

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou  
Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques  
Département de Biologie



## Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Biologiques  
Spécialité : Biologie et physiologie de la reproduction

### THEME

# Enquête sur quelques protozoaires zoonotiques chez la femme enceinte dans la région de Tizi-Ouzou

Présentée par :

M<sup>elle</sup> KERBOUT Sabrina

Soutenu publiquement, le 13 juillet 2023 devant le jury :

Promoteur	M <sup>r</sup> BAROUDI DJ.	MCA	ENSV
Co-promotrice	M <sup>me</sup> LAKABI L.	MCA	UMMTO
Présidente	M <sup>me</sup> MEDJDOUB-BENSAAD F.	Professeur	UMMTO
Examinatrice	M <sup>me</sup> AKDADER S.	MCB	UMMTO

2022-2023

# Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier le bon DIEU de m'avoir donné le courage, la patience et la santé physique et mentale afin d'achever ce travail.

Je voudrais dans un premier temps remercier, mon directeur de mémoire M<sup>r</sup> BAROUDI D. et ma Co-promotrice M<sup>me</sup> LAKABI L. pour leur patience, leur disponibilité et surtout leur judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion.

Je remercie M<sup>me</sup> MEDJDOUB-BENSAAD F. pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider ce jury.

Je remercie M<sup>me</sup> AKDADER S. pour m'avoir fait l'honneur d'accepter d'examiner ce travail.

Je remercie également toute l'équipe pédagogique de l'UMMTO et les intervenants professionnels responsables de ma formation.

Je tiens à témoigner toute ma reconnaissance aux personnes suivantes, pour leur aide dans la réalisation de ce mémoire :

Toute l'équipe du laboratoire de parasitologie du CHU Nedir Mohammed Tizi-Ouzou, de m'avoir consacré de leurs temps, de leurs gentillesse et pour leurs précieux conseils pratiques.

Toute l'équipe du laboratoire de parasitologie de l'ENSV.

J'adresse également mes vifs remerciements à toute l'équipe du service de gynécologie et GHR de l'EHS SBIHI Tassadit, ainsi que les patientes hospitalisées d'avoir acceptées de contribuer par leurs échantillons pour mon travail de recherche.

À toute personne intervenante, je présente mes remerciements, mon respect et ma gratitude.

# *Dédicaces*

Du profond de mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers,

## *A la mémoire de mon père*

Ce travail est dédié à mon père qui m'a toujours poussé et motivé dans mes études. Chaque pas que je faisais dans ma vie je trouvais toujours sa protection, son soutien, sa présence, sa force et surtout son amour. L'entendre parler avec fierté et confiance me rassurer et me permettait de franchir beaucoup d'obstacle dans ma vie sans crainte, ma barrière de protection était toujours présente. Merci au meilleur Papa du monde.

J'espère que, du monde qui est sien maintenant, il apprécie cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part de sa fille qui a toujours priée pour le salut de son âme, puisse DIEU le tout puissant l'avoir en sa sainte miséricorde.

A ma chère mère qui m'a élevé et bien éduqué, aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour et ma considération pour tous les sacrifices qu'elle a consenti pour mon instruction et mon bien être.

A Mes chères sœurs : Kahina, Yamina et Wassila pour leurs présences, leurs soutiens tout au long de mon parcours ainsi que leurs époux.

Mes adorables nièces et neveux (Liliane, Maylis, Aylane, Aksel, Nèlia, Rayene, Hocine et Idir) merci d'avoir donné un autre sens à notre vie. Mes bébés que j'adores tellement que dieu vous protège.

Mon frère Ali ainsi que sa femme.

A toute ma famille, mes amis (es). Particulièrement Thiziri pour leurs encouragements et soutiens.

A tous mes camarades et mes collègues.

Introduction .....	1
Chapitre I : Généralités sur la grossesse et la Toxoplasmose	
1. Processus de grossesse .....	2
1.1. Développement de l’embryon .....	2
1.2. Anomalies de développement embryonnaire .....	3
2. Toxoplasmose .....	3
2.1. Taxonomie de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	4
2.2. Morphologie du <i>Toxoplasma gondii</i> .....	4
2.2.1. Forme végétative .....	4
2.2.2. Forme kystique .....	5
2.2.3. Forme oocyste .....	5
2.3. Distribution géographique .....	6
2.4. Cycle parasitaire de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	6
2.4.1. Risque de transmission et gravité de la toxoplasmose congénitale.....	7
2.5. Symptômes .....	8
2.6. Diagnostic .....	9
2.7. Traitement.....	9
2.7.1. Mode d’action de la spiramycine sur la femme enceinte atteinte de la Toxoplasmose .....	9
2.8. Prévention.....	10
2.8.1. Mesures prophylactiques conseillées chez les femmes enceintes séronégatives	10
2.8.2. Mesures complémentaires recommandées.....	10
Chapitre II : Blastocystose et Giardiase	
1. <i>Blastocystis spp.</i> .....	11
1.1. Taxonomie de <i>Blastocystis spp.</i> .....	11
1.2. Morphologie du <i>Blastocystis spp.</i> .....	12
1.2.1. Forme vacuolaire.....	12

1.2.2.	Forme kystique .....	12
1.2.3.	Forme granulaire .....	13
1.2.4.	Forme amiboïde.....	13
1.3.	Distribution géographique <i>Blastocystis spp.</i> .....	13
1.4.	Cycle parasitaire de <i>Blastocystis spp.</i> .....	13
1.6.	Symptômes .....	14
1.7.	Diagnostic .....	14
1.8.	Traitement.....	14
1.9.	Prévention.....	15
2.	Giardiase .....	15
2.1.	Taxonomie de <i>Giardia intestinalis</i> .....	15
2.2.	Morphologie du <i>Giardia intestinalis</i> .....	16
2.2.1.	Forme végétative.....	16
2.2.2.	Forme kystique.....	17
2.3.	Distribution géographique .....	17
2.4.	Cycle parasitaire de <i>Giardia intestinalis</i> .....	17
2.5.	Pathogénie .....	18
2.6.	Symptômes .....	19
2.7.	Diagnostic .....	19
2.8.	Traitement.....	19
2.9.	Prévention.....	19
Chapitre III : Cryptosporidiose et Microsporidiose		
1.	Cryptosporidiose .....	20
1.2.	Taxonomie de <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	20
1.3.	Morphologie du <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	21
1.4.	Distribution géographique <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	21
1.5.	Cycle parasitaire de <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	22

1.6. Pathogénie .....	23
1.7. Symptômes .....	23
1.8. Diagnostic .....	23
1.9. Traitement.....	25
1.10. Prévention .....	25
2. Microsporidiose .....	26
2.1. Taxonomie des Microsporidies .....	26
2.2. Morphologie des Microsporidies .....	27
2.3. Distribution géographique .....	27
2.4. Cycle parasitaire des Microsporidies.....	28
2.5. Symptômes .....	29
2.6. Diagnostic.....	29
2.6.1. Technique de coloration : recherches de spores.....	30
2.6.2. PCR quantitative .....	30
2.8. Prévention.....	31
Chapitre IV : Materiel et Methode	
1. Lieux et période d'étude.....	32
2. Echantillonnage effectué .....	32
2.1. Répartition des femmes enceintes dont la Toxoplasmose est contrôlée .....	33
2.1.1. Selon l'âge.....	33
2.1.2. Selon la parité.....	33
2.1.3. Selon le trimestre de grossesse .....	34
2.2. Répartition des femmes enceintes dont les protozoaires intestinaux sont contrôlés .	34
2.2.1. Selon l'âge.....	35
2.2.2. Selon la parité.....	35
2.2.3. Selon le trimestre de grossesse .....	36
2.3. Prélèvements.....	36

2.3. Matériels .....	37
2.3.1. Grand matériel .....	37
2.3.2. Petit Matériel.....	38
2.3.3. Réactifs .....	38
3. Analyses .....	39
3.1. Analyses sérologiques .....	39
3.2. Test pour matières fécales .....	42
3.2.1. Speed Giardia TM .....	42
3.2.2. BIO K 387 - DipFit <i>Cryptosporidium parvum</i> .....	43
3.3. Analyses coprologiques .....	45
3.3.1. Examen direct .....	45
3.3.2. Examen de concentration « Ritchie » .....	46
3.3.3. Technique de coloration permanente d’Henriksen et Pohlenz pour la recherche de <i>Cryptospridium</i> .....	47
Chapitre V : Résultats et discussion	
1. Résultats.....	50
1.1. Analyse sérologique de la Toxoplasmose .....	50
1.1.1. Selon les résultats sérologiques.....	50
1.2. Les résultats d’analyses sur protozoaires zoonotiques intestinaux « <i>Blastocystis spp.</i> , <i>Giardia intestinalis</i> , <i>Cryptosporidium spp.</i> » .....	50
1.2.1. Selon les résultats .....	51
1.2.2. Classification des femmes enceintes dans le cas de <i>G. intestinalis</i> et <i>Blastocystis spp.</i> Positif selon l’âge, la parité et le trimestre de grossesse .....	52
1.3. Les résultats des tests rapides pour les matières fécales.....	53
1.3.1. Speed Giardia TM .....	53
1.3.2. BIO K 387 - DipFit <i>Cryptosporidium parvum</i> .....	53
1.4. Les résultats des examens coprologiques (microscopies) .....	54
1.4.1. Examen direct.....	54

## ***Table des matières***

1.4.2. Examen de concentration « Ritchie ».....	54
1.4.3. Technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de <i>Cryptospridium</i> .....	55
2. Discussion .....	55
Conclusion .....	57

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : Fécondation (Belamari, 2005) .....	2
<b>Figure 2</b> : Développement embryonnaire (Belamari, 2005) .....	3
<b>Figure 3</b> : Tachyzoïtes de <i>T. gondii</i> (Shiba et Shaji, 1996) .....	5
<b>Figure 4</b> : Kyste de <i>Toxoplasma gondii</i> dans la viande (Villena, 2017) .....	5
<b>Figure 5</b> : oocyste <i>T. gondii</i> (Shiba et Shaji, 1996). .....	5
<b>Figure 6</b> : Sources de contamination par <i>Toxoplasma gondii</i> (Villena et Lachaud, 2019) .....	6
<b>Figure 7</b> : Risque de transmission et gravité de la toxoplasmose congénitale (Boudot et al., 2022). .....	7
<b>Figure 8</b> : Expertise d'une sérologie toxoplasmose effectuée en début de grossesse (1er trimestre) en l'absence d'antécédents. P-C : post contamination ; * variable d'une technique à l'autre (Flori et al., 2009) .....	8
<b>Figure 9</b> : Observation des formes de <i>Blastocystis</i> spp. en microscopie de contraste de phase (Tan, 2008) .....	12
<b>Figure 10</b> : Cycle parasitaire de <i>Blastocystis</i> spp. (Tan, 2004).....	14
<b>Figure 11</b> : Morphologie de <i>Giardia lamblia</i> (Paniker, 2007). .....	16
<b>Figure 12</b> : <i>G. lamblia</i> (trophozoïte) (tache de Giemsa) (Shiba et Shaji, 1996).....	16
<b>Figure 13</b> : Kyste de <i>G. intestinalis</i> (Shiba et Shaji, 1996).....	17
<b>Figure 14</b> : Cycle évolutif de <i>G. intestinalis</i> : les kystes éliminés dans les selles sont directement infectants (Rebiai et al., 2022) .....	18
<b>Figure 15</b> : <i>Cryptosporidium</i> spp. reconnu dans le genre en 2021 (Ryan et al., 2021).....	21
<b>Figure 16</b> : Oocystes de <i>Cryptosporidium</i> spp. (Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée, objectif ×100.) (Guyot et al., 2012). .....	21
<b>Figure 17</b> : Cycle de vie de <i>Cryptosporidium</i> (Sawant, 2022).....	22
<b>Figure 18</b> : Taxonomie des microsporidies (Hennequin et al., 1992).....	26
<b>Figure 19</b> : Représentation schématisée d'une spore de microsporidie (Anane et Attouchi, 2010).....	27
<b>Figure 20</b> : Morphologie de spores de microsporidies sous différentes colorations Anane et Attouchi, 2010).....	27
<b>Figure 21</b> : Cycle de <i>Sarcocystis bovis</i> (Desportes-Livage et Darty, 2005).....	28
<b>Figure 22</b> : Cycle microsporidien (Desportes-Livage et Darty, 2005).....	29

## *Liste des figures*

<b>Figure 23</b> : Corrélation entre les valeurs Ct (moyenne SD) et le nombre de spores par millilitre à partir de 5 expériences indépendantes de PCR en temps réel sur des dilutions en série de spores d'E. intestinalis (Menotti et al., 2003).....	30
<b>Figure 24</b> : Localisation géographique de la zone d'étude (Google maps, 2023).....	32
<b>Figure 25</b> : Répartition des patientes selon l'âge.....	33
<b>Figure 26</b> : classification des femmes enceintes selon la parité.....	34
<b>Figure 27</b> : Répartition des femmes enceintes selon le trimestre de grossesse.....	34
<b>Figure 28</b> : Répartition de femmes enceintes selon l'âge.....	35
<b>Figure 29</b> : Répartition des femmes enceintes selon la parité.....	36
<b>Figure 30</b> : Classification des femmes enceintes selon le trimestre de grossesse.....	36
<b>Figure 31</b> : Etapes de prélèvement sanguin des femmes enceintes (Originale, 2023).....	37
<b>Figure 32</b> : Echantillon de selles fraîches provenant d'une femme enceinte (Originale, 2023).....	37
<b>Figure 33</b> : Grand matériel utilisé dans l'expérimentation (Originale, 2023).....	38
<b>Figure 34</b> : le petit matériel utilisé pour la réalisation de travail (Originale, 2023) .....	38
<b>Figure 35</b> : Différents réactifs utilisés dans les différents protocoles expérimentaux (Originale, 2023).....	39
<b>Figure 36</b> : Préparation du plan de travail et les sérums (Originale, 2023).....	39
<b>Figure 37</b> : Les étapes de la technique ELISA.....	41
<b>Figure 38</b> : Kit de diagnostic rapide Speed Giardia TM (Originale, 2023).....	42
<b>Figure 39</b> : Étapes de l'analyse Speed Giardia TM (Originale, 2023).....	43
<b>Figure 40</b> : Préparer le plan du travail (Originale, 2023).....	43
<b>Figure 41</b> : Étapes de réalisation de l'analyse de BIO K 387 - DipFit Cryptosporidium parvum (Originale, 2023) .....	44
<b>Figure 42</b> : Interprétation des résultats BIO K 387 - DipFit Cryptosporidium parvum.....	44
<b>Figure 43</b> : Préparation du plan de travail pour l'examen direct (Originale, 2023).....	45
<b>Figure 44</b> : Etapes de l'examen direct (Originale, 2023) .....	46
<b>Figure 45</b> : Etapes de la technique de concentration « Ritchie » (Originale, 2023).....	47
<b>Figure 46</b> : Technique diphasique. (Source : collection ANOFEL, CHU Rouen) (Manus, 2018 ; Originale, 2023) .....	47
<b>Figure 47</b> : Technique de préparation de la solution vert de Malachite 5% (Originale, 2023).....	48

## *Liste des figures*

<b>Figure 48</b> : La répartition des femmes enceintes selon les résultats sérologiques.....	50
<b>Figure 49</b> : Les tests d'analyses effectués sur nos échantillons.....	51
<b>Figure 50</b> : Répartition des femmes enceintes selon le résultat d'analyse (Absence ou présence d'éléments parasitaires) .....	51
<b>Figure 51</b> : Les résultats trouver en microscopies.....	52
<b>Figure 52</b> : Classification des femmes enceintes dans le cas de <i>G. intestinalis</i> et <i>Blastocystis</i> spp. positif selon l'âge, la parité et le trimestre de grossesse.....	53
<b>Figure 53</b> : Les résultats du test BIO K 387 - DipFit <i>Cryptosporidium parvum</i> (Originale, 2023).....	53
<b>Figure 54</b> : Le résultat de l'examen direct (Originale, 2023) .....	54
<b>Figure 55</b> : Le résultat de l'examen de concentration « Ritchie » (Originale, 2023).....	54

## *Liste des tableaux*

<b><u>Tableau 1</u></b> : Classification de <i>Toxoplasma gondii</i> (Nicolle et Manceaux, 1909) .....	4
<b><u>Tableau 2</u></b> : Différentes formes cliniques de la Toxoplasmose (Villena, 2017). .....	8
<b><u>Tableau 3</u></b> : Techniques de diagnostic avec interprétation des résultats des parasites sanguinoles (Manus, 2018) .....	9
<b><u>Tableau 4</u></b> : Classification du <i>Blastocystis</i> (Simpson et Roger, 2004) .....	11
<b><u>Tableau 5</u></b> : Taxonomie du genre <i>Giardia</i> (Thompson, 2000) .....	15
<b><u>Tableau 6</u></b> : Statut taxonomique du genre <i>Cryptosporidium</i> (Toudert et Yousri, 2015) .....	20
<b><u>Tableau 7</u></b> : Techniques de diagnostic des cryptosporidies (Manus, 2018) .....	24
<b><u>Tableau 8</u></b> : Technique de Kinyoun et Ziehl-Nielsen modifiée par Henriksen et Pohlenz (Manus, 2018).....	25

Les protozoaires intestinaux et sanguins causent de la morbidité et de la mortalité chez les femmes enceintes et les fœtus en développement dans le monde entier. Ils constituent un problème de santé majeur dans de nombreuses régions tropicales d'Afrique. La présente étude évalue la prévalence de la charge parasitaire des protozoaires intestinaux et sanguins et leurs facteurs de risques chez les femmes enceintes (Atakorah *et al.*, 2022).

Les parasites protozoaires ont un effet grave à la fois sur les femmes enceintes et sur leur fœtus en développement et des complications telles que mortinatalité, anémie, septicémie néonatale, décès néonatal et faible poids à la naissance (Atakorah *et al.*, 2022).

La toxoplasmose est une maladie répandue et généralement bénigne, sauf chez la femme enceinte où elle peut provoquer une fausse couche ou des troubles oculaires ou neurologiques. De plus, le diagnostic sérologique de la toxoplasmose doit être posé en début de grossesse et, s'il est négatif, répété périodiquement, en prenant les précautions d'usage (bien cuire la viande, laver les crudités, etc.). Si la femme porte un niveau stable d'anticorps IgG, elle est considérée comme immunisée contre la maladie (Bouree, 2013).

La présente étude porte sur l'étude d'un protozoaire zoonotique sanguin : *Toxoplasma gondii*. Les données sérologiques de femmes enceintes de la wilaya de Tizi-Ouzou des années 2021, 2022 et 2023 jusqu'au mois de juin, sont analysées rétrospectivement au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou. Le but est de déterminer le statut sérologique de ces patientes et d'en déduire la conduite à tenir.

Par ailleurs, une étude sur les protozoaires zoonotiques intestinaux *Blastocystis* spp., *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium* spp. et microsporidies porte sur l'étude des prélèvements récoltés chez les femmes enceintes hospitalisées dans l'Établissement Hautement Spécialisé Sbihi Tassadit, Gynécologie Obstétrique Maternité, service gynécologie et service des grossesses à haut risque de la wilaya de Tizi-Ouzou du mois de mai jusqu'au mois de juin. Ces prélèvements sont analysés au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou, au laboratoire de parasitologie, ainsi qu'au laboratoire de parasitologie de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger (ENSV). Le but est de déterminer la présence des éléments parasitaires chez ces patientes et sensibilisé les femmes enceintes à l'égard de ces protozoaires.

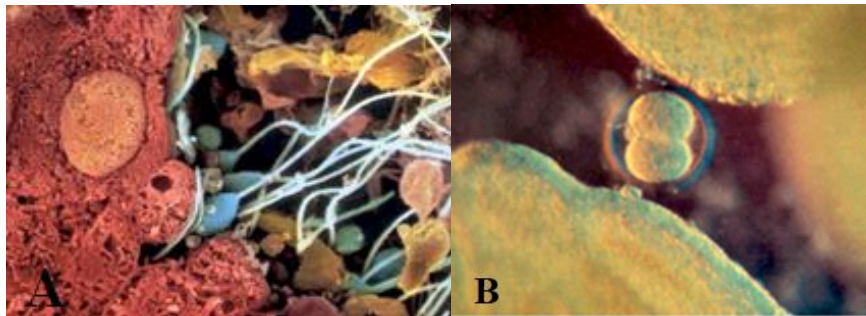
La toxoplasmose est une maladie particulièrement grave pendant la grossesse, nécessitant la mise en place d'un programme de prévention basé sur la surveillance sérologique des femmes enceintes à haut risque et la sensibilisation au respect des règles d'hygiène et diététiques (Messerer *et al.*, 2014).

## 1. Processus de grossesse

Selon BELAMARI (2005) la grossesse (ou gestation) est l'état physiologique d'une femme enceinte depuis le jour de la fécondation jusqu'à l'accouchement qui dure environ 39 semaines constitue en trois période de trois mois, communément appelées trimestre.

### 1.1. Développement de l'embryon

La fécondation commence par la fusion d'un spermatozoïde et d'un ovule (Fig.1- A) pour former une cellule mesurant un dixième de millimètre. De cette cellule primordiale naissent des milliards d'autres cellules, chacune ayant une fonction bien précise et irremplaçable (Fig.1- B). Les cellules à la périphérie de l'œuf fécondé s'ancrent à la paroi de l'utérus pour former ce qui deviendra le placenta, et les cellules au centre de l'œuf constituent le bouton embryonnaire qui conçoit l'embryon et le bébé. Trois semaines après la fécondation, l'embryon humain ne mesure que 2 millimètres et ses cellules se différencient selon un programme de gènes contenus dans leurs chromosomes (Belamari, 2005).



**Figure 1 :** Fécondation (Belamari, 2005).

**A :** Fusion d'un spermatozoïde et d'un ovule. **B :** Division de l'œuf après fécondation.

Au cours de la semaine suivante, un croquis d'une personne a pris forme, avec un cœur au milieu, un cerveau en haut et un coccyx à l'autre extrémité (Fig. 2-A). Dès la fin du deuxième mois, le cerveau est bien individualisé, on distingue les hémisphères cérébraux par la peau transparente du crâne, la tête est beaucoup plus longue, les lèvres épaisses et le nez aplati (Fig. 2-B).

Au début du troisième mois de grossesse, la période fœtale commence où le fœtus nage dans le sac amniotique contenant du liquide amniotique qui le relie à la mère par le cordon ombilical (Fig. 2-C).

Au cinquième mois, le fœtus a pris du poids, il pèse 500g et mesure 25 cm de hauteur, ses mouvements sont irréguliers et pleins d'énergie.

Au cours du septième mois, sa peau a une couche blanche, il bouge beaucoup, ses paupières sont ouvertes, il dort 16 à 20 heures par jour, son cœur bat à un rythme de 120 à 160 battements par minute (Belamari, 2005).



**Figure 2** : Développement embryonnaire (Belamari, 2005).

**A** : L'esquisse d'un être humain se dessine. **B** : Le cerveau est bien individualisé dès la fin du 2<sup>ème</sup> mois. **C** : La période fœtale.

## 1.2. Anomalies de développement embryonnaire

Le développement anormal en début de grossesse survient soit devant les symptômes cliniques (saignement, douleur ou les deux), soit parce que l'évolution biologique ou échographique est anormale en l'absence de symptômes (Bouksil et Talah, 2015).

