nouvelles perspectives à la Paléoparasitologie tant dans la détection des différentes formes parasitaires que dans les possibilités de recherche.

Mots-clés : Parasitologie, Paléoparasitologie, Helminthes, Archéologie, Néolithique, Protozoaires, Antigènes, Immunologie.

Jury :

- Mr Professeur ARAUJO Adauto (Rapporteur).
- Mr Professeur DUTOUR Olivier (Rapporteur).
- Mr Docteur VIGNE Jean-Denis.
- Mr Docteur SNOUNOU Georges.
- Mme Docteur TRESSET Anne.
- Mr Docteur PAICHELER Jean-Claude.
- Mme Professeur BOUCHET Françoise (Directrice).

Adresse de l'auteur : Mr Matthieu LE BAILLY
44 Avenue de Paris
51 100 REIMS.

MATTHIEU LE BAILLY

**Evolution de la relation hôte/parasite dans les systèmes lacustres nord alpins au Néolithique (3900-2900 BC),
et nouvelles données dans la détection des paléoantigènes de *Protozoa*.**

Th Pharm Univ : REIMS : 2005.

Résumé :

La Paléoparasitologie est la recherche, et l'étude, des restes conservés de parasite dans les échantillons archéologiques historiques et préhistoriques.

La première partie de ce travail est consacrée à l'étude des échantillons prélevés sur un ensemble de 6 sites lacustres suisses et allemands, de la période du Néolithique moyen et final, entre 3900 et 2900 ans avant Jésus-Christ. Sur cette échelle chronologique de 1000 ans, des variations du nombre de parasitoses, mais aussi des fluctuations inhérentes à chaque parasite, sont observées. Plusieurs arguments sont proposés pour expliquer ces observations : changements culturels et alimentaires, augmentation de population. Mais ces variations semblent étroitement liées à la crise climatique et économique qui se produit à cette époque.

La seconde partie du manuscrit s'attache à développer et à standardiser l'utilisation des techniques immunologiques pour la détection des paléoantigènes de *Protozoa* dans le matériel ancien. L'immunologie a été utilisée pour rechercher les antigènes de 2 protozoaires parasites du tube digestif de l'homme d'importance sanitaire actuelle : *Entamoeba histolytica* et *Giardia intestinalis*. La mise en jeu de la technique ELISA et de l'Immunofluorescence (IF) a permis de prouver l'efficacité de ces outils. A la vue des résultats, de nombreuses questions sont émises concernant le potentiel de détection des outils immunologiques, mais surtout sur la conservation des antigènes, et le rôle des processus taphonomiques dans la perte du signal antigénique. La présence, dans le Nouveau Monde, d'échantillons positifs, uniquement pour des dates postérieures à la colonisation européenne, soulève l'importance des colons dans la transmission et le passage des parasitoses d'un continent à l'autre.

L'ensemble des données recueillies permet de compléter les référentiels parasitologiques pour chaque période étudiée, mais aussi, d'augmenter nos connaissances de l'évolution des parasitoses dans le temps. Ces résultats ouvrent de nouvelles perspectives à la Paléoparasitologie tant dans la détection des différentes formes parasitaires que dans les possibilités de recherche.

Mots-clés : Parasitologie, Paléoparasitologie, Helminthes, Archéologie, Néolithique, Protozoaires, Antigènes, Immunologie.

Jury :

- Mr Professeur ARAUJO Aduino (Rapporteur).
- Mr Professeur DUTOUR Olivier (Rapporteur).
- Mr Docteur VIGNE Jean-Denis.
- Mr Docteur SNOUNOU Georges.
- Mme Docteur TRESSET Anne.
- Mr Docteur PAICHELIER Jean-Claude.
- Mme Professeur BOUCHET Françoise (Directrice).

Adresse de l'auteur : Mr Matthieu LE BAILLY
44 Avenue de Paris
51 100 REIMS.