## 2. Toxoplasmose

La toxoplasmose est une parasitose souvent négligée pour sa bénignité tandis que chez la femme enceinte sa gravité dépend de la date de contamination (El Mansouri *et al.*, 2007), qui peut conduire à des malformations fœtales, touchant principalement le tissu cérébral et l'œil (Mets *et al.*, 1997). La séoprévalence de la toxoplasmose varie d'un pays à l'autre et dépend du mode de vie de la population et des conditions géo-climatiques (Dumas *et al.*, 1990).

Chez la femme enceinte, la toxoplasmose se caractérise par certains symptômes, généralement des ganglions enflés, qui peuvent s'accompagner de fièvre, de maux de gorge ou de maux de tête, de fatigue et de douleurs musculaires, mais qui sont susceptibles d'être totalement ignorés qui ne peut être confirmé que par un diagnostic sérologique. Cette infection maternelle a des

conséquences graves sur la transmission fœtale qui survient en moyenne entre 4 et 8 semaines après la colonisation placentaire. Les femmes séropositives avant la grossesse ne transmettent le parasite à leurs enfants que dans des circonstances exceptionnelles (cas d'immunodépression) et les femmes séronégatives sont susceptibles d'être infectées pendant la grossesse (Belamari, 2005) par ingestion d'aliments contenant des oocystes ou des kystes tissulaires et par la voie professionnelle (laboratoire ou ouvrières d'abattoir, etc.) (Gupte, 2010).

La toxoplasmose, causée par le parasite protozoaire *Toxoplasma gondii*, est l'une des infections parasitaires les plus courantes chez l'homme et les autres animaux à sang chaud (Hill et Dubey, 2002).

### 2.1. Taxonomie de *Toxoplasma gondii*

Selon Nicolle et Manceau, (1909), la *Toxoplasma gondii* est classé comme suite (Tab. 1) :

**Tableau 1** : Classification de *T. gondii* (Nicolle et Manceaux, 1909)

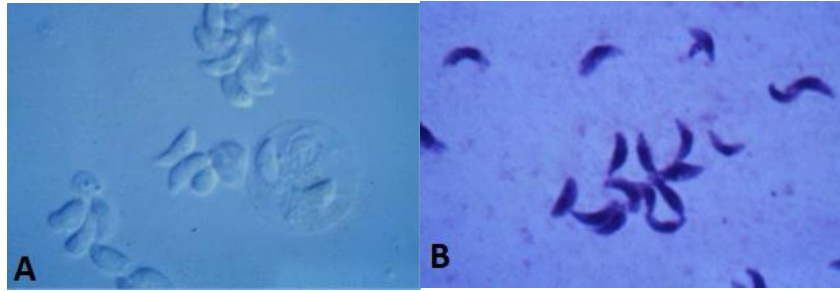
Domaine	Eukaryota
Règne	Chromalveolata
Division	Alveolata
Embranchement	Apicomplexa
Classe	Conoidasida
Ordre	Eucoccidiorida
Sous-ordre	Eimeriorina
Famille	Sarcocystidae
Genre	<i>Toxoplasma</i>
Espèce	<i>Toxoplasma gondii</i>

### 2.2. Morphologie du *Toxoplasma gondii*

*Toxoplasma Gondii* existe trois formes évolutives : les formes végétatives, les kystes et les oocystes (Belamari, 2005).

#### 2.2.1. Forme végétative

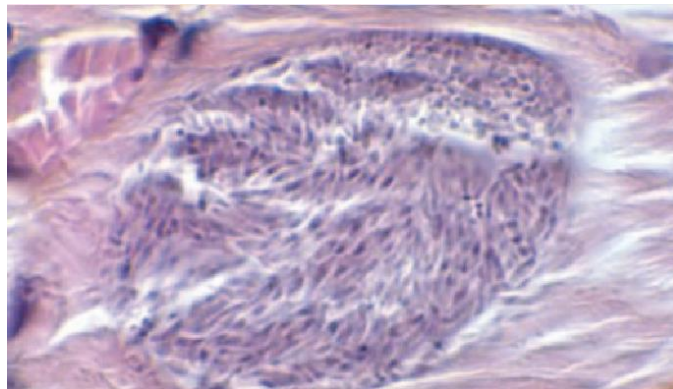
La forme végétative appelée encore tachyzoïte (Belamari, 2005) est piriforme, arqué, l'extrémité antérieure est effilée et l'extrémité postérieure est arrondie. Il mesure 5 à 10µm de long pour 3 à 4µm de large (Fig. 3) (Belkacem et Saïdani, 2015).



**Figure 3 :** A : Tachyzoïtes de *T. gondii* et macrophage infecté par *T. gondii*. B: Tachyzoïtes de *T. gondii* (coloration Giemsa)

### 2.2.2. Forme kystique

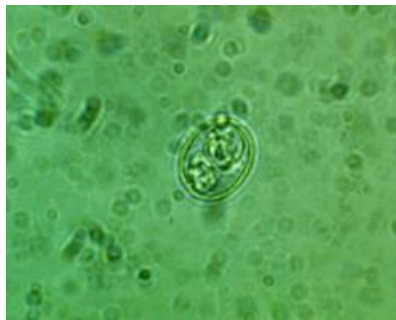
Les kystes sont des amas de trophozoïtes latents entourés d'une membrane protectrice (10 à 100 $\mu$ m de diamètre) contenant 2 à 3 milles bradyzoïtes (Fig.4). Leur forme varie selon le siège, ils sont sphériques lorsqu'ils siègent dans le tissu nerveux et ovoïdes dans le tissu musculaire (Belkacem et Saïdani, 2015).



**Figure 4 :** Kyste de *T. gondii* dans la viande (Villena, 2017).

### 2.2.3. Forme oocyste

L'oocyste est de forme ovoïde de 15 $\mu$ m de long et 10 $\mu$ m de large (Fig.5) (Belkacem et Saïdani, 2015).



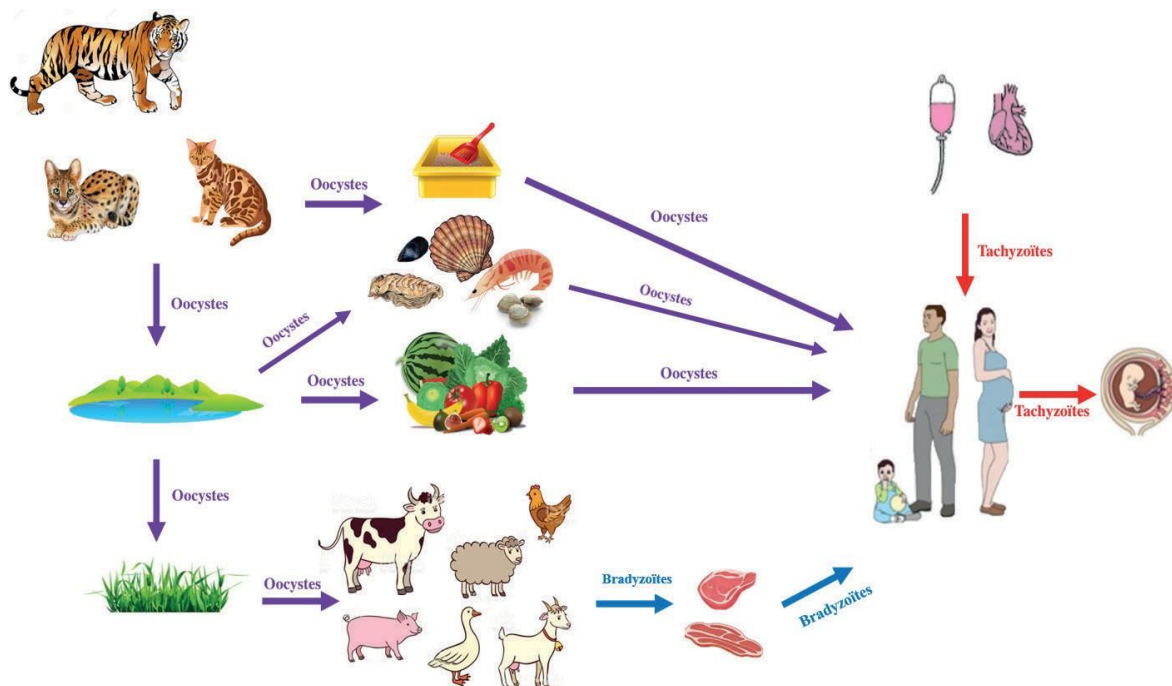
**Figure 5 :** Oocyste *T. gondii* (Shiba et Shaji, 1996).

### 2.3. Distribution géographique

La distribution géographique est mondiale (Gupte, 2010). Sa prévalence est très hétérogène selon les pays : en Europe, sa prévalence s'étend entre 20 et 85%, aux États-Unis, elle est plus faible (se situant entre 12 et 41%), alors que dans les autres pays, elle peut varier de 18 à 65% (Belamari, 2005).

### 2.4. Cycle parasitaire de *Toxoplasma gondii*

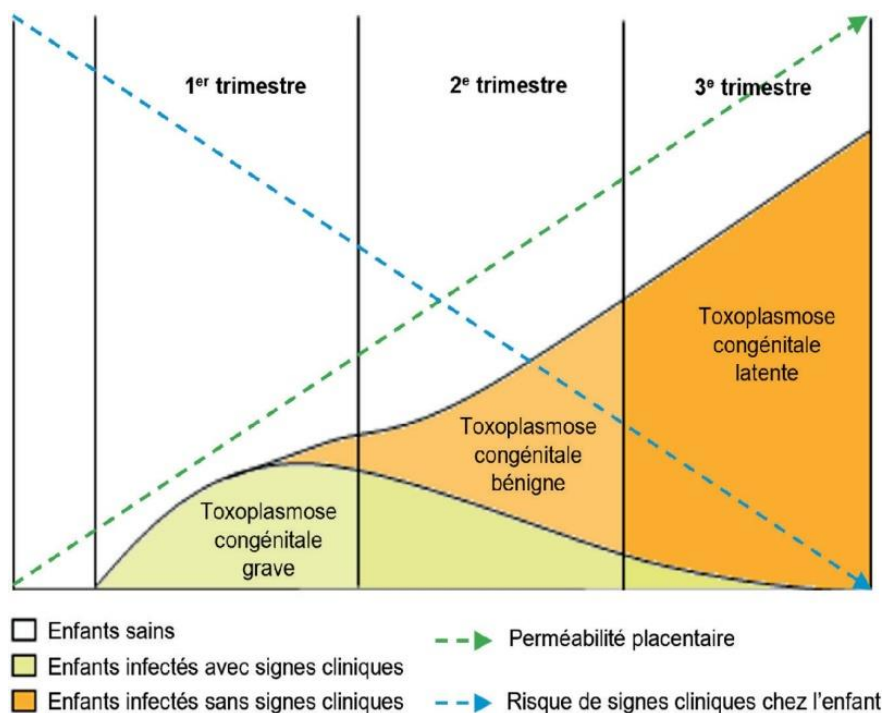
Les toxoplasmes sont des protozoaires qui présentent un cycle de développements à deux hôtes, produisant chacun un stade infestant particulier (Fig.6) (Belkacem et Saïdani, 2015). Ce n'est que dans les années 1970 que le cycle parasitaire complet a été compris et que les stades sexuels ont été trouvés dans l'intestin du chat (Muret, 2014). Le cycle parasitaire comporte une reproduction sexuée, qui s'effectue chez l'hôte définitif (chat et les félins), et une reproduction asexuée, qui s'effectue chez les hôtes intermédiaires (porcs, moutons, rongeurs, oiseaux). Le chat élimine dans ses fèces des oocystes qui deviennent infectants en quelques jours et restent contaminants pendant plusieurs mois « dans le sol ». Les hôtes intermédiaires ingèrent les oocystes, qui se transforment en tachyzoïtes dans l'intestin (Kodjikian, 2010) et se disséminent rapidement dans la circulation sanguine. Après une parasitémie brève de quelques jours, les parasites s'enkystent dans tous les tissus, en particulier les muscles striés et le cerveau. Ces kystes peuvent alors être source de contamination de l'hôte définitif ou d'un nouvel hôte intermédiaire, par ingestion (Thillement, 2015).



**Figure 6 :** Sources de contamination par *Toxoplasma gondii* (Villena et Lachaud, 2019).

### 2.4.1. Risque de transmission et gravité de la toxoplasmose congénitale

La capacité de *T. gondii* à migrer vers différents organes sous sa forme tachyzoïte est particulièrement problématique pendant la grossesse. Il peut traverser la barrière placentaire (Fig.6), qui devient plus perméable à mesure que la grossesse progresse (Fig. 7) (Boudot *et al.*, 2022). Le risque de transmission materno-fœtale est de l'ordre de 29% mais s'avère très variable selon le terme de la grossesse (de 6% au premier trimestre à environ 80% en fin de grossesse), tandis que la sévérité de la maladie évolue de façon inverse : formes graves en cas de transmission en début de grossesse, formes infra-cliniques en fin de grossesse (Fig.7) (Villena et Lachaud, 2019).



**Figure 7 :** Risque de transmission et gravité de la toxoplasmose congénitale (Boudot *et al.*, 2022).

Dès la découverte de la grossesse, la présence d'IgM sur la première sérologie effectuée (premier trimestre de la grossesse) est un événement fréquent. Dans ce cas, il faut distinguer 2 situations à ne pas confondre présence d'IgM sans IgG et présence d'IgM avec IgG (Fig.8) (Flori *et al.*, 2009).

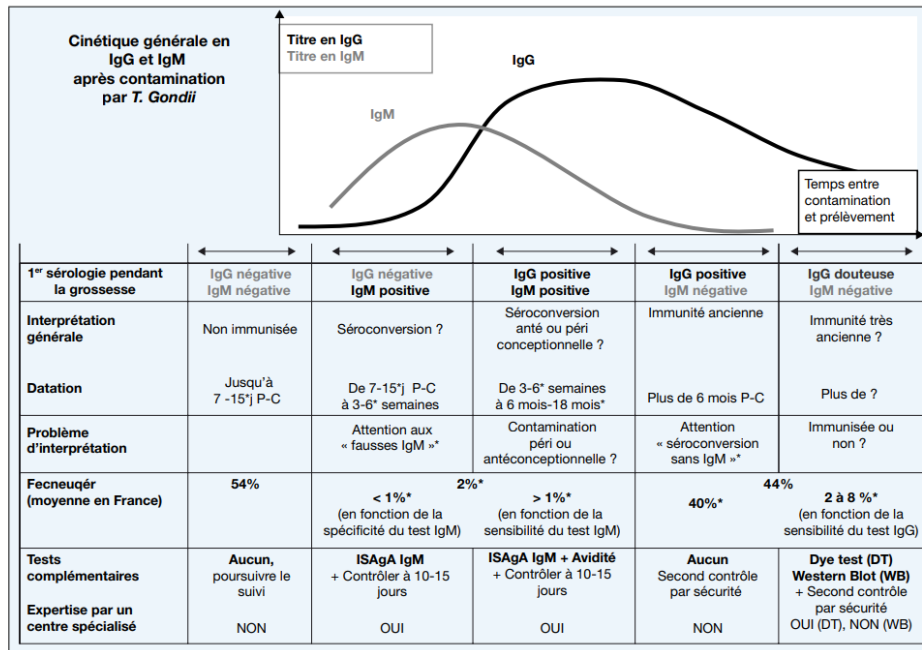


Figure 8 : Expertise d’une sérologie toxoplasmose effectuée en début de grossesse (1er trimestre) en l’absence d’antériorité. P-C : post contamination ; \* variable d’une technique à l’autre (Flori *et al.*, 2009).

## 2.5.Symptômes

La présentation clinique de *Toxoplasma gondii* varie en fonction du contexte clinique et du statut immunitaire du patient. Les immunocompétents sont habituellement asymptomatiques pendant l’infection primaire (Kaparos *et al.*, 2014). Les différentes formes cliniques sont décrites dans le tableau 2(Villena, 2017).

Tableau 2 : Différentes formes cliniques de la Toxoplasmose (Villena, 2017).

Durée moyenne d'incubation	Formes de la maladie Principaux symptômes	Durée des symptômes	Durée de la période contagieuse (excrétion)	Complications	Forme asymptomatique
Deux à trois semaines	<b>Toxoplasmose acquise</b> - <u>Atteinte bénigne</u> (15-20% des cas) : adénopathies cervicales ou occipitales, fièvre, myalgies, asthénie - <u>Atteintes sévères</u> : atteintes pulmonaires, neurologiques ou disséminées consécutives à une contamination par des génotypes virulents - <u>Atteintes oculaires</u> (fréquence mal estimée) : chorioretinite de localisation variable évoluant vers la cicatrisation spontanée	Variable (quelques semaines à plusieurs mois)	Pas de transmission interhumaine hormis : - la transmission materno-foetale (secondaire à la phase de parasitémie qui dure environ deux semaines) - la transplantation d'organes	Létalité : variable selon le génotype des souches et la prise en charge. Très grande virulence des souches circulant en Amérique du Sud dont la Guyane avec létalité importante	Oui : fréquence estimée à 80% des infections toxoplasmiques
-	<b>Toxoplasmose de réactivation</b> avec localisation cérébrale (la plus fréquente), oculaire (associée à une lésion cérébrale dans 10-20% des cas) et pulmonaire	-	-	Toxoplasmose disséminée avec risque de décès	-

## 2.6. Diagnostic

Le diagnostic repose principalement sur les tests sérologiques mais les techniques de culture, d'inoculation animale et de PCR sont également disponibles, cependant elles sont longues et coûteuses (Shiba et Shaji, 1996). D'autres techniques de diagnostic existent, telles que Giemsa et May-Grunwald Giemsa (Tab. 3) (Manus, 2018).

**Tableau 3 :** Techniques de diagnostic avec interprétation des résultats des parasites sanguinoles (Manus, 2018)

Parasites sanguinoles	Prélèvement	Technique	Interprétation des résultats
<i>Plasmodium</i> spp., <i>Toxoplasma gondii</i> , <i>Babesia</i> spp., <i>Trypanosoma</i> spp., <i>Leishmania</i> spp., Filaires	Sanguin	Giemsa rapide ou lent sur frottis ou goutte épaisse	Cytoplasme bleu, masses nucléaires rouge rubis ou grenat, vacuole nutritive incolore, granulations de Maurer rouge brique et granulations de Schüffner orange ou rose
		May-Grunwald Giemsa (MGG)	Cytoplasme des parasites coloré en bleu, noyau en rouge, vacuole incolore

## 2.7. Traitement

Chez les patientes séroconversion (IgG+/IgM+), le traitement par la spiramycine est administré le plus tôt possible, poursuivi jusqu'à l'accouchement avec une surveillance échographique pour détecter d'éventuelles anomalies du développement fœtal. L'amniocentèse n'est pas recommandée, sauf en cas d'apparition de signes échographiques (Robert -Gangneux et Dion, 2020).

### 2.7.1. Mode d'action de la spiramycine sur la femme enceinte atteinte de la Toxoplasmose

La spiramycine est un antibiotique antibactérien de la famille des macrolides, elle traverse par ailleurs le placenta et diffusent dans le lait maternel (Buxeraud et Faure, 2016). Cela permet de la prescrire aux femmes enceintes atteintes de la toxoplasmose afin de réduire le risque de transmission mère-fœtus et la gravité de l'infection chez le nourrisson (Peyron et *al.*, 2010).

## **2.8.Prévention**

### **2.8.1. Mesures prophylactiques conseillées chez les femmes enceintes séronégatives**

- Cuire tous les types de viande (y compris la volaille et le gibier) à fond jusqu'à 65°C. La viande cuite a un extérieur jaune doré, voire brun, un centre rose très clair, presque beige, et ne laisse pas échapper de jus rosé. Éviter les viandes grillées, salées ou fumées.
- Se laver les mains régulièrement, surtout après avoir manipulé de la viande crue, des crudités souillées ou jardinées, avant chaque repas et après un contact avec des chats.
- Porter des gants lorsqu'on jardine ou qu'on touche le sol.
- Demander à quelqu'un d'autre de laver la litière du chat avec de l'eau à plus de 70°C tous les jours, ou porter des gants.
- Lors de la préparation des repas, laver les légumes et aromates à grande eau, surtout ceux qui sont souillés et consommés crus.
- Laver les ustensiles de cuisine et les plans de travail à grande eau (Villena et Lachaud, 2019).

### **2.8.2. Mesures complémentaires recommandées**

- Congeler les aliments d'origine animale à des températures inférieures à -18°C ou -12°C pendant 3 jours.
- Au restaurant, ne pas manger de viande cuite, éviter les crudités et préférer les légumes cuits (Villena et Lachaud, 2019).
- Les risques fœtaux de toxoplasmose sont des troubles neurologiques et oculaires des précautions alimentaires sont donc nécessaires (Bourée, 2013).

La giardiase est une infection causée par le protozoaire flagellé *Giardia duodenalis* (*G. lamblia*, *G. intestinalis*). L'infection peut être asymptomatique ou déclencher des symptômes allant de la simple flatulence intermittente à la diarrhée chronique due à la malabsorption (Chelsea et Petri, 2022) d'autre part la blastocystose ou maladie de Zierdt et Garavelli qui est une parasitose cosmopolite (Lorgeril, 2011). Les deux parasites partagent le même schéma de transmission où ils sont généralement transmis indirectement par la voie fécale-orale. D'autre part, les deux parasites partagent la réponse de l'hôte, les courbes âge-prévalence et les facteurs environnementaux. De plus, les deux protozoaires anaérobies zoonotiques ont été signalés dans des cas de diarrhée du voyageur (Hamdy et al., 2020).

### 1. *Blastocystis spp.*

*Blastocystis spp.* est un protozoaire classé parmi les Straménophiles depuis 1996. Il est fréquemment rencontré dans le tractus intestinal de l'homme et des animaux. Considéré initialement comme un commensal du colon, sa pathogénicité est encore controversée (Ziraoui et al., 2015). Il est considéré comme un protozoaire émergent. Cet eucaryote est actuellement le parasite le plus fréquemment rencontré dans les selles chez l'homme, et présente une prévalence beaucoup plus élevée que d'autres protozoaires intestinaux tels que *Giardia* (Bachi et al., 2022). Malgré son impact majeur sur la santé publique, les données sur la prévalence et la distribution des sous-types de *Blastocystis spp.* restent trop rares (Khaled, 2021)

#### 1.1. Taxonomie de *Blastocystis spp.*

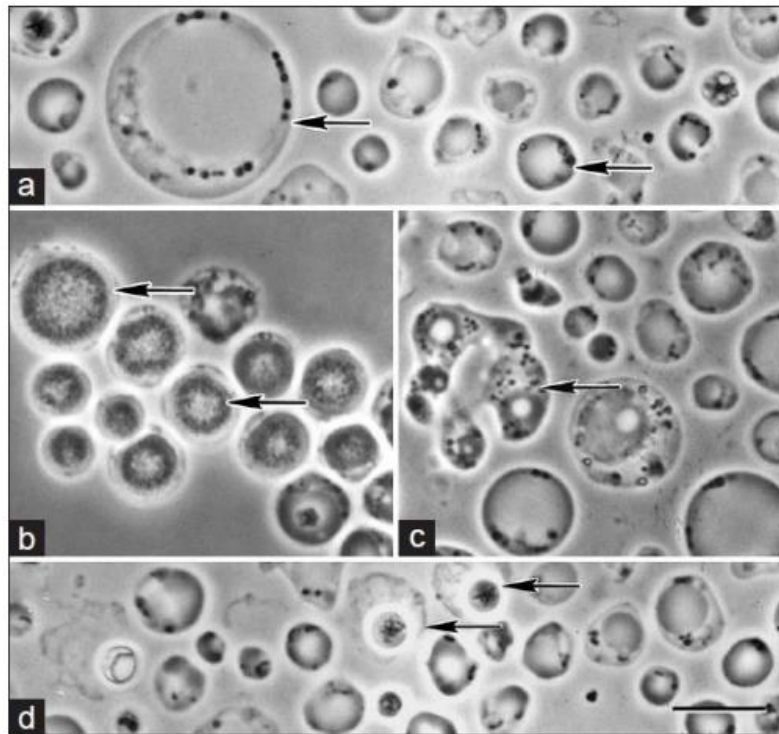
La classification de *Blastocystis spp.* est indiquée dans le tableau N° 4.

**Tableau 4 :** Classification du *Blastocystis spp.* (Simpson et Roger, 2004).

Domaine	Eukaryota
Règne	Chromalveolata
Division	Heterokonta
Classe	Blastocystae
Ordre	Blastocystida
Famille	Blastocystidae
Genre	<i>Blastocystis</i>

### 1.2.Morphologie du *Blastocystis spp.*

L'une des caractéristiques majeures du *Blastocystis spp.* est son polymorphisme (Cian et al., 2017). Elle peut être reconnue sous au moins quatre formes : vacuolaire, granuleuse, amiboïde et kystique (Fig.9) (De Lorgeril, 2011).



**Figure 9 :** Observation des formes de *Blastocystis spp.* en microscopie de contraste de phase (Tan, 2008).

(a) formes vacuolaires, (b) granulaires, (c) amiboïdes et (d) kystiques. Bar = 10 µm.

#### 1.2.1. Forme vacuolaire

La forme vacuolaire varie considérablement en taille, allant de 2 µm à 200 µm de diamètre, elle dispose d'une grande vacuole entourée d'une mince bande de cytoplasme contenant d'autres organites ce qui fait d'elle la forme typique d'indentification du *Blastocystis spp.* (Fig.9 – a) (Yoshikawa *et al.*, 2007).

#### 1.2.2. Forme kystique

La forme kystique est sphérique à ovoïde mesurant entre 3 et 6 µm, elle est protégée par une paroi épaisse composée de plusieurs couches, cette dernière est entourée d'une couche fibrillaire que le kyste perd à sa maturité, son cytoplasme contient un à quatre noyaux selon son stade de développement ainsi que de multiples vacuoles, des dépôts glucidiques et lipidiques (Fig.9 – d) (De Lorgeril, 2011).

### 1.2.3. Forme granulaire

La forme est relativement semblable aux formes vacuolaires, à l'exception du fait que des granules sont observées dans la vacuole centrale et/ou dans le cytoplasme. Ces granules apparaissent sous trois formes différentes (métaboliques, lipidique, et des granules de reproduction) (Fig.9 – b) (Yoshikawa *et al.*, 2007).

### 1.2.4. Forme amiboïde

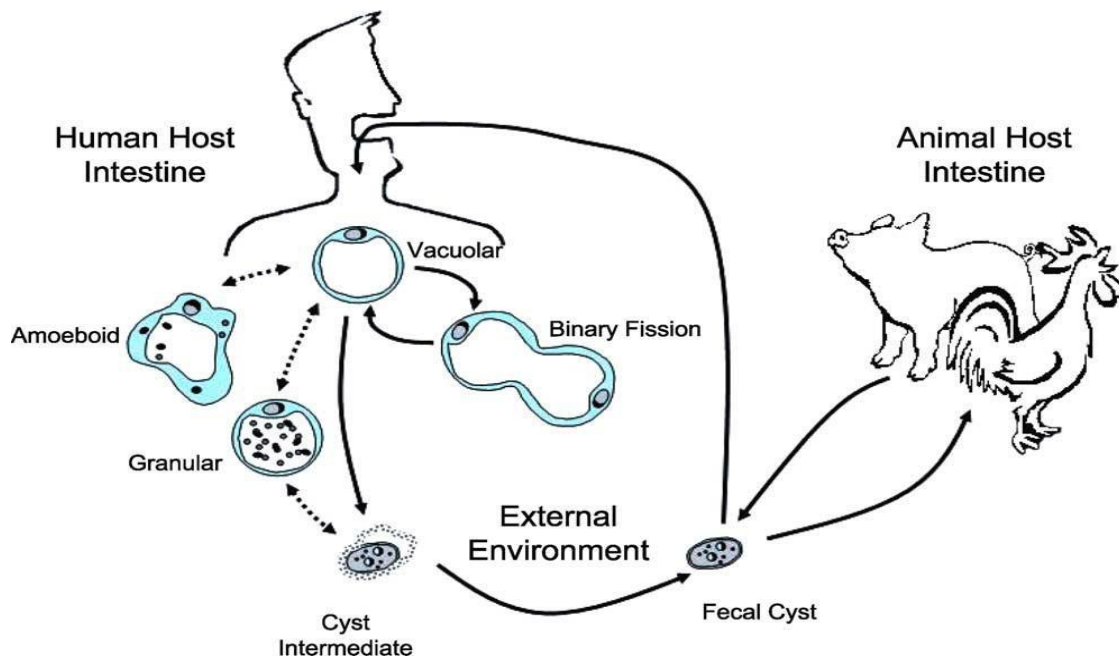
La forme amiboïde est fortement adhésive et fixe. Elle est produite que dans les cultures provenant de patients symptomatiques, alors que les isolats de patients asymptomatiques produisent exclusivement des formes vacuolaires (Fig. 9– c) (Tan et Suresh, 2006).

## 1.3. Distribution géographique *Blastocystis* spp.

De nombreuses enquêtes épidémiologiques menées dans le monde ont montré que *Blastocystis* spp. a une répartition cosmopolite (Ziraoui *et al.*, 2015). Les infections sont plus répandues dans les régions tropicales et subtropicales et les pays en développement (De Lorgeril, 2011). Cette observation a été confirmée par une étude de SU *et al.* (2009), ils ont constaté que la prévalence du parasite est beaucoup plus élevée dans les pays en développement, notamment sous les tropiques, où la prévalence atteint 30 à 50%, contre 1,5 à 10% dans les pays développés.

## 1.4. Cycle parasitaire de *Blastocystis* spp.

Le cycle de vie du *Blastocystis* spp. commence avec l'ingestion de kystes qui se transforment vers les autres formes qui peuvent à leur tour se transformer en kystes. Ces kystes sont relâchés dans l'environnement extérieur par les excréments et sont transmis à l'Homme et à d'autres animaux par la voie fécale-orale (Fig.10) (Tan, 2004). *Blastocystis* spp. a une faible spécificité d'hôte. Il se produit à la fois chez les humains et les animaux. La maladie peut être anthroponotique. L'hôte principal est l'homme et le réservoir animal se compose de rats, souris, poules, dindes, oiseaux, singes, vaches, chiens, chats et porcs (De Lorgeril, 2011).



**Figure 10 :** Cycle parasitaire de *Blastocystis* spp. (Tan, 2004).

### 1.5.Pathogénie

De nombreux organes sont impliqués une fois que les parasites accèdent au sang. L'invasion initiale de la cellule est suivie de sa multiplication et finalement de sa perturbation. Il en résulte une région nécrotique focale avec des lymphocytes et des monocytes autour. Dans l'ensemble, l'infection est asymptomatique et c'est la raison de l'immunité protectrice éventuellement efficace (anticorps extracellulaires et intracellulaires facteurs de cellules J) (Gupte, 2010).

### 1.6.Symptômes

Bien qu'il existe des porteurs asymptomatiques, les manifestations cliniques lors de la Blastocystose les plus courantes sont des troubles gastro-intestinaux tels que diarrhée, nausées, vomissements, douleurs abdominales et flatulences (De Lorgeril, 2011).

### 1.7.Diagnostic

Le diagnostic repose sur la détection des parasites caractéristiques dans des échantillons fécaux (Shiba et Shaji, 1996). La parasitologie fécale est peu coûteuse et elle est pratiquée en routine dans les laboratoires hospitaliers (Cian *et al.*, 2017).

### 1.8.Traitement

La nécessité d'un traitement des personnes infectées par *Blastocystis* spp. a longtemps été ambiguë en raison de la controverse sur la pathogénicité de ce parasite (Tan, 2008). En général, le traitement de la blastocystose est envisagé si le patient a une diarrhée persistante et qu'aucun

agent pathogène autre que le *Blastocystis spp.* n'est trouvé dans les selles du patient. Actuellement, il n'existe aucun traitement entièrement efficace contre la blastocystose (Coyle *et al.*, 2012). La parasitologie fécale doit être réalisée 3 à 4 semaines après l'arrêt du traitement pour garantir son efficacité. En cas d'échec, les sources possibles de (re)contamination doivent également être prises en compte (Cian *et al.*, 2017).

### 1.9.Prévention

Les mesures de prévention reposent principalement sur des mesures hygiéno-diététiques, dont les trois piliers sont l'éducation à la santé, l'hygiène environnementale et l'hygiène alimentaire (Coudert et Dreyfuss, 2010). Ces mesures concernent principalement les pays en voie de développement, mais aussi en Europe et dans d'autres pays industrialisés. Les règles d'hygiène pour l'eau et les aliments sont très strictes et établies par une législation qui garantit la sécurité maximale de la population (De Lorgeril, 2011).

## 2. Giardiase

*Giardia intestinalis* provoque la giardiase, avec des manifestations aiguës et chroniques, notamment la diarrhée et la malabsorption (Rebiai *et al.*, 2022).

### 2.1. Taxonomie de *Giardia intestinalis*

La classification de *Giardia intestinalis* est basée sur sa morphologie, *Giardia* appartient l'embranchement *Sarcomastigophora*, au sous-embranchement *Mastigophora* (ou Flagellés), à la classe *Zoamastigophorea* (ou Zooflagellés), à l'ordre *Diplomonadida* et à la famille *Hexamitidae* (Tab. 5) (Thompson, 2000).

**Tableau 5** : Taxonomie du genre *Giardia* (Thompson, 2000).

Sous-règne	Protozoa
Embranchement	Sarcomastigophora
Sous-embranchement	Mastigophora
Classe	Zoomastigophora
Ordre	Diplomonadida
Famille	Hexamitidae
Genre	<i>Giardia</i>
Espèce	<i>Giardia lamblia</i>

## 2.2. Morphologie du *Giardia intestinalis*

La forme végétative de *Giardia lamblia* présente un corps aplati dans le sens transversal, donnant une symétrie bilatérale (Fig.11). Il a deux noyaux et huit flagelles. Il est convexe dorsalement et concave ventralement quant à sa forme kystique, elle est d'aspect ovale, avec deux à quatre noyaux, tous situés dans la moitié avant (Aplogan *et al.*, 1990).

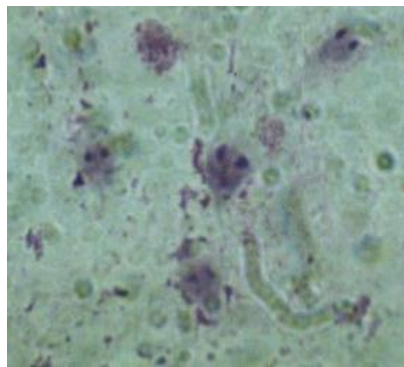


**Figure 11** : Morphologie de *Giardia lamblia* (Paniker, 2007).

(A) Trophozoïte vue ventrale (B) Trophozoïte vue latérale (C) Kyste.

### 2.2.1. Forme végétative

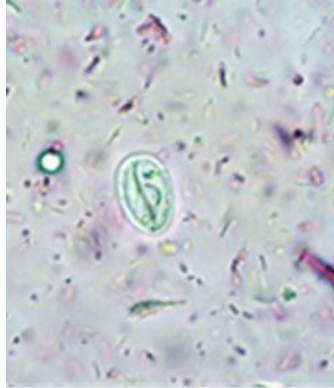
La forme végétative du *Giardia intestinalis* ressemble à une poire coupée longitudinalement (Fig.12). Ce parasite mesure 10 à 20  $\mu$  de long, 6 à 15  $\mu$  de large et 1 à 3  $\mu$  d'épaisseur. La surface dorsale est convexe, elle est destinée à la diffusion des nutriments et sa surface ventrale est concave. Il y a une zone adhésive de forme ovale dans la surface ventrale antérieure. L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure pointue. Elle est symétrique bilatérale. Il existe une paire d'axostyles, deux noyaux et 4 paires de flagelles (Fig.11 A et B). Il se multiplie par fission binaire (Gupte, 2010).



**Figure 12** : *G. lamblia* (trophozoïte) (tache de Giemsa) (Shiba et Shaji, 1996).

### 2.2.2. Forme kystique

Les kystes de *Giardia* sont facilement reconnaissables sous leur forme habituelle et typique (Petithory *et al.*, 1995). Le kyste est ovale (Fig.13), il mesure 8 à 14  $\mu$   $\times$  6 à 10  $\mu$ . Il contient 4 conducteurs, généralement à une extrémité ou par paires sur des pôles opposés. Les flagelles résiduels et les rebords des ventouses sont situés dans le cytoplasme (Fig.11- C) (Gupte, 2010).



**Figure 13** : kyste de *G. intestinalis* (Shiba et Shaji, 1996).

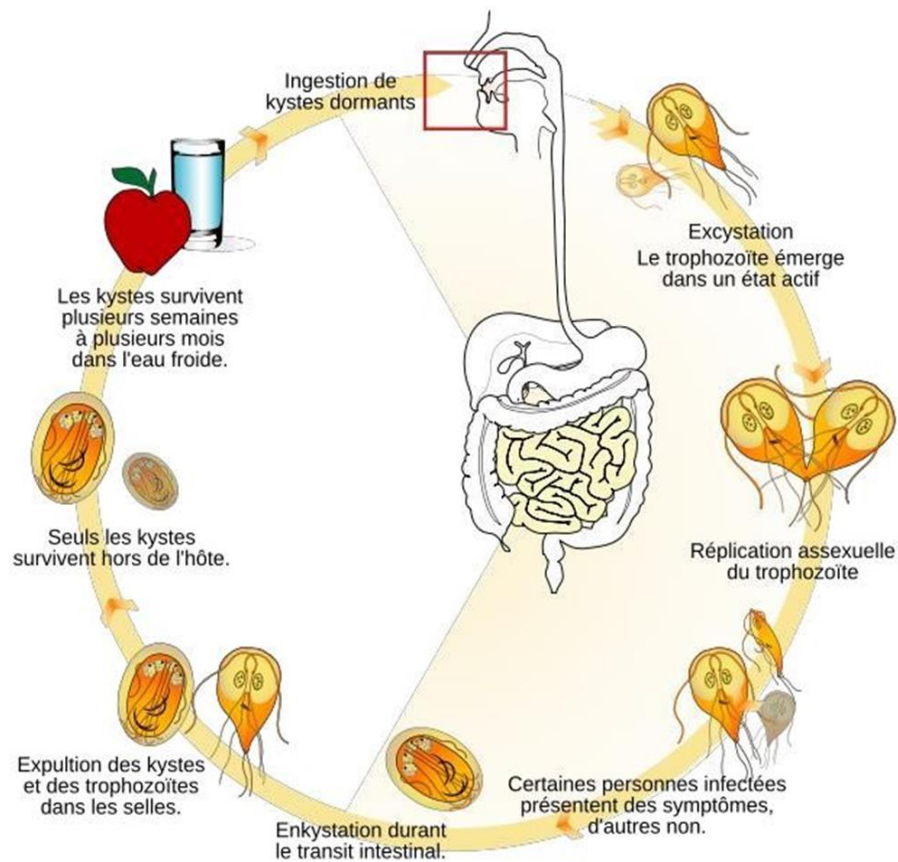
### 2.3. Distribution géographique

Les protozoaires sont généralement cosmopolites et peuplent les milieux les plus divers car la vie protozoaire est présente sous tous les climats et dans tous les habitats : eaux douces stagnantes ou courantes, eaux saumâtres, salées et sursalées, tourbières, mousses et sphaignes (dans la mince couche d'eau qui entoure la plante) et même la terre humide, voire sèche (Rebiai *et al.*, 2022).

### 2.4. Cycle parasitaire de *Giardia intestinalis*

Le cycle monoxène ne comporte que deux phases, la phase d'enkystement et la phase de production de trophozoïte (Fig.14). Elle survient principalement chez l'hôte (Smith *et al.*, 2007) qui est l'homme et les animaux domestiques (chiens, chats, bovins) et sauvages (Toudert et Yosri, 2015) lorsque celui-ci ingère de l'eau, des aliments contaminés ou la paroi du kyste qui ce combine à l'acide gastrique et aux sels biliaires de l'intestin grêle proximal stimule la libération de trophozoïtes des kystes, qui se fixent ensuite et colonisent la surface muqueuse de l'intestin grêle, où ils se multiplient rapidement par division binaire asexuée. Les trophozoïtes de l'intestin grêle sont progressivement kystés et excrétés dans les selles, là où commence la phase exogène du cycle. Lorsque les kystes trouvent que l'humidité et la température sont propices à leur maintien dans l'environnement, ils resteront en dormance à l'extérieur et peuvent

survivre longtemps dans l'eau, la saleté, le sol et les aliments jusqu'à ce qu'ils soient ingérés par un autre hôte (Fig.14) (Smith et al., 2007).



**Figure 14** : Cycle évolutif de *G. intestinalis* : les kystes éliminés dans les selles sont directement infestants (Rebiai et al., 2022).

## 2.5.Pathogénie

*G. lamblia* est généralement observé dans les cryptes du duodénum. Il n'envahit pas les tissus, mais adhère fermement à la surface épithéliale du duodénum et du jéjunum par des ventouses. Il en résulte une structure anormale des villosités. Habituellement, aucune maladie clinique, mais dans certains cas, elle peut provoquer une diarrhée mucoïde, une douleur épigastrique sourde et des flatulences. Dans certains cas, la diarrhée peut être une stéatorrhée, avec un excès de mucus et de graisse, mais pas de sang. Il a été suggéré que le grand nombre de parasites adhérant à la surface muqueuse de l'intestin grêle peut interférer avec l'absorption. Une colonisation bactérienne accrue de l'intestin grêle a été observée chez des patients atteints de giardiase. Parfois, *Giardia* colonise la vésicule biliaire, provoquant des coliques biliaires et une jaunisse. La période d'incubation varie, mais généralement autour de 2 semaines (Paniker, 2007).

**2.6.Symptômes**

L'infection à *G. lamblia* se caractérise par une diarrhée aqueuse abondante (10 selles par jour), jaune, mousseuse ou brillante pendant longtemps et accompagnée de constipation. Parfois, il existe des douleurs abdominales hautes causées par un ulcère gastrique, accompagnées de douleurs diffuses, de nausées, de distension abdominale. Il peut s'agir d'une malabsorption intestinale, qui affecte la croissance, en particulier chez les enfants. Cependant, il convient de noter que la plupart des personnes infectées restent asymptomatiques (Dossou-Yovo *et al.*, 2017).

**2.7.Diagnostic**

En parasitologie, l'examen de base consiste en un examen macroscopique et microscopique des matières fécales. Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux (vers ou protozoaires) et extra-intestinaux (œufs de douve dans les voies biliaires ou même les poumons après déglutition) (Strobel *et al.*, 2005). L'examen direct consiste à observer une fine couche de matières fécales fraîches, avec ou sans dilution, et avec ou sans coloration, entre lame et lamelle (Guiguen *et al.*, 2021). Le diagnostic de *G. intestinalis* est effectué en détectant les kystes dans des préparations salines et iodées d'échantillons fécaux. Les trophozoïtes ne sont observés dans les matières fécales que dans le cas de diarrhée sévère (Shiba et shaji, 1996).

**2.8.Traitement**

La monothérapie au tinidazole est efficace et bien tolérée (Bouree, 2013). Ou avec le Métronidazole ou Ornidazole (Getaz *et al.*, 2007). La parasitologie fécale doit être réalisée 3 à 4 semaines après l'arrêt du traitement pour garantir son efficacité. En cas d'échec, les sources possibles de (re)contamination doivent également être prises en compte (Cian *et al.*, 2017).

**2.9.Prévention**

La prévention de la giardiase nécessite un bon traitement de l'eau, une préparation hygiénique des aliments et une bonne hygiène fécale. Se laver soigneusement les mains après un contact avec des matières fécales. L'eau peut être purifiée en la faisant bouillir car les kystes de *Giardia duodenalis* tolèrent les niveaux standards de chlore. L'efficacité des composés iodés pour la désinfection dépend de la turbidité et de la température de l'eau et de la durée du traitement. Certains appareils de filtration portables peuvent éliminer les kystes de *Giardia* de l'eau contaminée, mais leur efficacité n'a pas été entièrement évaluée (Chelsea et Petri, 2022).

La cryptosporidiose ainsi que microsporidiose sont deux parasitoses opportunistes émergentes responsables de manifestations intestinales souvent sévères chez les patients immunodéprimés (Abdelmalek *et al.*, 2011). La cryptosporidiose est transmise par ingestion d’oocystes présents sur les aliments ou dans l’eau, mais aussi à la suite de contacts avec des patients ou des animaux infectés, excréteurs d’oocystes directement infectants. Les possibilités de traitement de la cryptosporidiose sont actuellement limitées, en l’absence de médicament capable d’éliminer le parasite (Guyot *et al.*, 2012).

### 1. Cryptosporidiose

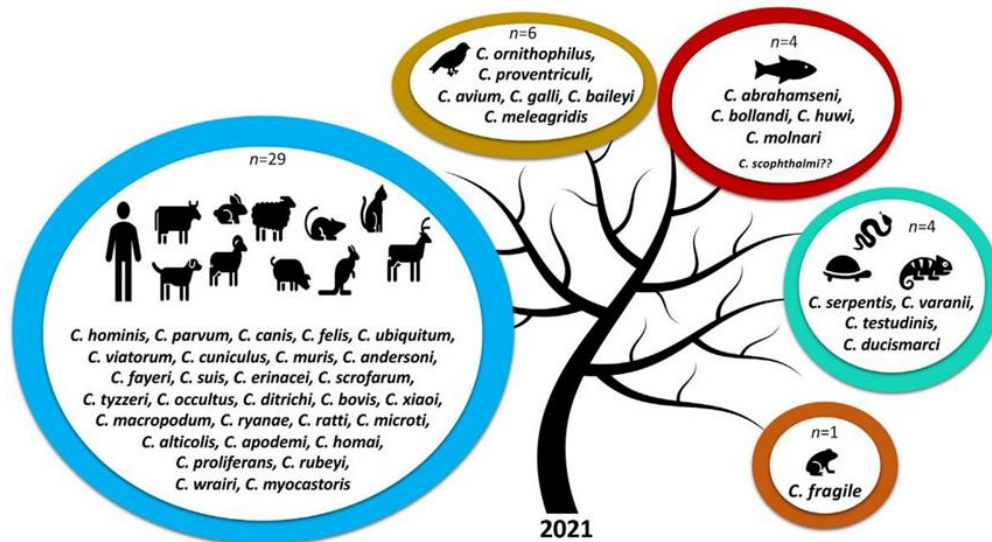
*Cryptosporidium parvum* et *Cryptosporidium hominis* sont souvent associés à la cryptosporidiose chez l’homme, mais alors que l’homme est le principal hôte de *C. hominis*, *C. parvum* est zoonotique et capable d’infecter diverses espèces. Les stades de transmission des oocystes des deux espèces de parasites sont morphologiquement identiques et des techniques moléculaires, généralement la réaction en chaîne par polymérase (PCR), sont nécessaires pour distinguer les oocystes détectés par des méthodes standard dans des échantillons environnementaux (Hønsvall et Robertson, 2017).

#### 1.2. Taxonomie de *Cryptosporidium* spp.

*Cryptosporidium* est l’un des plus de 300 genres du *phylum Apicomplexa*, qui contient plus de 6000 espèces (Fig.15). Pendant la majeure partie de son histoire, *Cryptosporidium* a été classé comme parasite coccidien de la famille des *Eucoccidiidae* sur la base des similitudes du cycle de vie avec d’autres parasites coccidiens intestinaux (Tab.6).

**Tableau 6 :** Statut taxonomique du genre *Cryptosporidium* (Toudert et Yousri, 2015)

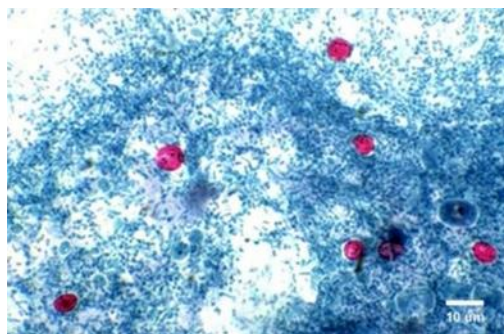
Classe	Sporozoa
Sous-classe	Coccidia
Ordre	Eucoccidida
Famille	Cryptosporidiidae
Genre	<i>Cryptosporidium</i>



**Figure15 :** *Cryptosporidium* spp. reconnu dans le genre en 2021 (Ryan *et al.*, 2021).

### 1.3.Morphologie du *Cryptosporidium* spp.

*Cryptosporidium* spp. existe sous forme d'oocyste, de sporozoïte, de méronte, de mérozoïte, de gamétocyte et de zygote au cours de son cycle de vie complexe (Shiba et Shaji, 1996). De la morphologie des cryptosporidies, nous ne retiendrons que les caractères des formes de dissémination du parasite, qui sont aussi celles dont la découverte dans les fèces permet un diagnostic de laboratoire, les oocystes sporulés : éléments globuleux, à paroi épaisse, de 3,5 à 7  $\mu\text{m}$  de diamètre, contenant 8 sporozoïtes non enfermés dans un sporocyste ; ces oocystes sont acido-résistants, ce qui permet leur mise en évidence directe par la coloration de Ziehl-Neelsen ( Fig.16) (Euzéby, 2002).



**Figure16 :** Oocystes de *Cryptosporidium* spp. (Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée, objectif  $\times 100$ .)

### 1.4.Distribution géographique *Cryptosporidium* spp.

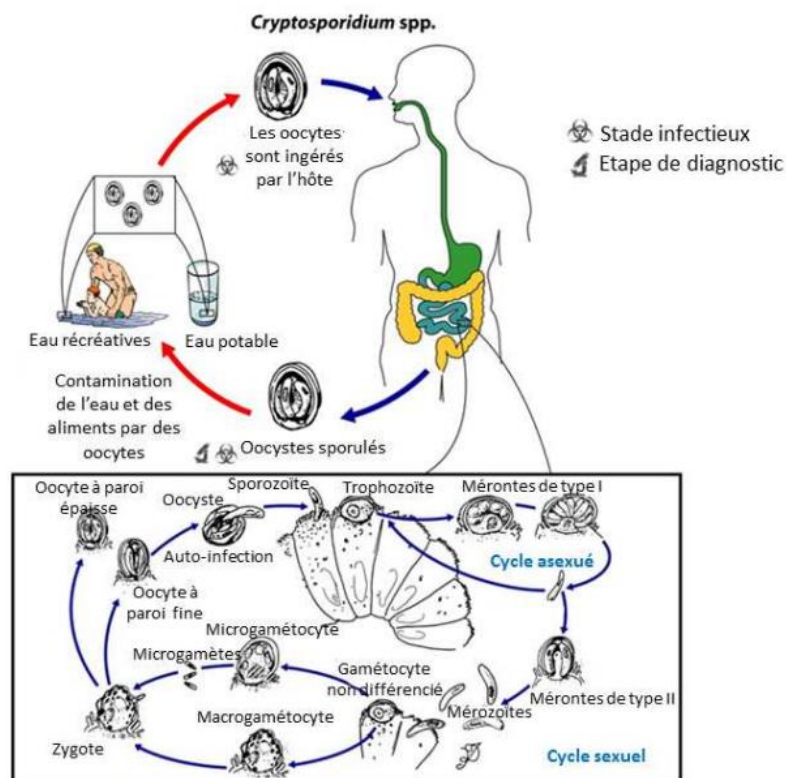
*Cryptosporidium* a été isolé dans 95 pays parmi tous les continents et sous toutes les latitudes (à l'exception de l'Antarctique). La prévalence mondiale de la cryptosporidiose humaine est

estimée entre 0,5 et 2 % dans les pays industrialisés et peut dépasser 10 % dans les pays en développement, notamment en cas de forte prévalence du VIH (Guyot *et al.*, 2012)

**1.5.Cycle parasitaire de *Cryptosporidium* spp.**

Le méronte, le mérozoïte et les gamétocytes se forment dans la partie supérieure de l'intestin grêle. Certains des mérozoïtes formés après deux ou trois cycles de mérogonie subissent une gamétocytogonie qui aboutit finalement à la formation d'ocystes (Fig. 17) (Shiba et Shaji, 1996).

*Cryptosporidium* est transmis principalement par contact avec de l'eau ou d'aliments contaminés. Les ocystes sporulés sont excrétés par l'hôte infecté dans les selles, une transmission fécale-orale directe et immédiate est possible. Ensuite les sporozoïtes sont libérés et parasitent les cellules épithéliales du tractus gastro-intestinal, dans ces cellules, les sporozoïtes se transforment en trophozoïtes et se multiplient de manière asexuée puis sexuelle, produisant des microgamontes (mâles) et des macrogamontes (femelles), qui s'accouplent et produisent des ocystes. Ces derniers sporulent dans l'hôte infecté. Deux types d'ocystes sont produits : les ocystes à parois épaisses, qui sont généralement excrétés par l'hôte et les ocystes à parois minces, qui sont principalement impliqués dans l'auto-infection (Fig.17) (Chelsea et William, 2022).



**Figure17 :** Cycle de vie de *Cryptosporidium* (Sawant, 2022).

**1.6.Pathogénie**

*Cryptosporidium spp.* est multifactorielle et inclut des facteurs de l'hôte ainsi que des facteurs parasitaires. Cependant, les mécanismes exacts contribuant à la maladie ne sont pas totalement élucidés. De très faibles doses du parasite peuvent induire une infection chez l'Homme. Chez les patients immunocompétents, la dose infectante est de l'ordre de 10 à 1000 oocystes selon les isolats. La dose infectante chez les patients ayant déjà contracté une infection est environ 30 fois plus élevées. La capacité immunitaire de l'hôte est un déterminant critique de la probabilité et de la gravité de l'infection par *Cryptosporidium spp.* La maladie est auto-résolutive chez les personnes immunocompétentes et devient chronique et même mortelle chez les personnes immunodéprimées (Sawant, 2022).

**1.7.Symptômes**

La cryptosporidiose peut provoquer à la fois une diarrhée aiguë sévère (jusqu'à 70 selles par jour et jusqu'à 17 litres de perte de liquide par jour) et une diarrhée persistante, en particulier chez les enfants de moins de trois ans et les adultes immunodéprimés (exemple : les femmes enceintes). C'est l'une des principales causes de décès chez les patients atteints du SIDA (Shiba et Shaji, 1996 ; Ghenghesh *et al.*, 2016).

**1.8.Diagnostic**

Le diagnostic de laboratoire est posé par l'examen des selles. Parmi les différentes techniques décrites, la flottation centrifuge au saccharose (observée en microscopie à contraste de phase) et la coloration AFB modifiée (méthode de Kinyoun) (Tab. 8) sont couramment utilisées pour détecter les oocystes de *Cryptosporidium*. Les préparations salines ne sont pas utiles pour le diagnostic de la cryptosporidiose (Shiba et Shaji, 1996). L'examen parasitologique des selles a été réalisé dans le cadre d'une recherche systématique d'infections opportunistes chez les patients immunodéprimés (Tab.7). Elle révèle des oocystes de *Cryptosporidium spp.* (Fig. 16) avec la coloration de Ziehl-Nielsen modifiée (Tab.8). Le diagnostic de cryptosporidiose est confirmé par PCR (polymerase chain reaction) (Abdelmalek *et al.*, 2011).

Tableau 7 : Techniques de diagnostic des cryptosporidies (Manus, 2018)

Parasites	Prélèvement	Technique	Interprétation des résultats
Cryptosporidies, <i>Cystoisospora belli</i> et <i>Cyclospora cayetanensis</i>	Selles, biopsies, liquides biologiques	Ziehl-Nielsen modifiée par Henriksen et Pohlenz	Oocystes colorés en rouge vif renfermant quatre sporozoïtes agencés autour d'un corps résiduel arrondi
		Coloration de Heine	En microscopie à fond clair : oocystes non colorés et très réfringents sur fond rose de la préparation En microscope à contraste de phase : oocystes non colorés, très brillants, avec un point rouge central, sur fond noir
		Technique de Kinyoun	Oocystes (acido-résistants) colorés en rose ou rouge brillant

**Tableau 8 :** Technique de Kinyoun et Ziehl-Nielsen modifiée par Henriksen et Pohlenz  
(Manus, 2018)

Technique de Kinyoun	Technique de coloration de Ziehl-Nielsen modifiée par Henriksen et Pohlenz
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Étaler les selles sur une lame et laisser sécher.</li> <li>• Fixer le frottis avec du méthanol (1 à 3 minutes, selon l'épaisseur du frottis). Laisser sécher.</li> <li>• Colorer avec la fuchsine Kinyoun basique pendant 5 minutes.</li> <li>• Nettoyer avec de l'éthanol à 50° et rincer immédiatement à l'eau du robinet.</li> <li>• Décolorer le frottis avec de l'acide sulfurique à 2% jusqu'à ce que l'épanchement devienne clair (jusqu'à 2 minutes).</li> <li>• Rincer le frottis à l'eau du robinet.</li> <li>• Contre-coloration au bleu de méthylène de Loëffler pendant 2 minutes.</li> <li>• Rincer à l'eau du robinet, sécher et examiner au microscope.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Faire un frottis à partir des selles à examiner ou à partir du culot de centrifugation.</li> <li>• Laisser sécher puis fixer à l'alcool méthylique.</li> <li>• Colorer à froid pendant une heure dans un bac contenant une solution de fuchsine phéniquée.</li> <li>• Rincer à l'eau du robinet.</li> <li>• Différencier 20 secondes dans une solution d'acide sulfurique à 2% en agitant constamment.</li> <li>• Rincer à l'eau du robinet.</li> <li>• Contre-colorer dans une solution aqueuse de vert de malachite à 5% pendant 5 minutes.</li> <li>• Rincer à l'eau du robinet.</li> <li>• Sécher à la température du laboratoire</li> </ul>

### 1.9. Traitement

Des mesures de soutien, une réhydratation orale ou parentérale et une hyper-alimentation peuvent être nécessaires chez les patients immunodéprimés présentant une maladie grave (Pantenburg et al., 2009). D'après GETAZ et ses collaborateurs *Cryptosporidium parvum* n'a pas de traitement (Getaz et al., 2007).

### 1.10. Prévention

Il faut empêcher la contamination de l'eau et des aliments en amont, et suivre les recommandations d'hygiène personnelle, en particulier pour les patients immunodéprimés et à haut risque :

- Se laver les mains et les aliments.
- Éviter le contact avec les selles humaines (couches), et les articles et linge souillés de matières fécales.
- Éviter tout contact avec des animaux susceptibles d’être contaminés (jeunes bovins).
- Être conscient des risques de la baignade dans des eaux incontrôlées (lacs, rivières, bases de loisirs potentiellement polluées)
- Éviter de boire de l'eau provenant de sources douteuses qui pourraient avoir été contaminées en amont.
- En cas de doute sur l'eau potable, boire de l'eau en bouteille, des jus de fruits pasteurisés (éviter les jus frais et les glaces)
- Il est conseillé aux voyageurs séjournant dans des pays à faible niveau d'hygiène de renforcer les pratiques d'hygiène (Guyot et al., 2012).

2. Microsporidiose

La microsporidiose est une parasitose opportuniste causée par des eucaryotes unicellulaires à développement intracellulaire. Elle est rare chez l'homme, survenant principalement chez les personnes immunodéprimées (Oueslati et al., 2015).

2.1. Taxonomie des Microsporidies

Il existe environ 150 genres de microsporidies et plus de 1300 espèces mais seulement 8 genres sont retrouvés chez l’Homme, à savoir : *Enterocytozoon*, *Encephalitozoon*, *Pleistophora*, *Trachipleistophora*, *Vittaforma*, *Brachiola*, *Nosema* et *Microsporidium* (Fig.18). Quatorze espèces sont pathogènes chez l’Homme, à l’origine de pathologies très différentes selon l’organe cible (Dumortier, 2015).

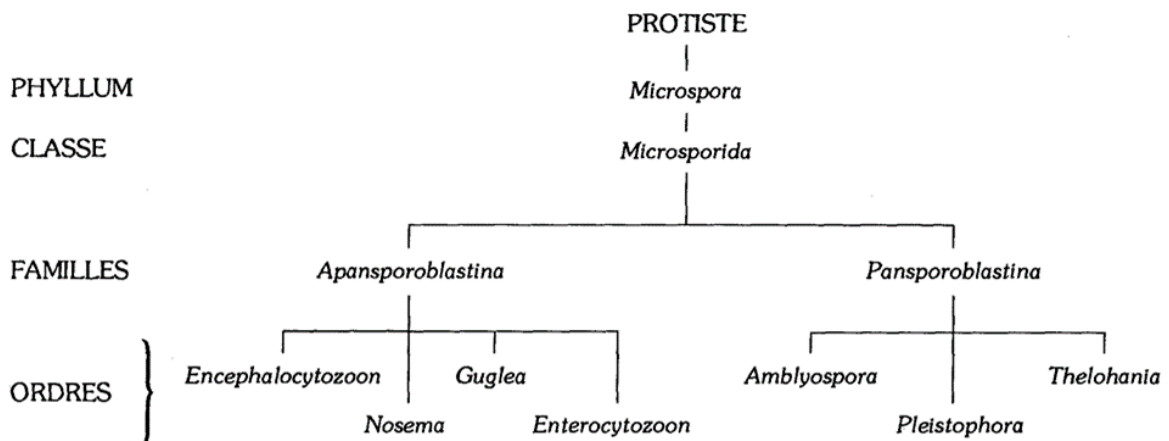


Figure18 : Taxonomie des microsporidies (Hennequin et al., 1992).

2.2. Morphologie des Microsporidies

Les critères morphologiques des microsporidies sont basés sur la taille des spores (Fig.20), le nombre de tours du filament du tas de spores, l'existence d'une membrane qui isole le parasite au stade intracellulaire et l'aspect disporoblastique (libération de seulement 2 spores par cycle) ou pansporoblastique (libération de plusieurs spores) (Fig.19) (Dumortier, 2015).

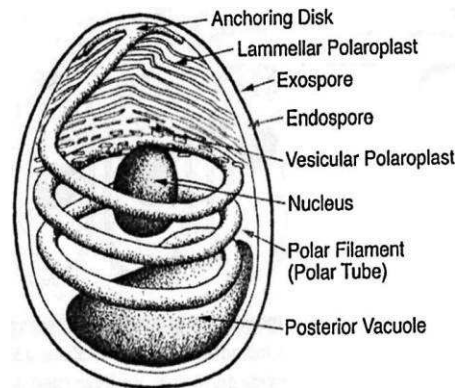


Figure 19 : Représentation schématique d'une spore de microsporidie (Anane et Attouchi, 2010).

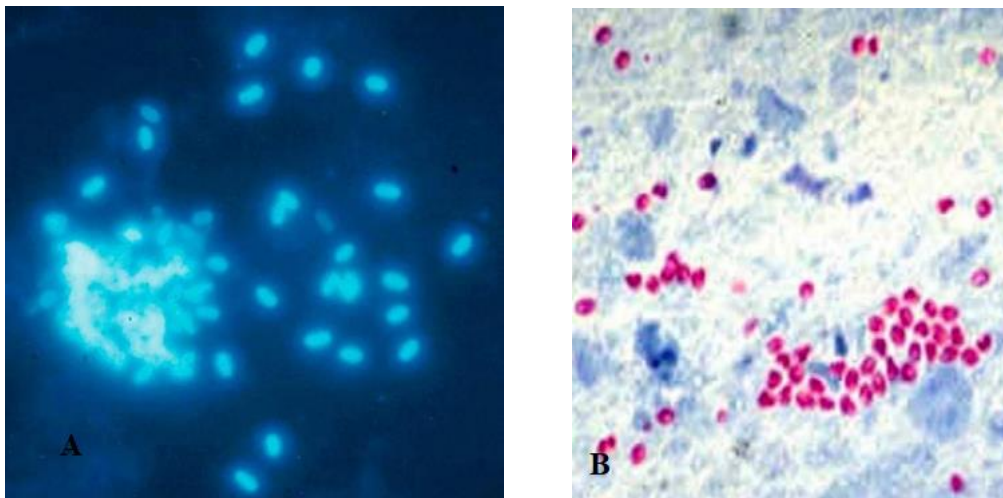


Figure 20 : Morphologie de spores de microsporidies sous différentes colorations (Anane et Attouchi, 2010).

A. Spores de microsporidies : coloration Uvitex 2B (×100). B. Spores de microsporidies sur des écouvillons de selles colorés au trichrome de Weber modifié.

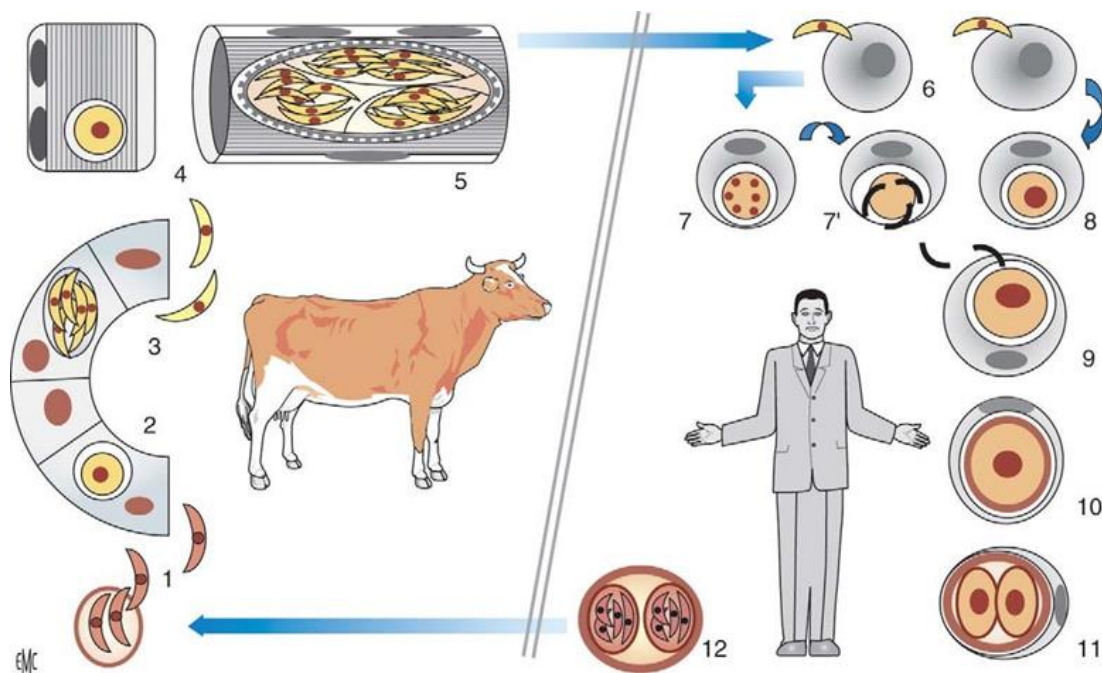
2.3. Distribution géographique

La répartition géographique est étendue au monde entier (Deluol, 1997).

2.4. Cycle parasitaire des *Microsporidies*

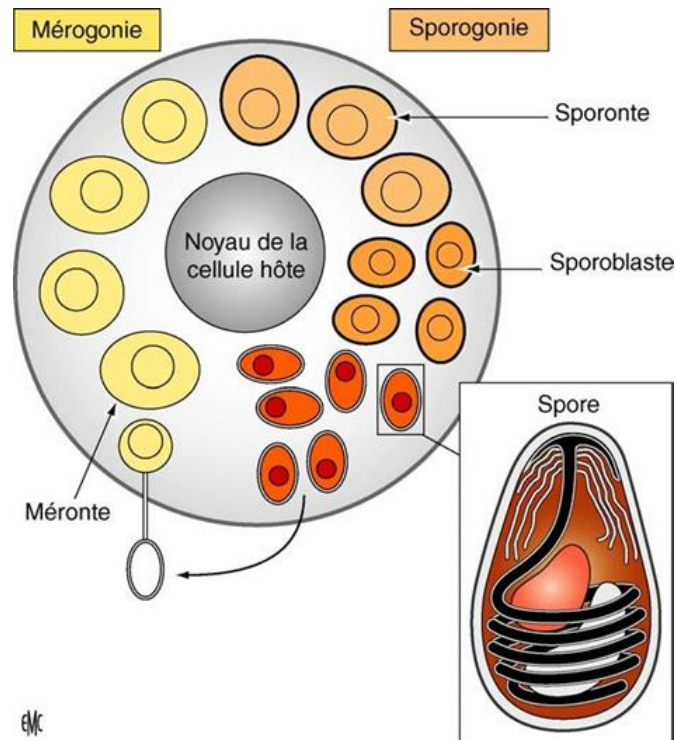
Il se déroule en deux étapes :

- **La mérogonie** : phase proliférative durant laquelle se multiplient les mérontes issus de la division du sporoplasme. Durant le stade méronte, a lieu la gamétogonie, c'est-à-dire la phase de reproduction sexuée où se forment les gamètes mâles et femelles (Fig.22) (Desportes-Livage et Darty, 2005).
- **La sporogonie (processus qui conduit à la formation de spores)** : la sécrétion d'une paroi signe le passage du méronte au sporonte. Dans le sporonte se forme le filament polaire. Ensuite, les sporontes se divisent en sporoblastes puis en spores. L'évolution en spore implique la sécrétion d'une paroi épaisse, très résistante (Dumortier, 2015). Les deux espèces étudiées ont un cycle monocaryotique (divisions binaires successives à partir d'un seul noyau) (Fig.21) (Desportes-Livage et Darty, 2005).



**Figure21** : Cycle de *Sarcocystis bovihominis* (Desportes-Livage et Darty, 2005).

1. Ouverture du sporocyste et sortie des sporozoïtes dans l'intestin du bovin ; 2-5. Mérogonie : 2, 3. mérontes et mérozoïtes dans l'endothélium vasculaire ; 4, 5. mêmes stades dans les muscles (sarcocystes) ; 6-8. gamogonie chez l'homme : 7. microgamétocyte ; 7'. Production des microgamètes ; 8. macrogamétocyte ; 9. fécondation du macrogamète ; 10-12. Sporogonie : 10. ookyste ; 11. ookyste avec deux sporoblastes ; 12. ookyste mature expulsé dans l'environnement.



**Figure 22 :** Cycle microsporidien (Desportes-Livage et Darty, 2005).

La mérogonie et la sporogonie ont lieu dans la même cellule hôte. Dans l'encadré, la spore microsporidienne et son filament polaire. La mérogonie et la sporogonie sont figurées respectivement en jaune et en orange dans les figures et pour tous les parasites.

## 2.5. Symptômes

Les symptômes de la microsporidiose apparaissent une semaine après la contamination et peuvent durer de quelques jours à plusieurs semaines : diarrhées mucoïdes et non sanglantes, nausées, vomissements, perte d'appétit, perte de poids, flatulences, crampes, fièvre à 38°C, fatigue, myalgies (Gillom, 2007).

## 2.6. Diagnostic

L'examen parasitologique des selles a été réalisé dans le cadre d'une recherche systématique d'infections opportunistes chez les patients immunodéprimés. Elle révèle des spores de microsporidies avec la coloration trichrome de Weber modifiée. Le diagnostic de microsporidiose est confirmé par PCR (polymerase chain reaction) (Abdelmalek *et al.*, 2011).

La localisation intracellulaire des stades de développement, la très petite taille (1 à 4 µm) des spores dispersées dans les fèces et leurs propriétés de coloration caractéristiques rendent difficile la détection des microsporidies intestinales (Accoceberry et Almeida-Fourquet, 2012).

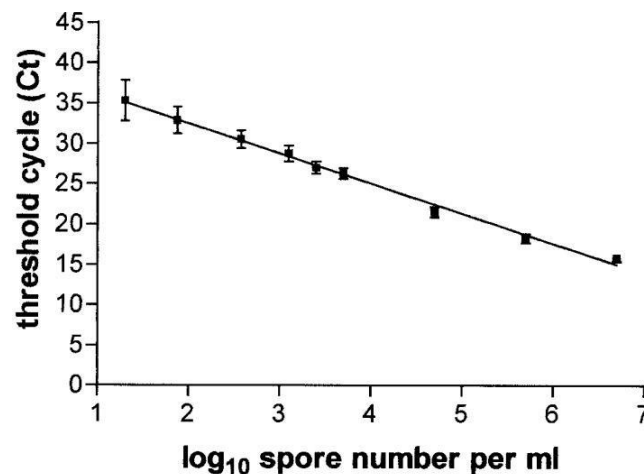
### 2.6.1. Technique de coloration : recherches de spores

Les spores de microsporidies sont présentes dans les fluides corporels (liquides biologiques) tels que les selles, l'urine, les sécrétions nasales, le liquide de lavage broncho-alvéolaire et les biopsies tissulaires (Dumortier, 2015).

### 2.6.2. PCR quantitative

Ces dernières années, la PCR quantitative a révolutionné le diagnostic de certaines maladies infectieuses, dont la microsporidiose, notamment avec l'avènement des méthodes en temps réel. La PCR quantitative est une méthode très sensible et spécifique, avec un seuil de détection inférieur à 40/ml pour les spores dans les suspensions fécales (Fig.23) (Anane et Attouchi, 2010).

Chez les patients atteints de microsporidiose, la charge parasitaire peut être quantifiée dans divers échantillons biologiques tels que les selles, l'urine, les expectorations, le sang, le sérum et les tissus. Il y a deux avantages. Tout d'abord, cette méthode permet une surveillance étroite de la cinétique d'éradication des microsporidies chez les patients traités, permettant ainsi une évaluation documentée de l'efficacité du traitement. De plus, l'établissement d'un seuil de résultats positifs et la distinction entre l'infection par les microsporidies et l'infection asymptomatique facilitent l'interprétation des résultats (Menotti *et al.*, 2003).



**Figure 23 :** Corrélation entre les valeurs Ct (moyenne SD) et le nombre de spores par millilitre à partir de 5 expériences indépendantes de PCR en temps réel sur des dilutions en série de spores d'*E. intestinalis* (Menotti *et al.*, 2003).

## 2.7. Traitement

Les sujets immunocompétents peuvent guérir spontanément cependant pour les patients immunodéprimés présentant une diarrhée chronique, un traitement efficace est indispensable. L'identification de l'espèce en cause, par PCR ou immunomarquage à l'aide d'anticorps

monoclonaux, reste obligatoire pour orienter le traitement (Accoceberry et Almeida- Fourquet, 2012) (la Fumagilline est prescrite pour les *Enterocytozoon bienewisi* et Albendazole pour *Encephalitozoon intestinalis*) (Getaz *et al.*, 2007).

**2.8. Prévention**

Les spores de microsporidies sont omniprésentes dans l'environnement, elles survivent longtemps après leur excréation par les humains et les animaux. Par conséquent, la prévention de l'exposition à des organismes infectieux semble être difficile. Cependant, les approches de bon sens pour réduire l'exposition consistent à se laver les mains, à boire de l'eau bouilli, à s'assurer que la viande, le poisson et les fruits de mer sont cuits et à bien laver les légumes avant de les ingérer (Didier *et al.*, 2005).

L'objectif de ce travail est de déterminer la présence de quelques protozoaires zoonotiques chez les femmes enceintes dans la wilaya de Tizi-Ouzou.

### 1. Lieux et période d'étude

L'étude a été réalisée durant la période allant de mois de Février 2023 jusqu'à la fin de mois de Juin 2023, au niveau de laboratoire de Parasitologie et Mycologie au Centre Hospitalo-Universitaire Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou ainsi qu'au niveau de laboratoire de Parasitologie de l'École Nationale Vétérinaire d'Alger.

Les échantillons ont été collectés au niveau de l'Établissement Hautement Spécialisé Sbihi Tassadit. Gynécologie Obstétrique Maternité service gynécologie et le service des grossesses à haut risques.



Figure 24 : Localisation géographique de la zone d'étude (Google maps, 2023).

### 2. Echantillonnage effectué

Afin d'identifier la présence d'éléments parasitaires, trois types de femme enceinte sont choisis à savoir des femmes enceintes dont la toxoplasmose était contrôlée au niveau du laboratoire de parasitologie, des femmes enceintes hospitalisées en gynécologie, ainsi que des femmes enceintes à grossesse haut risque.

## 2.1. Répartition des femmes enceintes dont la Toxoplasmose est contrôlée

La présente étude porte sur l'étude d'un protozoaire zoonotique sanguin : *Toxoplasma gondii*. Les données sérologiques de 400 sérums de femmes enceintes de la wilaya de Tizi-Ouzou des années 2021, 2022 et 2023 jusqu'au mois de juin, sont analysées rétrospectivement au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou.

### 2.1.1. Selon l'âge

L'ensemble des données concernant l'âge des patientes au niveau du laboratoire de parasitologie du CHU de Tizi-Ouzou participant à l'étude, sont réparties en 5 classes d'âges avec une 6<sup>ème</sup> classe des patientes ou leur âge est indéterminé, comme suit : [20- 25 [, [25- 30 [, [30- 35 [, [35- 40 [, [40- 45].

Nous avons constaté que 51% (n=202) des femmes enceintes appartiennent à la catégorie ou l'âge est indéterminé, 4% (n=17) de la catégorie de [20- 25 [ans, 13% (n=53) de la catégorie de [25- 30 [ans, 17% (n= 68) de la catégorie de [30- 35 [ans, 10% (n= 41) à la catégorie de [35- 40 [ans et 5% (n=19) de la catégorie de [40- 45]ans (Fig.25).

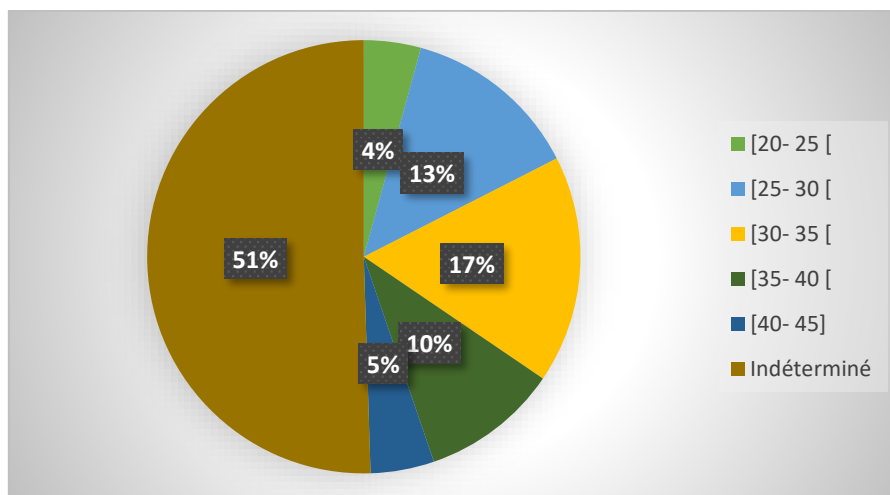
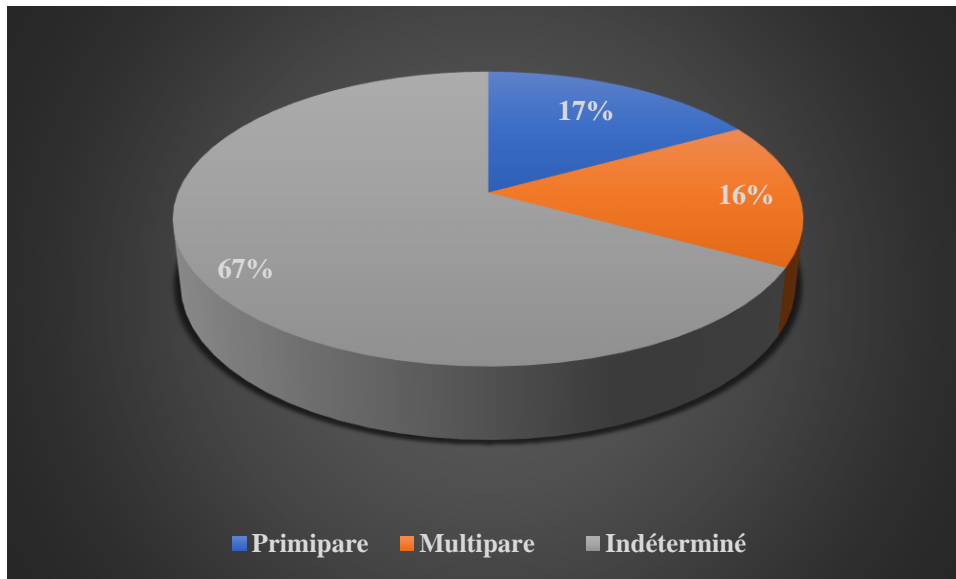


Figure25 : Répartition des patientes selon l'âge.

### 2.1.2. Selon la parité

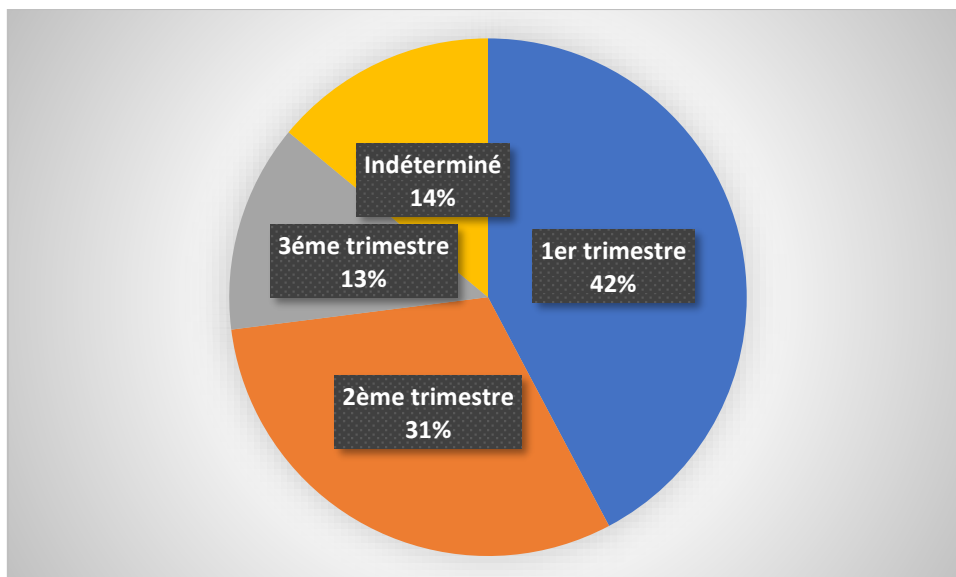
Les femmes enceintes multipares représentent 16% (n=64), les primipares 17% (n=68) et celles dont le nombre de grossesses est indéterminé représentent 67% (n=268) (Fig.26).



**Figure 26 :** classification des femmes enceintes selon la parité.

### 2.1.3. Selon le trimestre de grossesse

Les patientes ont été regroupées selon les trimestres de la grossesse, les résultats ont 42% (n= 169) sont au premier trimestre, suivis de 31% (n= 123) au 2<sup>e</sup> trimestre et 13% (n= 52) au 3<sup>e</sup> trimestre, quatorze pourcents (n=56) des patientes leurs trimestres de grossesse n'est pas déterminé (Fig.27).



**Figure27 :** Répartition des femmes enceintes selon le trimestre de grossesse.

## 2.2. Répartition des femmes enceintes dont les protozoaires intestinaux sont contrôlés

La présente étude porte sur l'étude des protozoaires zoonotiques intestinaux : *Blastocystis spp.*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.* et *microsporidies*. Quarante-quatre (44) prélèvements sont récupérés chez les femmes enceintes hospitalisées au niveau de

l'Établissement Hautement Spécialisé Sbihi Tassadit, Gynécologie Obstétrique Maternité, service gynécologie et service des grossesses à haut risque de la wilaya de Tizi-Ouzou du mois de mai jusqu'au mois de juin. Ces prélèvements sont analysés au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou, au laboratoire de parasitologie, ainsi qu'au laboratoire de parasitologie de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger (ENSV).

### 2.2.1. Selon l'âge

L'ensemble des données concernant l'âge des patientes hospitalisées au niveau de l'EHS Sbihi participant à l'étude, sont réparties en 5 classes d'âges comme suit : [20- 25 [, [25- 30 [, [30- 35 [, [35- 40 [, [40- 45].

Nous avons constaté que 2% (n=1) des femmes enceintes appartiennent à la catégorie de [20- 25 [ans, 23% (n=10) de la catégorie de [25- 30 [ans, 35% (n= 15) de la catégorie de [30- 35 [ans, 21% (n= 9) à la catégorie de [35- 40 [ans et 19% (n=8) de la catégorie de [40- 45]ans (Fig.28).

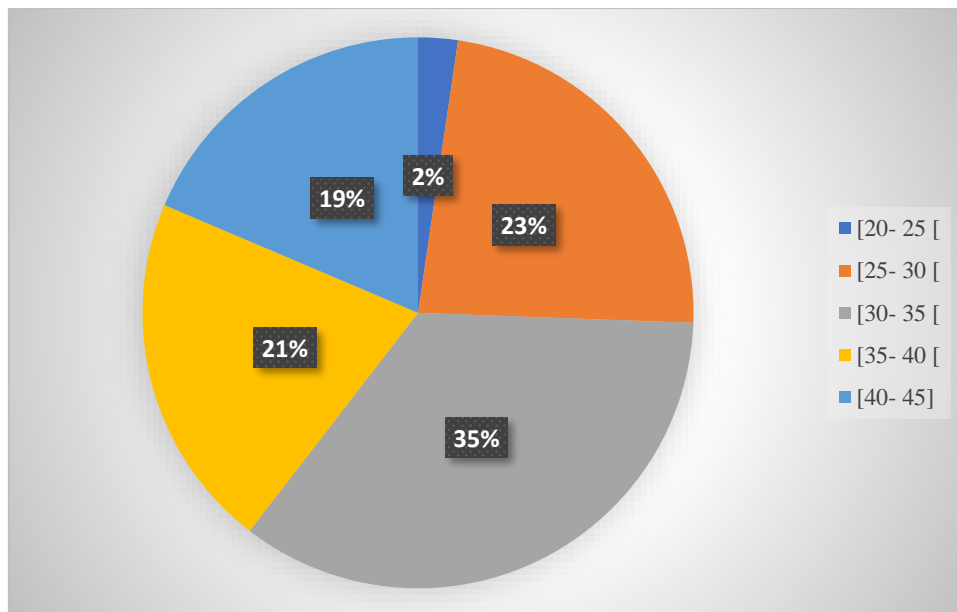
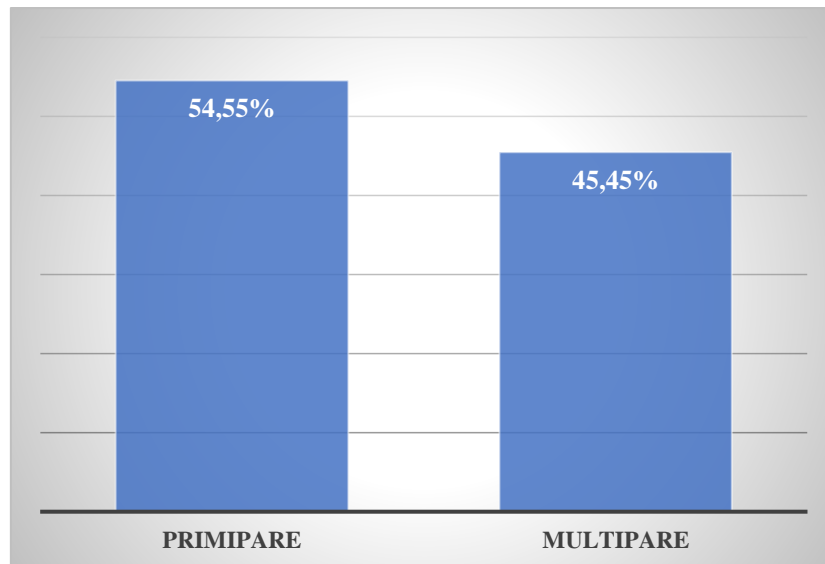


Figure 28 : Répartition de femmes enceintes selon l'âge.

### 2.2.2. Selon la parité

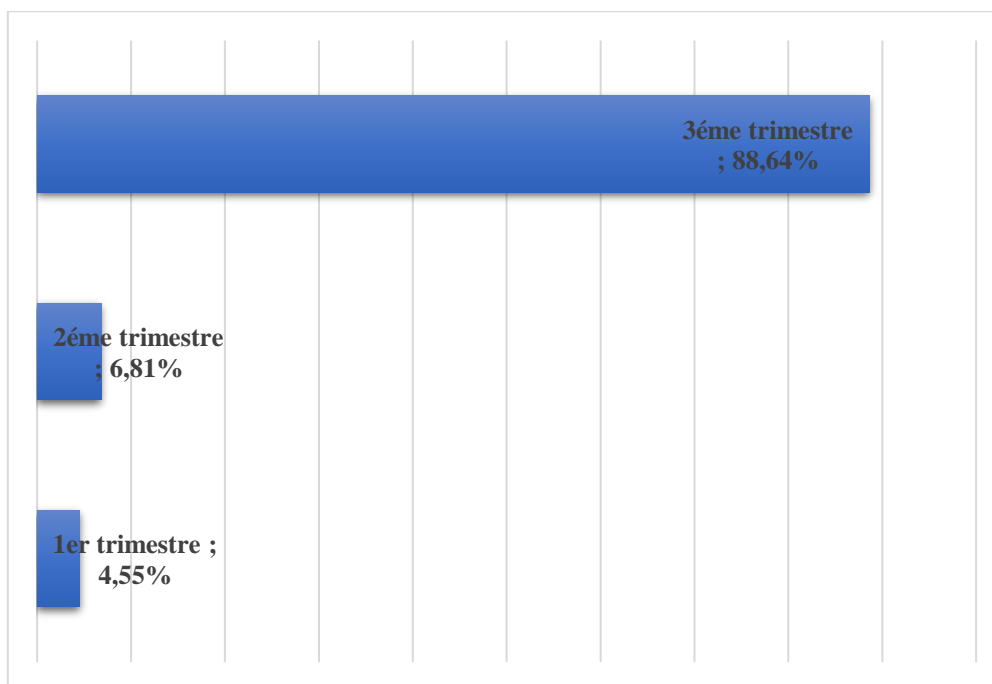
Les femmes enceintes sont classées selon la parité, 54,55% (n=24) sont des primipares et 45,45% (n=20) sont des multipares (Fig.29).



**Figure 29** : Répartition des femmes enceintes selon la parité.

### 2.2.3. Selon le trimestre de grossesse

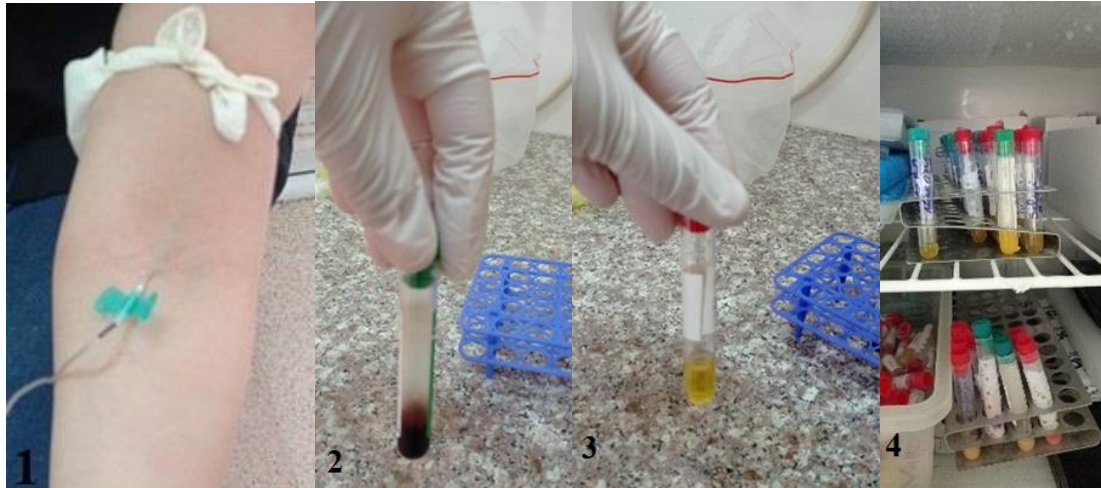
Les femmes enceintes sont classées selon leur âge gestationnel. D'après les résultats obtenus, la plupart des patientes étaient au troisième trimestre, 88,64 % (n=39), suivies de 6,81 % (n=3) au deuxième trimestre, et de 4,55 % (n=2) au premier trimestre 6,81% (n=3) (Fig.30).



**Figure 30** : Classification des femmes enceintes selon le trimestre de grossesse.

### 2.3. Prélèvements

Durant toute la période d'étude, un total de 400 échantillons de sang de femmes enceintes a été prélevé de 2021 jusqu'au mois de juin 2023 (Fig.31) et 44 échantillons de matières fécales de femmes enceintes hospitalisées ont été analysés (Fig.32).



**Figure 31 :** Etapes de prélèvement sanguin des femmes enceintes (Originale, 2023).

1. Prélèvement sanguin au niveau du plis du coude.
2. Le sang prélevé dans un tube hépariné.
3. Plasma après centrifugation.
4. Conservation du plasma au congélateur.



**Figure 32 :** Echantillon de selles fraîches provenant d'une femme enceinte (Originale, 2023).

### 2.3. Matériels

Plusieurs matériaux ont été utilisés pour la réalisation de la partie expérimentale de notre travail qui est divisés en 2 types : Le grand matériel et le petit matériel.

#### 2.3.1. Grand matériel

Le grand matériel utilisé dans les laboratoires d'analyses est représenté par une Étuve, Centrifugeuse ainsi que la chaîne ELISA (Fig.33).



**Figure 33 :** Grand matériel utilisé dans l'expérimentation (Originale, 2023).

1. Chaîne ELISA, 2. Étuve 3. Centrifugeuse. 4. Centrifugeuse. 5. Microscope optique. 6. Agitateur. 7. Pèse. 8. Glissière. 9. boîtes à aiguilles.

### 2.3.2. Petit Matériel

Le petit matériel utilisé est un matériel de pailleuse que nous avons utilisé lors de notre expérimentation (Fig.34).



**Figure 34 :** le petit matériel utilisé pour la réalisation de travail (Originale, 2023).

### 2.3.3. Réactifs

Plusieurs types de réactifs et de produit chimique ont été utilisés dans les différents protocoles réalisés au niveau des deux laboratoires (Fig.35).



**Figure 35 :** Différents réactifs utilisés dans les différents protocoles expérimentaux (Originale, 2023).

### 3. Analyses

#### 3.1. Analyses sérologiques

Les analyses sérologiques effectuées durant notre étude sont : l'analyse ELISA

##### a. Principe de l'analyse

Le test ELISA (test utilisant un immunoabsorbant lié à une enzyme) est un test immunologique qui convient particulièrement à la détermination d'anticorps. La réaction est basée sur l'interaction spécifique d'anticorps avec les antigènes correspondants. Les puits de la microplaque de dosage des coffrets avec l'antigène spécifique du pathogène concerné.

##### b. Mode opératoire

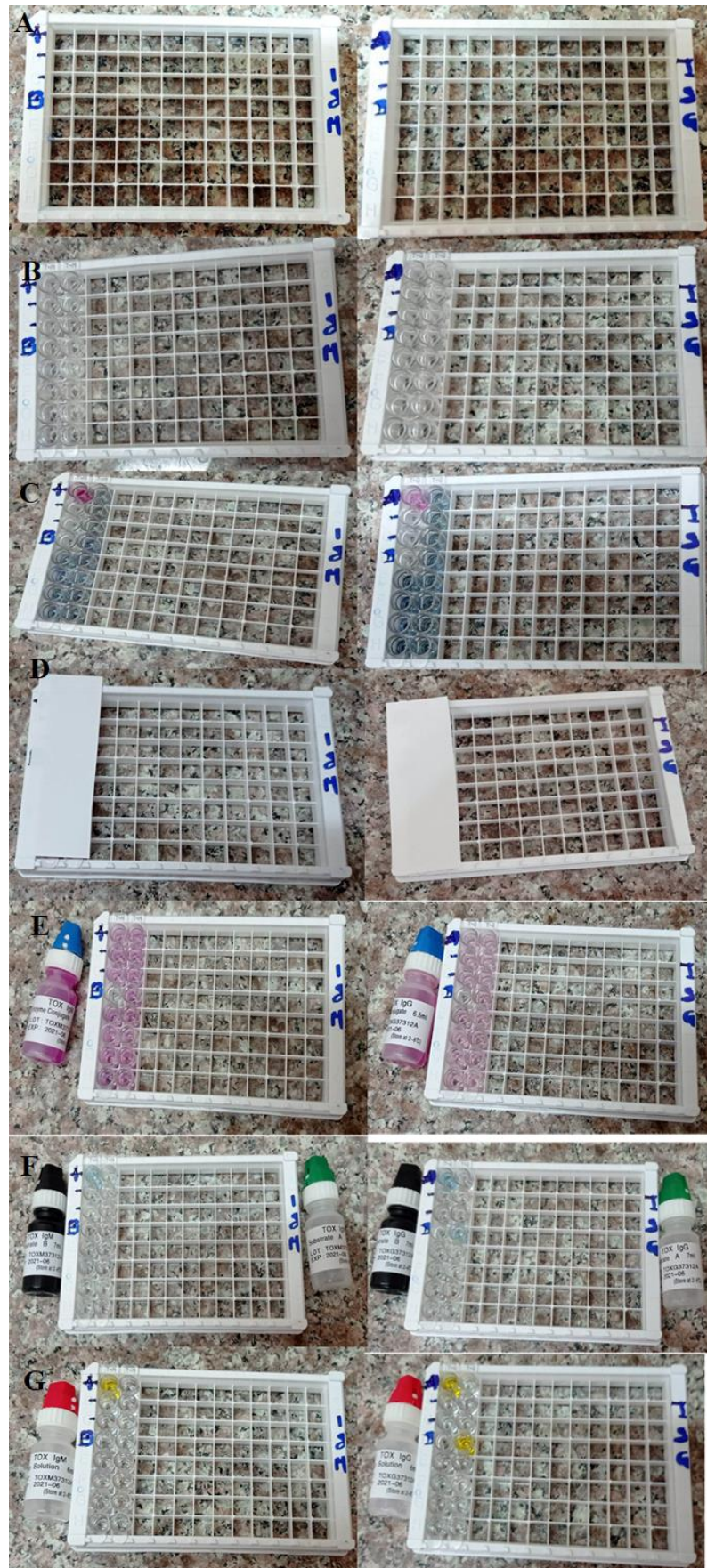
- Préparer le plan de travail. Amener les réactifs à température ambiante 15 minutes avant utilisation. Décongeler le sérum à température ambiante (Fig.36).



**Figure 36 :** Préparation du plan de travail et les sérums (Originale, 2023).

- Diluer la solution de lavage (1/40). 39 ml d'eau distillée + 1 ml de solution de lavage.
- Ajouter 100 µl de diluant dans chaque puits sauf Control+, Control- et Blanc (pas de contrôle, pas de sérum, seuls les anticorps sont conservés) (Fig. 37-C).

- Ajouter 10  $\mu$ l d'échantillons de sérum dans les puits correspondants (Fig.37 -C).
- Ajouter 100  $\mu$ l de Control+ et Control- (Fig.31-C) et recouvrir avec film adhésif (Fig. 37-D), incuber à 37° pendant 20 minutes, vider la plaque, laver 5 fois avec la solution de lavage.
- Ajouter 50 $\mu$ l du conjugué dans tous les puits sauf le blanc, incuber à 37° pendant 20 minutes, laver 5 fois avec la solution de lavage préparé (Fig. 37-E).
- Ajouter 50  $\mu$ l Substrat A et 50  $\mu$ l Substrat B pour tous les puits sauf le blanc (Fig.37-F).
- Incuber à 37° pendant 10 minutes Ne pas vider les puits.
- Ajouter 50  $\mu$ l de solution STOP dans tous les puits (Fig. 37-G).



**Figure 37** : Les étapes de la technique ELISA (A. Plaque identifiée). B. Dépôt des microplaques TOX- IgM et TOX-IgG

### c. Interprétation des résultats

Afin de confirmer nos résultats sont fiables, nous vérifions les valeurs du contrôle – et contrôle + aux valeurs standards : Contrôle-  $\leq 0.1$  ; Contrôle+  $\geq 0.8$ .

Le résultat de test ELISA est négatif si la valeur est inférieure à 0.19, et positif si la valeur est supérieure à 0.19. Ceci est valable pour IgM et IgG.

### 3.2. Test pour matières fécales

Deux tests rapides sont utilisés dans notre étude pour la détection de la présence ou l'absence de protozoaires bien spécifique. Nous avons testé 15 échantillons avec Speed Giardia pour l'identification de *Giardia intestinalis* et cinq échantillons avec BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum*.

#### 3.2.1. Speed Giardia TM

Speed Giardia (Fig.38) est un test immuno-chromatographique rapide sur une bandelette pour la détection des antigènes de *Giardia duodenalis* dans les fèces qui doit être confirmé par l'examen de concentration « EXAMEN DE RITCHIE ».

#### a. Caractéristiques de Kit de diagnostic rapide

C'est un kit de diagnostic rapide de Giardiase, il est composé de bandelettes test et de flacons de réactif avec outil de prélèvement.



Figure 38 : Kit de diagnostic rapide Speed Giardia TM (Originale, 2023).

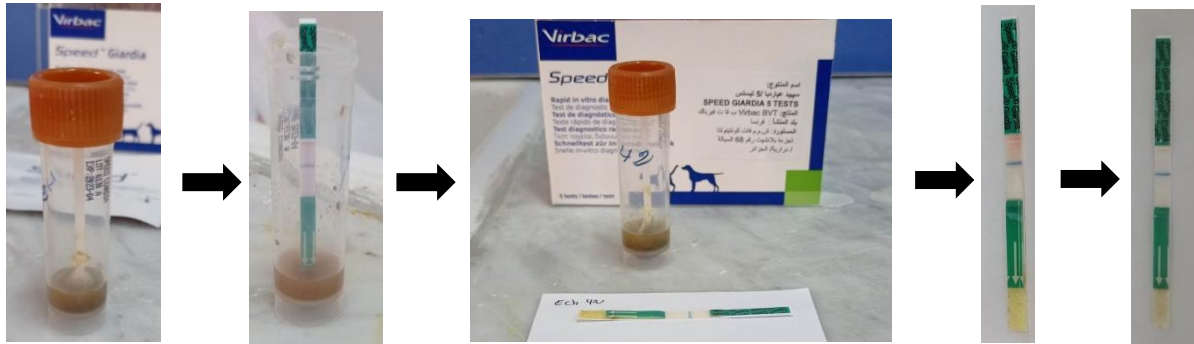
#### b. Mode d'emploi

- À l'aide de l'outil de prélèvement, on introduit une cuillère rase de matières fécales dans le flacon de réactif, homogénéiser et laisser sédimenter 3 minutes.
- Prolonger la bandelette test 1 minute dans le flacon. Puis on la retire pour la placer sur un support plat.
- Laisser migrer 5 minutes et on lit le résultat directement sur la bandelette test.

### c. Interprétation des résultats

Les résultats sont lus directement sur la bandelette comme suite :

- L'apparition d'une bande test et d'une bande contrôle : test positif.
- L'apparition d'une bande contrôle seule : test négatif.



**Figure 39** : Étapes de l'analyse Speed Giardia TM (Originale, 2023).

### 3.2.2. BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum*

Le kit BIO K 387 – DipFit *Cryptosporidium parvum* contient des bandelettes pour la détection de *Cryptosporidium parvum*, c'est un test de diagnostic pour toutes les espèces en utilisant des matières fécales.

#### a. Composition du réactif

Le réactif est une solution de dilution composée de sodium azide.

#### b. Mode d'emploi

Le test s'effectue selon les étapes ci-dessous.



**Figure 40** : Préparer le plan du travail (Originale, 2023).

- Sur des selles solides ou liquides, prélever une cuillère horizontale de l'échantillon.
- Retirer l'excédent avec une spatule en bois.

- Ensuite on le met dans le flacon qui contient le réactif où les selles seront diluées.
- Mélanger ensuite de manière à homogénéiser la solution tout en évitant la formation de mousse.
- Le dispositif est introduit directement dans les liquides car sa stabilité est transitoire, notamment en milieu humide, puis nous attendant 10 min pour retirer le dispositif et interpréter les résultats.

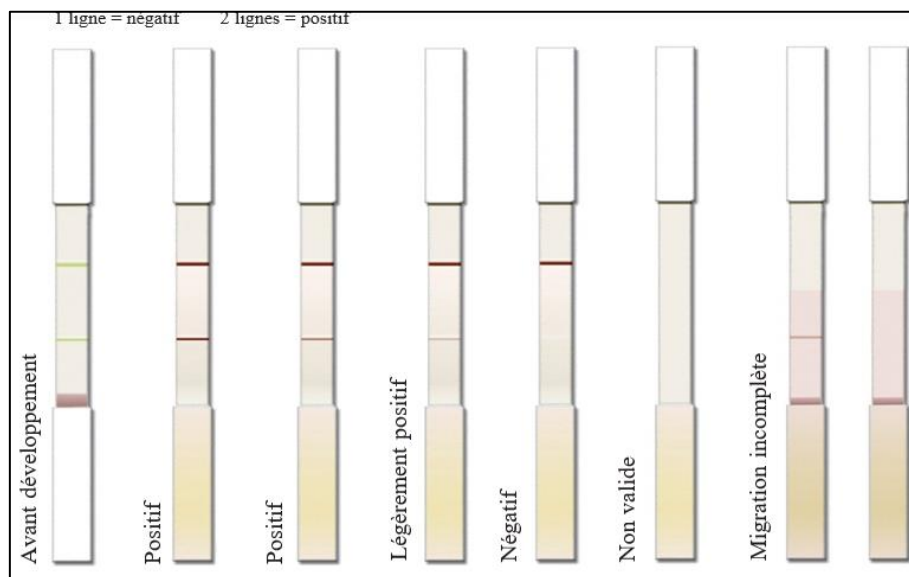


**Figure 41** : Étapes de réalisation de l'analyse de BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum* (Originale, 2023).

### c. Interprétation des résultats

Les résultats sont lus directement sur la bandelette du dispositif (Fig.42) Comme suite :

- L'apparition d'une bande test et d'une bande contrôle : test positif.
- L'apparition d'une bande contrôle seule : test négatif.



**Figure 42** : Interprétation des résultats BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum*.

### 3.3. Analyses coprologiques

Après avoir récupéré les échantillons du EHS Sbihi Tassadit, nous les apportons directement au niveau du laboratoire de parasitologie afin de réaliser l'examen direct sur les selles fraîches, car le *Blastocystis spp.* ne résiste pas longtemps ce qui pourra nous induire en erreur.

#### 3.3.1. Examen direct

L'examen direct des selles vise à diagnostiquer la présence d'un parasite dans le tube digestif à ne pas confondre avec les éléments non parasitaires comme les résidus alimentaires, les grains de pollen ou les spores fongiques, les éléments pathologiques du corps humain, tels que le sang, le pus...etc.

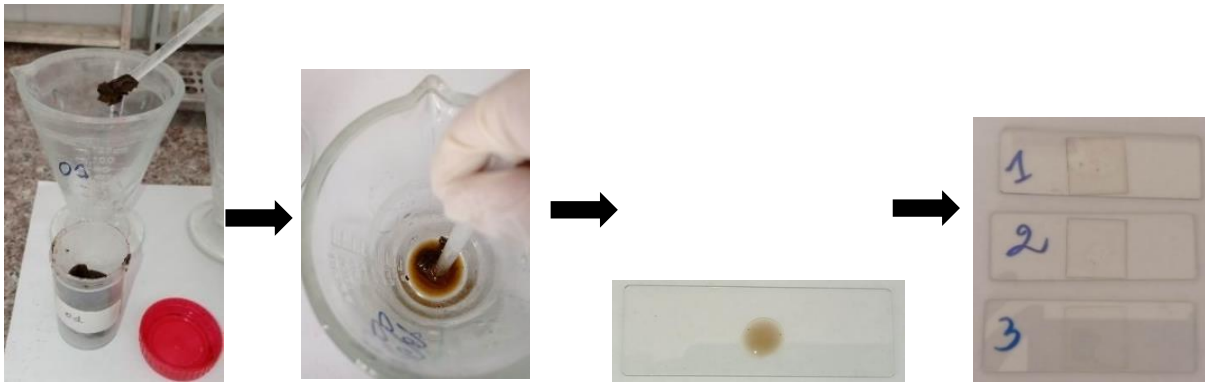
##### a. Mode d'emploi

Nous réalisons notre technique sur des selles fraîches qui ont moins de 4 heures, tout en suivant les étapes suivantes :

- Prendre une noisette de matières fécales dans un verre à pied.
- Ajouter 2/3 de l'eau physiologique.
- Mélanger jusqu'à l'obtention d'un liquide homogène.
- Déposer une goutte entre la lame et la lamelle.
- Puis effectué des observations sous microscopes optiques à différents grossissement objectif  $\times 10$  pour établir une bonne mise au point puis à l'objectif  $\times 40$  pour déterminer la présence ou l'absence d'éléments parasitaires.



**Figure 43 :** Préparation du plan de travail pour l'examen direct (Originale, 2023).



**Figure 44** : Etapes de l'examen direct (Originale, 2023).

### 3.3.2. Examen de concentration « Ritchie »

- La technique de « Ritchie » est une technique diphasique qui permet l'examen des frottis obtenus à partir du culot de centrifugation après coloration (ex : Technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de *Cryptosporidium*). De plus, elle permet d'augmenter la sensibilité de la recherche de formes kystiques (ex : kyste de *Giardia intestinalis*).

#### a. Mode d'emploi

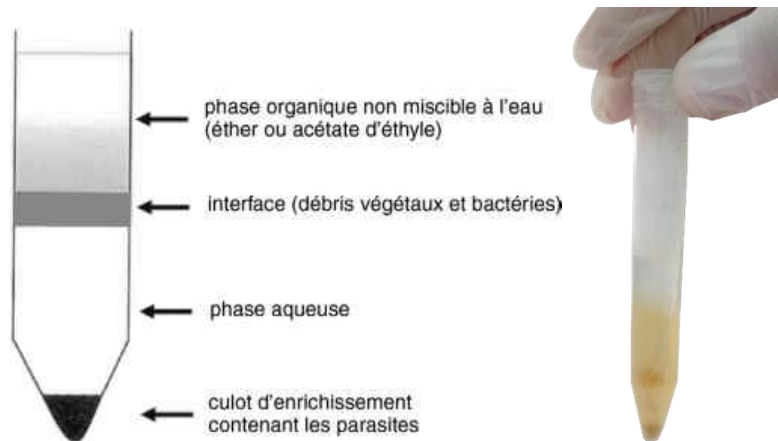
Avant d'entamer les étapes de la technique de concentration, nous devons préparer la solution Formol 10% en mélangeons 100 ml de la solution commerciale (formaldéhyde 37 %) avec 900 ml de l'eau distillée.

La technique se déroule selon les étapes suivantes :

- Dans un verre à pied conique, prendre une noisette de selles.
- Ajouter aux fèces du formol à 10% (50% Formol 50% Fèces).
- Dans un tube gradué prend 2/3 du mélange et ajoute 1/3 d'éther.
- Mélanger vigoureusement à l'aide d'un agitateur pendant une minute.
- Placer ensuite les tubes dans une centrifugeuse (1500tours/min pendant 2 min).
- Après centrifugation, 03 fractions ont été observées dans le tube (Fig.46).
- Avec un coup sec verser le surnageons dans l'évier.
- Récupérer le culot pour faire un frottis et procéder à la coloration.
- Ou bien récupérer une goutte du culot sur lame et lamelle puis observé sous microscope optique.



**Figure 45** : Etapes de la technique de concentration « Ritchie » (Originale, 2023)



**Figure 46** : Technique diphasique. (Source : collection ANOFEL, CHU Rouen) (Manus, 2018 ; Originale, 2023)

### 3.3.3. Technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de *Cryptosporidium*

La Technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de *Cryptosporidium* c'est une technique de Ziehl Nielsen modifiée. qui permet d'observer les oocystes de *Cryptosporidium spp.*

Avant d'entamer les étapes de la technique d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de *Cryptosporidium*, nous devons préparer les solutions suivantes :

- **Fuchsine phéniquée**  
**10 ml solution A + 90ml solution B**

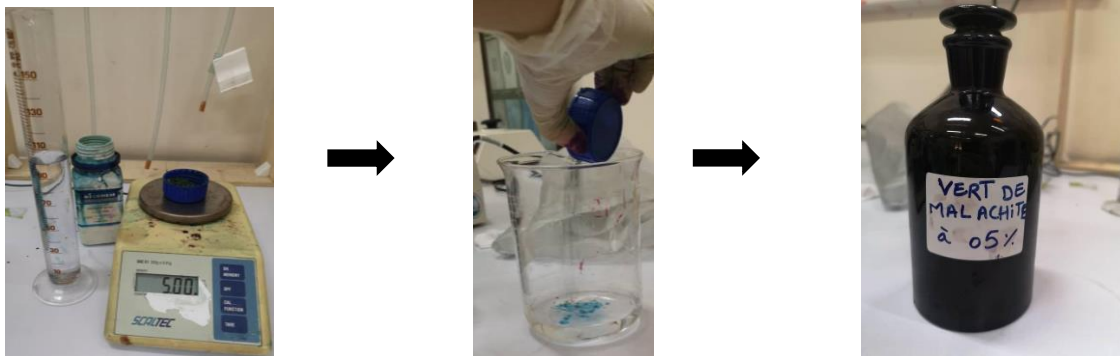
**Solution A** : Fuchsine de Ziehl

- Fuchsine basique 15g.
- Ethanol à 95° 100ml.

**Solution B** : Eau phéniquée

- Cristaux de Phénol 5g.
- Eau distillée 100ml.

- **Acide sulfurique (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) à 2%**
  - 2ml d'H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> absolu.
  - 98ml d'eau distillée.
- **Vert de malachite 5%**
  - 5g de Vert malachite
  - 100ml Eau distillée.



**Figure 47 :** Technique de préparation de la solution vert de Malachite 5% (Originale, 2023).

#### a. Mode d'emploi

La technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz suit les étapes ci-dessous :

- Faire sécher sur une lame 1goutte de selle liquide ou de culot de concentration.
- Fixer au méthanol 5min.
- Laisse sécher la lame à température ambiante du laboratoire.
- Colorer par Fuchsine phéniquée pendant une heure.
- Rincer à l'eau de robinet.
- Différencier par H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 2% 10 à 20secondes.
- Rincer à nouveau à l'eau de robinet.
- Contre-colorer par une solution de vert de malachite à 5% pendant 5min.
- Sur un cristalliseur, laisser un peu d'eau du robinet sur la lame et ajouter quelques gouttes de vert Malachite, homogénéiser.
- Rincer à l'eau du robinet.
- Laisse la lame sécher à température ambiante.
- Lecture sous microscope optique à l'objectif ×100 avec huile à immersion.

**Observation**

La contre- coloration permettra de différencier les levures qui se colorent en vert alors que les Cryptosporidies (3 à 5 $\mu$ m) prennent une teinte qui varie du rose pâle au rouge vermillon, faisant apparaître quatre sporozoïtes en forme de croissant autour d'une zone claire plutôt centrale.

## 1. Résultats

Résultats de l'étude rétrospective de la Toxoplasmose chez quatre-cent (400) femmes enceintes analysées au niveau du laboratoire de parasitologie et de mycologie du CHU Nedir Mohammed Tizi-Ouzou de 2021 au mois de juin 2023, ainsi les résultats de l'étude des protozoaires zoonotiques intestinales chez quarante-quatre femmes enceintes hospitalisées au niveau du EHS Sbihi Tassadit au sein des service de gynécologie et des grossesses à haut-risques récupérées et analysées au niveau du laboratoire de parasitologie du CHU Nedir Mohammed Tizi-Ouzou et de L'ENSV.

### 1.1. Analyse sérologique de la Toxoplasmose

Le test Aragen-Elisa-ANTI-TOXO-M et ANTI-TOXO-G est l'examen sérologique sanguin que nous avons utilisé sur nos 400 échantillons. Cette analyse nous a permis d'identifier les femmes séropositives et les séronégatives.

#### 1.1.1. Selon les résultats sérologiques

Soixante-quatorze pourcents (n=297) des femmes enceintes séronégatives à la Toxoplasmose dont IgM et IgG inférieure à 0,19. Et seulement 26% (n=103) des femmes enceintes sont immunisés dont IgM inférieure à 0,19 et IgG supérieure à 0,19. Cependant, nous n'avons pas trouvé des cas où les IgM+/IgG- et IgM-/IgG+ (Fig. 48).

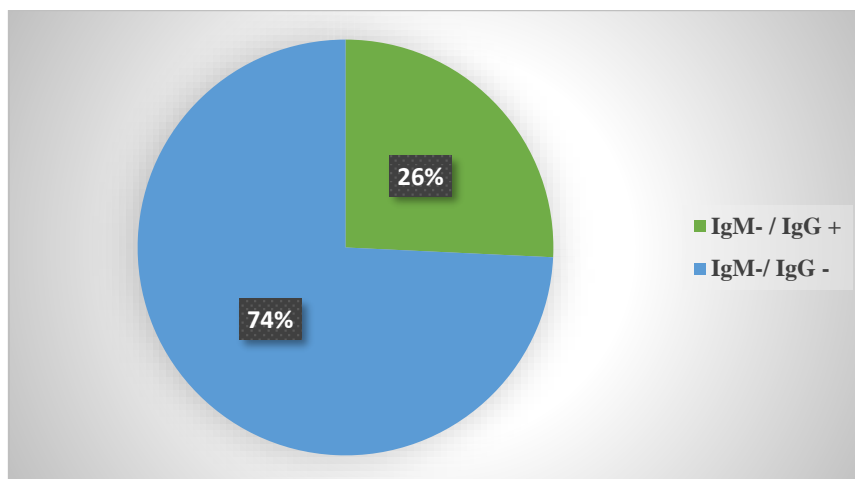


Figure 48 : La répartition des femmes enceintes selon les résultats sérologiques.

### 1.2. Les résultats d'analyses sur protozoaires zoonotiques intestinaux « *Blastocystis spp.*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.* »

Plusieurs analyses sont effectuées sur des échantillons de matières fécales de femmes enceintes (voir figure N° 49), ce qui nous a permis d'avoir plusieurs résultats.

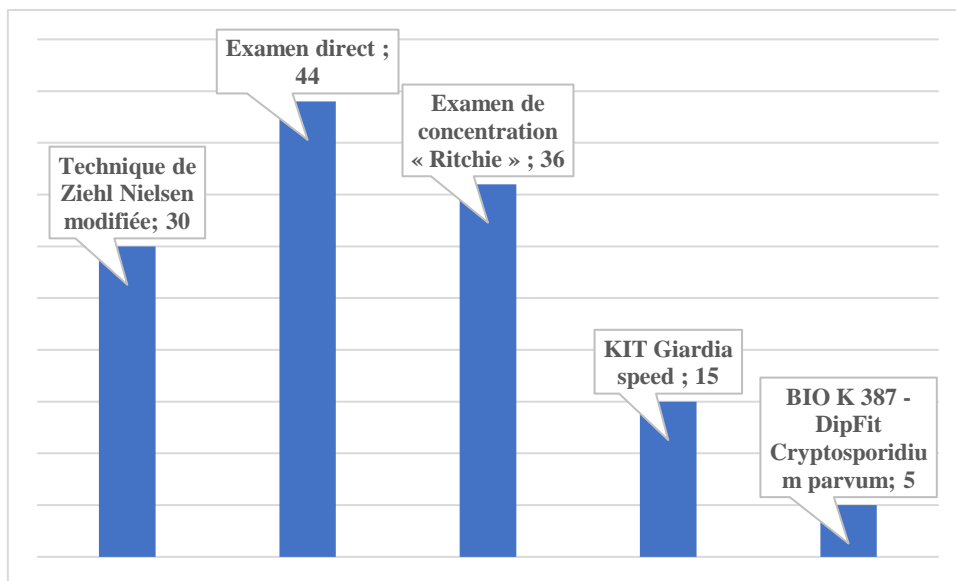


Figure 49 : Les tests d’analyses effectués sur nos échantillons.

### 1.2.1. Selon les résultats

Sur nos 44 échantillons, 70% (n= 31) étaient négatifs (absences d’éléments parasitaires), contrairement à 30% (n= 13) (Fig.50) ou nous avons trouvé une ou deux espèces de parasites. 19% de femmes enceintes étaient infectées par le *Blastocystis spp.* et 4% avec *Giardia intestinalis* ( Fig. 51).

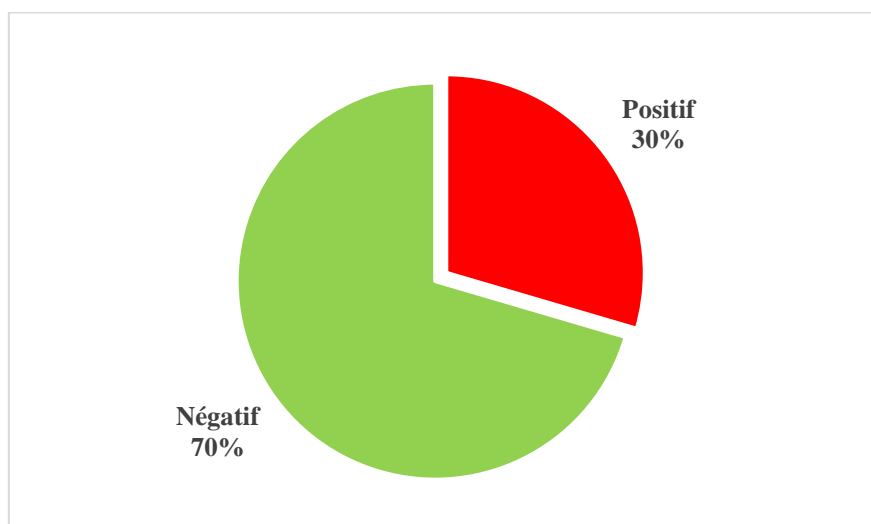
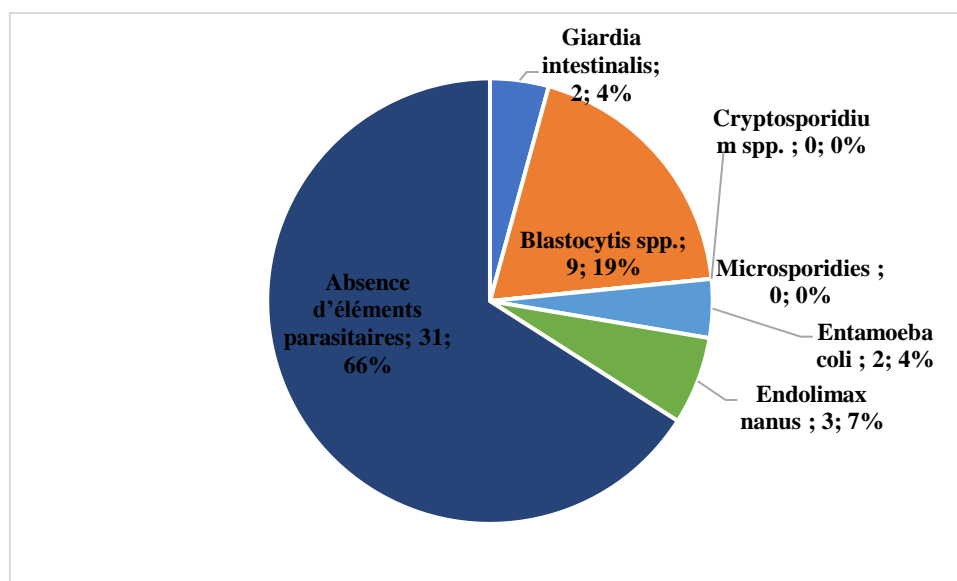


Figure 50 : Répartition des femmes enceintes selon le résultat d’analyse (Absence ou présence d’éléments parasitaires).



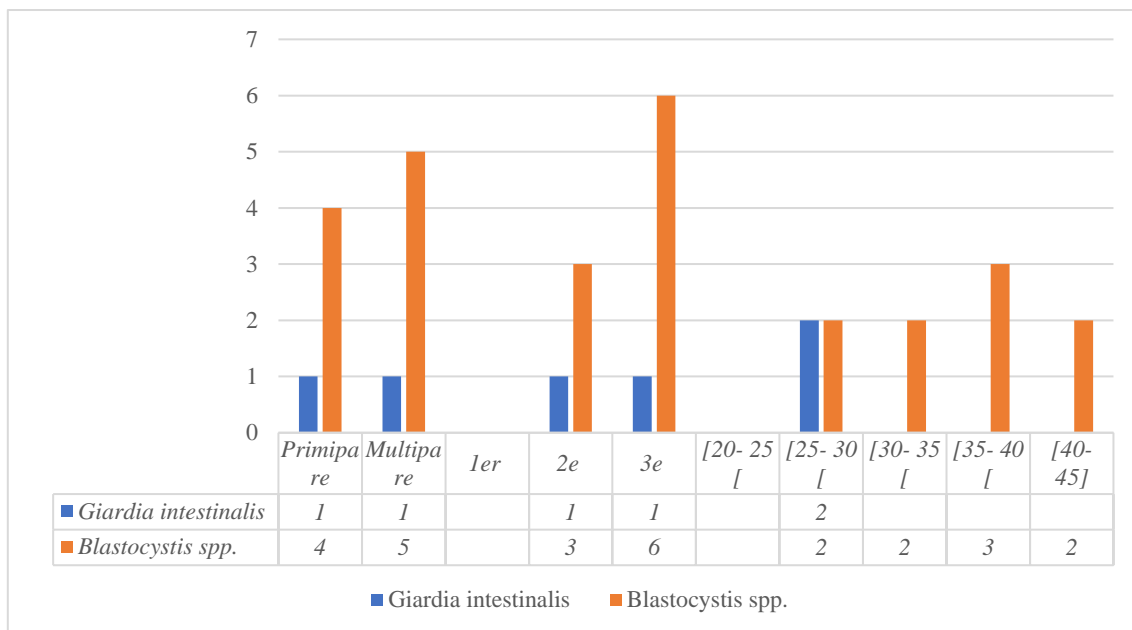
**Figure 51** : Les résultats trouver en microscopies.

### 1.2.2. Classification des femmes enceintes dans le cas de *G. intestinalis* et *Blastocystis spp.* Positif selon l'âge, la parité et le trimestre de grossesse

La répartition des femmes enceintes en fonction de la présence de *Giardia intestinalis* et de *Blastocystis spp.* varie en fonction de l'âge des patientes, de leur parité et du trimestre de grossesse (Fig. 52). Nous avons constaté que 100 % des cas positifs pour la giardiase se situaient dans la tranche d'âge de [25-30 ans], tandis que les cas de blastocystose étaient répartis dans différentes tranches d'âge allant de [25 à 45 ans].

En ce qui concerne la parité, nous avons observé que 50 % des femmes positives à la giardiase étaient primipares, et 50 % étaient pluripares. Pour la blastocystose, les chiffres étaient de 44,4 % pour les primipares, tandis que 55,6 % pour les pluripares.

En ce qui concerne le trimestre de grossesse, nous avons constaté que 50 % des patientes atteintes de giardiase étaient au deuxième trimestre de grossesse, et 50 % étaient au troisième trimestre. En ce qui concerne la blastocystose, 33,33 % des cas se trouvaient au deuxième trimestre, tandis que 66,67 % étaient au troisième trimestre.



**Figure 52 :** Classification des femmes enceintes dans le cas de *G. intestinalis* et *Blastocystis spp.* positif selon l’âge, la parité et le trimestre de grossesse.

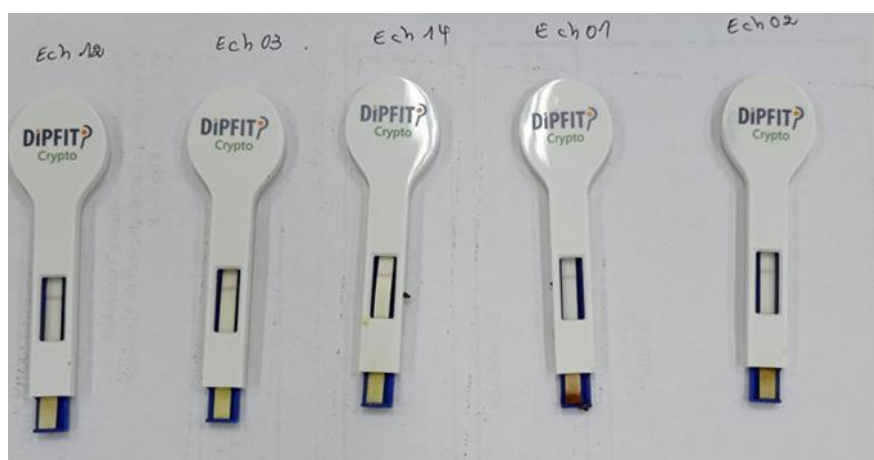
**1.3. Les résultats des tests rapides pour les matières fécales**

**1.3.1. Speed Giardia TM**

Le test était réalisé sur quinze échantillons, et lors de la lecture de la bandelette, les quinze tests sont négatifs, ce qui nous a permis de confirmer l’absence de *Giardia intestinalis* chez ces patientes.

**1.3.2. BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum***

Le test était réalisé sur cinq échantillons, et lors de la lecture de la bandelette qui se trouve sur le dispositif, les cinq tests sont négatifs, ce qui nous a permis de confirmer l’absence de *Cryptosporidium parvum* chez ces patientes (Fig.53).



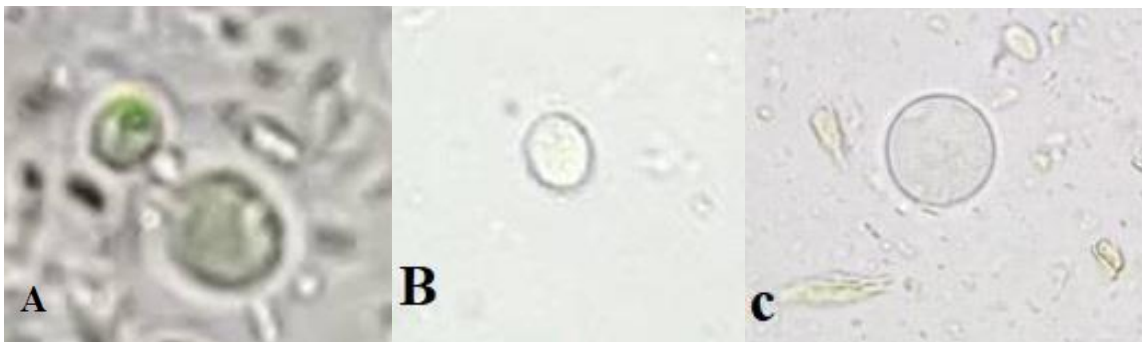
**Figure 53 :** Les résultats du test BIO K 387 - DipFit *Cryptosporidium parvum* (Originale, 2023)

#### 1.4. Les résultats des examens coprologiques (microscopies)

L'examen coprologique nous permet de différencier entre les parasites et les non parasites, nous avons réalisé trois examens :

##### 1.4.1. Examen direct

L'examen direct est réalisé sur la totalité des échantillons (n=44). Nous avons observé quatre espèces dans différents échantillons (*Blastocystis spp.* ; *Endolimax nanus* ; *Entamoeba coli* et *Giardia intestinalis*) (Fig. 54.A, B, C).

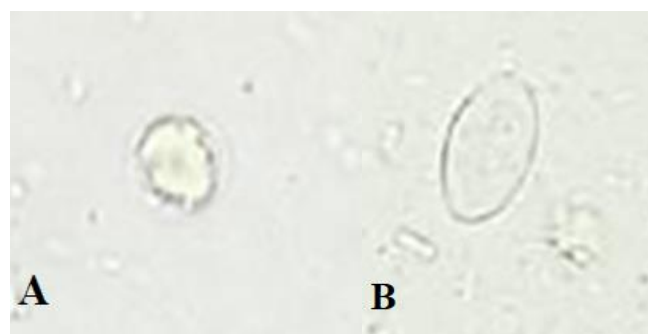


**Figure 54** : Le résultat de l'examen direct (Originale, 2023)

**A.** *Blastocystis spp.* forme vacuolaire après l'examen direct vu sous microscope optique Objectif  $\times 40$ . **B.** *Endolimax nanus* après l'examen direct vu sous microscope optique Objectif  $\times 40$ . **C.** *Entamoeba coli* après l'examen direct vu sous microscope optique Objectif  $\times 40$ .

##### 1.4.2. Examen de concentration « Ritchie »

L'examen de concentration nous a permis de bien visualisé le kyste de *Giardia intestinalis*.



**Figure 55** : Le résultat de l'examen de concentration « Ritchie » (Originale, 2023)

**A.** *Blastocystis spp.* forme vacuolaire après l'examen de concentration vu sous microscope optique Objectif  $\times 40$ . **B.** *Giardia intestinalis* après l'examen de concentration vu sous microscope optique Objectif  $\times 40$ .

### 1.4.3. Technique de coloration permanente d'Henriksen et Pohlenz pour la recherche de *Cryptosporidium*

Trente échantillons ont été analysés par la technique de Ziehl Nielsen modifiée, les résultats microscopiques ont montré que les 30 échantillons étaient négatifs, ce qui signifie l'absence de *Cryptosporidium spp.* Chez ces patientes.

## 2. Discussion

Notre étude sur 400 femmes enceintes âgées de 20 à 45 ans d'où les anticorps IgG *Toxoplasma gondii* ont été retrouvés chez 103 patientes. Nos résultats sont semblables à ceux obtenus par De Tové et ses collaborateurs en 2018 sur une étude réalisée sur 399 gestantes âgées de 15 à 47 ans d'où les anticorps IgG anti *Toxoplasma gondii* ont été retrouvés chez 144 patientes.

D'après les données obtenues par Saidani et Belkacem en 2015, les tests sérologiques réalisés sur un groupe de 400 patientes ont identifié 138 cas de séropositivité, ce qui équivaut à une prévalence de 34,5%. Ces résultats présentent des similitudes avec nos propres observations, où il a été constaté que 74% (soit 297 patientes) des femmes enceintes étaient négatives pour la toxoplasmose, tandis que seulement 26% (soit 103 patientes) étaient séropositives.

Dans notre étude réalisée sur 44 femmes enceintes hospitalisées 30% étaient contaminées par des parasites avec une prévalence de 19% pour les *Blastocystis spp.* qui se rapproche des résultats obtenus de l'étude réalisée par Bachi et al. (2022), 15% des échantillons étaient positifs avec une prévalence de 7,38% pour le *Blastocystis spp.*

D'après Rasambainarivo (2013), *Cryptosporidium* et *Giardia* ont été détectés avec une prévalence estimée à 22,9 % et 13,6 % respectivement chez les humains contrairement aux résultats obtenus de notre étude, la prévalence estimée à 0% et 4% respectivement chez la femme enceinte.

Selon l'étude menée par Guyot et al. en 2012, 407 cas de cryptosporidiose ont été signalés dans le réseau, et 364 échantillons ont été collectés. Parmi les cas déclarés, 74 étaient des enfants âgés de moins de quatre ans (18,2 %), 157 étaient des patients infectés par le VIH (38,6 %) et 114 étaient des patients immunocompétents (28 %). Il est intéressant de noter qu'aucun cas de cryptosporidiose n'a été signalé chez les femmes enceintes, ce qui correspond à notre propre étude menée sur 44 femmes enceintes, où aucun cas positif de cryptosporidiose n'a été observé.

Selon l'étude menée par Miné et Rosa en 2008 sur les Blastocystis, tous les cas, soit 100 % des cas (n=23), étaient positifs, ce qui diffère considérablement de nos résultats, où seulement 19 % des cas étaient positifs (n=9).

Notre travail porte sur l'étude de certains protozoaires zoonotiques sanguins et intestinaux dont *Toxoplasma gondii* comme un protozoaire sanguin et *Blastocystis spp.*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.*, microsporidies comme protozoaires intestinaux.

La toxoplasmose reste une maladie particulièrement grave pendant la grossesse, nécessitant la mise en place d'un programme de prévention basé sur la surveillance sérologique des femmes enceintes à haut risque et la sensibilisation au respect des règles d'hygiène et diététiques.

Dans cet optique, nous avons réalisé une étude rétrospective sur des données d'analyse de Toxoplasmose chez les femmes enceintes récoltés au niveau du laboratoire de parasitologie du CHU Nedir Mohammed Tizi-Ouzou de 2021 jusqu'au mois de juin 2023.

Durant cette analyse, nos résultats montrent que 74% des femmes enceintes séronégatives à la Toxoplasmose dont IgM et IgG inférieure à 0,19. Et seulement 26% des femmes enceintes sont immunisés dont IgM inférieure à 0,19 et IgG supérieure à 0,19. Cependant, nous n'avons pas trouvé des cas où les IgM+/IgG- et IgM-/IgG+.

L'analyse coprologique porte sur la collecte de matières fécales chez les femmes enceintes hospitalisées au niveau de l'EHS Sbihi Tassadit dans les services de gynécologie et de GHR, Après avoir effectué plusieurs analyses (examen direct, examen de concentration « Ritchie » technique de Ziehl Nielsen modifiée, et deux kits de diagnostic rapide pour *Giardia intestinalis* et *Cryptosporidium spp.* Les résultats obtenus sont les suivants : 70% des patientes étaient négatifs (absences d'éléments parasitaires), et 30% femmes enceintes souffrent d'une parasitose dont 19% étaient infectées par le *Blastocystis spp.* et 4% avec *Giardia intestinalis*.

**Annexe 1 :** Correspondance pratique entre mois de grossesse et semaines d'aménorrhée  
(BELAMARI, 2005)

Mois	Semaines d'aménorrhée	Semaine de grossesse
1	6	4
2	10	8
3	15	13
4	19	17
5	24	22
6	28	26
7	32	30
8	36	34
9	41	39

**Annexe 2 :** Traitement des protozoaires intestinaux (GETAZ et al., 2007)

Protozoaires	Traitement	Posologie
<b>Flagellés</b>		
<b>Giardia lamblia</b>	Métronidazole ou Ornidazole	250 mg 3 x/j - 5 j 500 mg 2 x/j - 5 j
<b>Dientamoeba fragilis</b>	Paromomycine ou Métronidazole	25-35 mg/kg/j en 3 doses - 7 j 500-750 mg 3 x/j - 10 j
<b>Amibes</b>		
<b>Entamoeba histolytica :</b>	Métronidazole	750 mg 3 x/j 7-10 j
- <b>Symptomatique :</b>	ou Ornidazole puis Paromomycine	500 mg 2 x/j - 5 j 25-35 mg/kg/j en 3 doses - 7 j
- <b>Asymptomatique :</b>	Métronidazole ou Ornidazole	2 g dose unique

## Annexes

	puis Paromomycine	500 mg 2 x/j - 5 j 25-35 mg/kg/j en 3 doses - 7 j
Blastocystis hominis	Métronidazole	500-750 mg 3 x/j - 10 j
<b>Ciliés</b>		
Balantidium coli	Tétracycline ou Métronidazole	500 mg 4 x/j - 10 j 750 mg 3 x/j - 5 j
<b>Coccidies</b>		
Cryptosporidium parvum	Pas de traitement	
Isospora belli		
- Immunocompétent	Cotrimoxazole	160/800 2 x/j - 10 j
- Immunosupprimé	Cotrimoxazole	160/800 4 x/j - 10 j, puis 2 x/j - 21 j, puis 3 x/sem
Cyclospora cayetanensis		
- Immunocompétent	Cotrimoxazole	160/800 2 x/j - 07 j
- immunosupprimé	Cotrimoxazole	160/800 4 x/j - 10 j, puis 2 x/j - 21 j, puis 3 x/sem
Sarcocystis ssp	Pas de traitement	
<b>Microsporidies</b>		
Enterocytozoon bienewisi	Fumagilline	60 mg/j p.o. - 14 j
Encephalitozoon intestinalis	Albendazole	400 mg 2 x/j - 21 j

## Annexe 3: Résultats d'analyse sérologique après spectrophotométrie A. IgM. B. IgG.

Workspace/Method/Sample ID list: 13042023-003.wsp - 13042023-003.mth  
 Date: 2023-04-13  
 Time: 12:23:30 Page 1/1

Username CTS

Attention! The version of the data displayed on this printout isn't saved.

**Measurement parameters**

PR4100  
 Instrument serial number: 1412001723  
 Plate  
 Plate Description: [COR966 half area UV transparent] - Corning 96 Flat clear  
 Part of Plate  
 Range: A1:H12  
 Absorbance  
 Measurement wavelength: 450 nm  
 Label: Label1  
 Date: 2023-04-13, Time: 12:23:09

**Raw data**

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	2.385	0.0604	0.0001	0.0002	0.0002	0.0002	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
B	0.0634	0.0579	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	0	-0.0001	-0.0001	0	0
C	0.0617	0.0611	0.0001	0	0	0.0001	0.0001	0	0	0	0	0.0001
D	0.0349	0.0614	-0.0002	-0.0002	-0.0002	-0.0002	-0.0002	-0.0003	-0.0003	-0.0003	-0.0002	-0.0002
E	0.0777	0.055	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
F	0.0488	0.0477	0	-0.0001	-0.0001	0	-0.0001	-0.0001	0	0	0	0
G	0.0858	0.0523	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.0001
H	0.0847	0.0447	-0.0002	-0.0002	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	0	-0.0001	0	0

Magellan for PR4100 V 7.0

Workspace/Method/Sample ID list: 13042023-004.wsp - 13042023-004.mth  
 Date: 2023-04-13  
 Time: 12:24:38 Page 1/1

Username CTS

Attention! The version of the data displayed on this printout isn't saved.

**Measurement parameters**

PR4100  
 Instrument serial number: 1412001723  
 Plate  
 Plate Description: [COR966 half area UV transparent] - Corning 96 Flat clear  
 Part of Plate  
 Range: A1:H12  
 Absorbance  
 Measurement wavelength: 450 nm  
 Label: Label1  
 Date: 2023-04-13, Time: 12:24:17

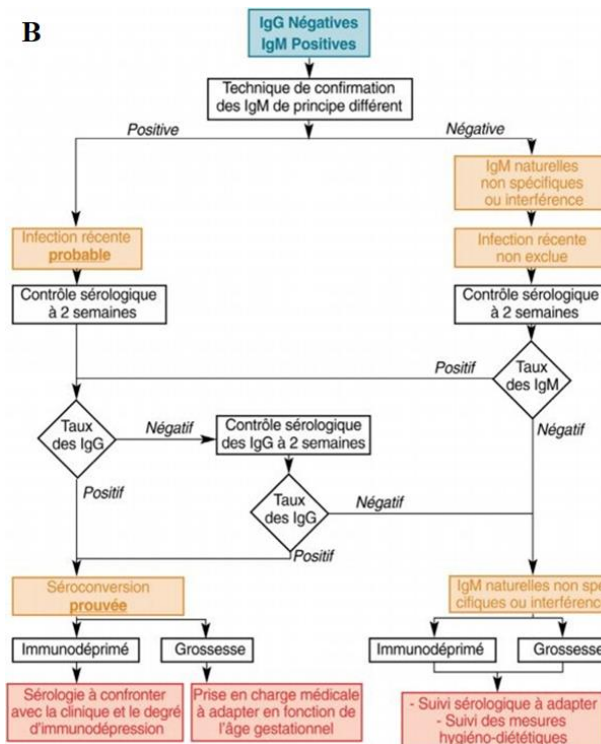
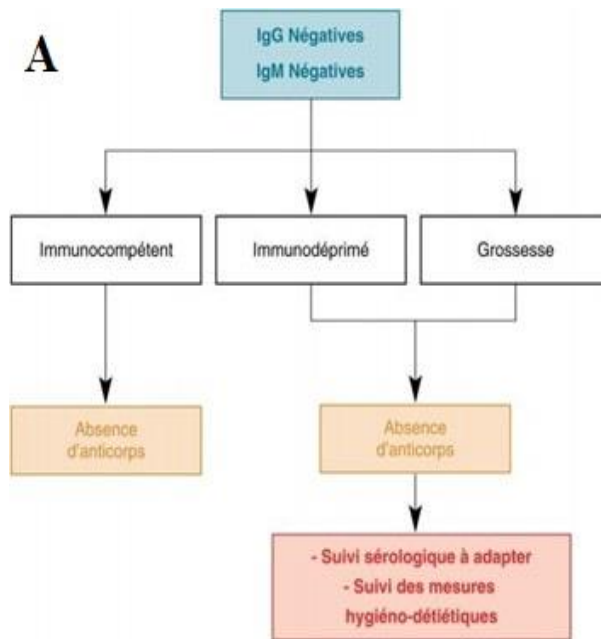
**Raw data**

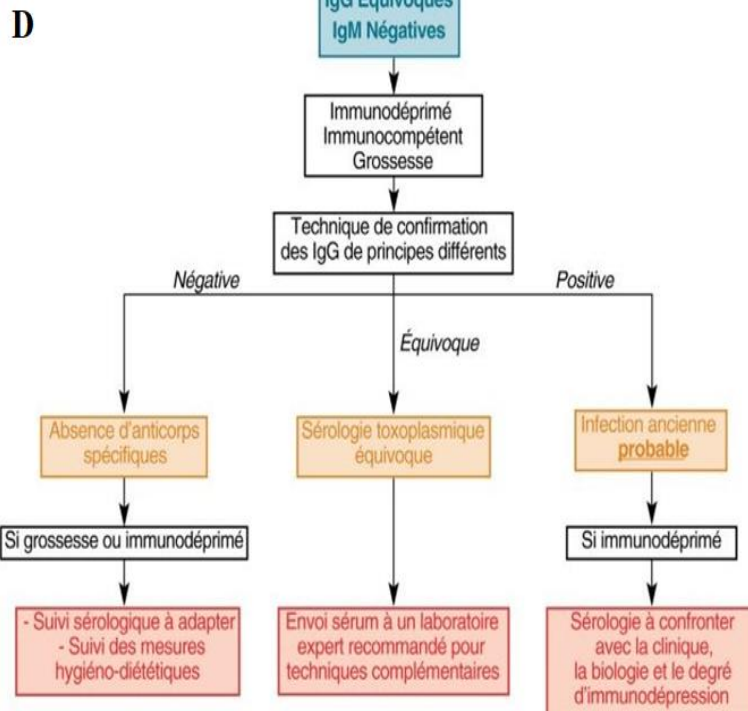
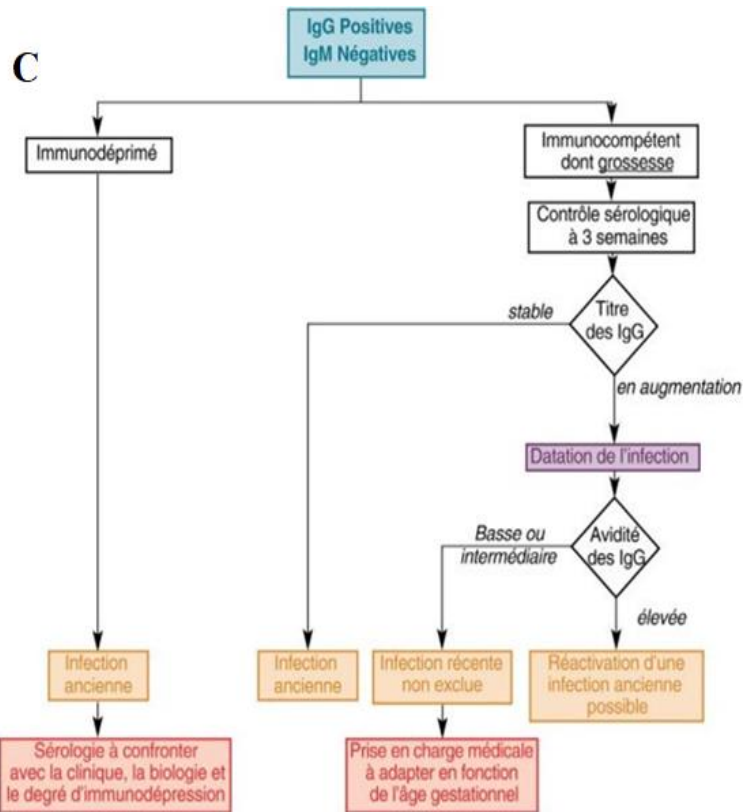
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	2.6757	0.0589	0.0002	0.0002	0.0001	0.0001	0.0002	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
B	0.057	0.0563	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
C	0.0565	0.0576	0.0002	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0	0
D	0.0339	2.2213	-0.0001	-0.0001	-0.0002	-0.0001	-0.0001	-0.0002	-0.0001	-0.0001	-0.0002	-0.0001
E	0.1118	0.0861	0.0001	0.0001	0	0	0	0	0	0	0	0
F	0.0487	0.0499	0.0001	0	0	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0
G	0.0454	0.0438	0.0001	0	0	-0.0001	0	0	0	0	0	0
H	0.0461	0.1938	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	-0.0001	0	0	-0.0001	-0.0001

Magellan for PR4100 V 7.0

## Annexe 4 : Interprétation et conduite à tenir face aux différents résultats sérologiques (Manus, 2018)

- A.** Interprétation et conduite à tenir face à une sérologie de toxoplasmose avec des IgM et des IgG négatives.  
**B.** Interprétation et conduite à tenir face à une sérologie de toxoplasmose avec des IgG négatives et des IgM positives.  
**C.** Interprétation et conduite à tenir face à une sérologie de toxoplasmose avec des IgG positives et des IgM négatives.  
**D.** Interprétation et conduite à tenir face à une sérologie de toxoplasmose avec des IgG équivoques et des IgM négatives.





## Références bibliographiques

- 1- Abdelmalek, R., Anane, S., Chabchoub, N., Essid, R., Aoun, K., Chaabéne, T. B., & Bouratbine, A. (2011). Co-infection par des microsporidies et des cryptosporidies chez un nouveau-né infecté par le VIH. *Archives de Pédiatrie*, 18(5), 562-564.
- 2- Accoceberry, I., & d'Almeida-Fourquet, M. (2012). Diagnostic des microsporidioses intestinales. *Revue Francophone des Laboratoires*, (440), 27-34.
- 3- Anane, S., & Attouchi, H. (2010). Microsporidiosis: epidemiology, clinical data and therapy. *Gastroenterologie clinique et biologique*, 34(8-9), 450-464.
- 4- Ake-Canche, B., Rodriguez-Bataz, E., Esquivel-Piña, J. Y., Tolentino-Loreto, A., Arroyo-Escalante, S., Martínez-Ocaña, J., ... & Martinez, A. (2022). Can the genetic variability of *Blastocystis* sp. be associated with the climatic region of its human carriers?. *Infection, Genetics and Evolution*, 106, 105383.
- 5- Aplogan A, Schneider D, Dyck J.L, Berger J. Parasitoses digestives chez le jeune enfant en milieu extrahospitalier tropical. *Ann Pédiatr* 1990 ; 37 : 677-681.
- 6- Atakorah, E. A., Afranie, B. O., Addy, K. D., Sarfo, A. D., & Okyere, B. A. (2022). Assessment of intestinal and blood protozoan infections among pregnant women visiting ante-natal care at Tafo Hospital, Ghana. *Heliyon*, 8(8), e09968.
- 7- Bachi, F., Abidat, F., Ghaffor, Y., Bellili, S., Goura, S., & Belmadani, S. A. (2022). Caractérisation moléculaire de souches algériennes de *Blastocystis* sp. *Médecine Tropicale et Santé Internationale*, 2(1).
- 8- Belkacem, L., & Saïdani, S. (2015). La séroprévalence de la toxoplasmose chez le sujet féminin, à partir de 18 ans dans la wilaya de Tizi-Ouzou. Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri. Algérie.
- 9- Belkessa, S. (2021). *Giardia intestinalis*: Prévalence et caractérisation moléculaire à partir de populations infantiles et adultes dans deux régions différentes de l'Algérie. Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.
- 10- Buxeraud, J., & Faure, S. (2016). Les macrolides et les cyclines. *Actualités Pharmaceutiques*, 55(558), 7–12.
- 11- Cian, A. (2016). Epidémiologie, circulation, colonisation du parasite entérique unicellulaire *Blastocystis* sp.
- 12- Cian, A., El Safadi, D., Osman, M., Moriniere, R., Gantois, N., Benamrouz-Vanneste, S., ... & Viscogliosi, E. (2017). Molecular epidemiology of *Blastocystis* sp. in various animal groups from two French zoos and evaluation of potential zoonotic risk. *PloS one*, 12(1), e0169659.

## Références bibliographiques

- 13- Coudert, P., & Dreyfuss, G. (2010). Les protistes digestifs parasites de l'homme. *Actualités pharmaceutiques*, 500(49), 17.
- 14- Coyle, C. M., Varughese, J., Weiss, L. M., & Tanowitz, H. B. (2012). Blastocystis: to treat or not to treat.... *Clinical infectious diseases*, 54(1), 105-110.
- 15- De Lorgeril, M. (2011). Infection à *Blastocystis hominis* : épidémiologie, physiopathologie, contrôle (Doctoral dissertation, Université De Limoges).
- 16- Deluol, A. M. (1997). Diagnostic biologique des microsporidies intestinales. *Revue Française des Laboratoires*, (294), 59-61.
- 17- Desportes-Livage, I., & Datry, A. (2005). Infections à microsporidies, Isospora et Sarcocystis. *EMC-Maladies infectieuses*, 2(4), 178-196.
- 18- De Tové, Y. S. S., Hounto, A. O., Vodouhe, M. V., d'Oliveira, A., Affolabi, D., Barikissou, D. G., ... & Kinde-Gazard, D. (2018). Séroprévalence et facteurs associés à la toxoplasmose chez la femme enceinte en milieu rural au Bénin. *Pan African Medical Journal*, 29(1), 1-8.
- 19- Didier, E. S., Maddry, J. A., Brindley, P. J., Stovall, M. E., & Didier, P. J. (2005). Therapeutic strategies for human microsporidia infections. *Expert Review of Anti-Infective Therapy*, 3(3), 419-434.
- 20- Dossou-Yovo, L.G., Zodome, P., Atchade, S.P., Bankole, H., & Dougnon, V. (2017). *Coprologie parasitaire chez les femmes enceintes consultées à la maternité d'Allada de juillet à aout 2017*. EPAC/UAC.
- 21- Dumas, P. N., Le Guenno, B., Digoutte, J. P., & Seguela, J. P. (1990). Toxoplasmosis in the Republic of Senegal. Sero-epidemiological survey. *Bulletin de la Societe de Pathologie Exotique*, 83(2), 283-285.
- 22- Dumortier, D. (2015). La microsporidiose intestinale: diagnostics réalisés au laboratoire de Parasitologie-Mycologie de 1994 à 2013 et étude des cas chez les transplantés rénaux du service de Néphrologie du CHU de Rouen.
- 23- El Mansouri, B., Rhajaoui, M., Sebti, F., Amarir, F., Laboudi, M., Bchitou, R., ... & Lyagoubi, M. (2007). Séroprévalence de la toxoplasmose chez la femme enceinte dans la ville de Rabat au Maroc. *Bull Soc Pathol Exot*, 100(4), 289-90.
- 24- Euzéby, J. (2002). Sur l'épidémiologie de la cryptosporidiose humaine. *Bulletin de l'Académie nationale de médecine*, 186(5), 837-850.
- 25- Flori, P., Chene, G., Varlet, M. N., & Tran Manh Sung, R. (2009). Sérologie de la toxoplasmose chez la femme enceinte : caractéristiques et pièges. *Ann Biol Clin*, 67(2), 125-33.

## *Références bibliographiques*

- 26- Gétaz, L., Chappuis, F., & Loutan, L. (2007). Parasitoses intestinales et. *Rev Med Suisse*, 3, 1254-8.
- 27- Ghenghesh, K. S., Ghanghish, K., BenDarif, E. T., Shembesh, K., & Franka, E. (2016). Prevalence of *Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia*, and *Cryptosporidium* spp. in Libya: 2000-2015. *Libyan Journal of Medicine*, 11(1).
- 28- Guiguen, C., Autier, B., Gangneux, J. P., & Chabasse, D. (2021). Coprologie parasitaire: conduite de l'examen et pièges diagnostiques. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2021(529), 32-42.
- 29- Gupte, S. (2010). *The Short Textbook of Medical Microbiology (including parasitology)*. Jaypee Brothers Medical Publishers (P) Ltd.
- 30- Guyot, K., Sarfati, C., & Derouin, F. (2012). Actualités sur l'épidémiologie et le diagnostic de la cryptosporidiose. *Feuillets de biologie*, 53(304), 21-29.
- 31- Hamdy, D. A., Abd El Wahab, W. M., Senosy, S. A., & Mabrouk, A. G. (2020). *Blastocystis* spp. and *Giardia intestinalis* co-infection profile in children suffering from acute diarrhea. *Journal of Parasitic Diseases*, 44, 88-98.
- 32- Hill, D., & Dubey, J. P. (2002). *Toxoplasma gondii* : transmission, diagnosis and prevention. *Clinical microbiology and infection*, 8(10), 634-640.
- 33- Hønsvall, B. K., & Robertson, L. J. (2017). Real-time nucleic acid sequence-based amplification (NASBA) assay targeting MIC1 for detection of *Cryptosporidium parvum* and *Cryptosporidium hominis* oocysts. *Experimental Parasitology*, 172, 61-67.
- 34- Kaparos, N., Favrat, B., & D'Acremont, V. (2014). Fièvre, adénopathie : une situation clinique de toxoplasmose aiguë chez une patiente immunocompétente. *Rev Med Suisse*, 10(452), 6-8.
- 35- Khaled, S. (2021). *Epidémiologie et transmission du parasite entérique Blastocystis sp. En Afrique et au Moyen Orient (Doctoral dissertation, Université de Lille; Université Libanaise)*.
- 36- Kodjikian, L. (2010). Toxoplasmose et grossesse. *Journal Français d'Ophtalmologie*, 33(5), 362-367. doi:10.1016/j.jfo.2010.03.002
- 37- Manus, J. M. (2018). *Parasitologie et mycologie médicales-guide des analyses et des pratiques diagnostiques*. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2018(504), 12.
- 38- Menotti, J., Cassinat, B., Sarfati, C., Liguory, O., Derouin, F., & Molina, J. M. (2003). Development of a real-time PCR assay for quantitative detection of *Encephalitozoon intestinalis* DNA. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(4), 1410-1413.

## Références bibliographiques

- 39- Messerer, L., Bouzbid, S., Gourbdji, E., Mansouri, R., & Bachi, F. (2014). Séroprévalence de la toxoplasmose chez les femmes enceintes dans la wilaya d'Annaba, Algérie. *Revue d'épidémiologie et de santé publique*, 62(2), 160-165.
- 40- Mets, M. B., Holfels, E., Boyer, K. M., Swisher, C. N., Roizen, N., Stein, L., ... & McLEOD, R. I. M. A. (1997). Eye manifestations of congenital toxoplasmosis. *American journal of ophthalmology*, 123(1), 1-16.
- 41- Miné, J. C., & Rosa, J. A. D. (2008). Frequency of *Blastocystis hominis* and other intestinal parasites in stool samples examined at the Parasitology Laboratory of the School of Pharmaceutical Sciences at the São Paulo State University, Araraquara. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 41, 565-569.
- 42- Mirza, H., Wu, Z., Teo, J. D., & Tan, K. S. (2012). Statin pleiotropy prevents rho kinase-mediated intestinal epithelial barrier compromise induced by *Blastocystis* cysteine proteases. *Cellular microbiology*, 14(9), 1474-1484.
- 43- Murat, J. B. (2014). *Etudes biochimiques, structurales et fonctionnelles du complexe MARS de Toxoplasma gondii, une nouvelle cible thérapeutique* (Doctoral dissertation, Université de Grenoble).
- 44- Nicolle, C. & Manceaux, L. (1909). Sur un Protozoaire nouveau du Gondi. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*, 148 : 369-372.
- 45- Paniker, C. J. (2007). *Textbook of medical parasitology* (No. Ed. 6). Jaypee Brothers Medical Publishers (P) Ltd.
- 46- Petithory, J. C., Ardoin-Guidon, F., & Clique, M. T. (1995). Vrais et faux parasites en coprologie microscopique. Bioforma.
- 47- Peyron F, Wallon M, Liou C, Garner P. Treatments for toxoplasmosis in pregnancy. *Cochrane Database of Systematic Reviews* 1999, Issue 3. Art. No.: CD001684. DOI : 10.1002/14651858.CD001684
- 48- Rasambainarivo, F. T. (2013). Prévalence d'excrétion de *Giardia* et *Cryptosporidium* chez les humains, les animaux domestiques et les lémuriers de l'écosystème du Parc National de Ranomafana, Madagascar.
- 49- Ryan, U. M., Feng, Y., Fayer, R., & Xiao, L. (2021). Taxonomy and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* and *Giardia*—a 50 year perspective (1971–2021). *International Journal for Parasitology*, 51(13-14), 1099-1119.
- 50- Rebiai, N., Zaham, T., & Bachene, M. S. (2022). Contribution à une étude épidémiologique de *Giardia intestinalis* (Doctoral dissertation).

## Références bibliographiques

- 51- Robert-Gangneux, F., & Dion, S. (2020). Toxoplasmose de la femme enceinte. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 33(5), 209-220.
- 52- Sawant, M. (2022). Épigénétiques et génétiques de l'infection par *Cryptosporidium* et leurs impacts dans le développement des néoplasies digestives.
- 53- Shiba, K. R., & Shaji Uga, N. K. (1996). *Atlas of Medical Parasitology*. Kobe University School of Medicine Kobe, Japan.
- 54- Simpson, A. G. B., & Roger, A. J. (2004). The real “kingdoms” of eukaryotes. *Current Biology*, 14(17), R693–R696.
- 55- Smith, H. V., Cacciò, S. M., Cook, N., Nichols, R. A. B., & Tait, A. (2007). *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. *Veterinary Parasitology*, 149(1-2), 29–40. doi:10.1016/j.vetpar.2007.07.015
- 56- Strobel, M., Veasna, D., Saykham, M., Wei, Z., Tran, D. S., Valy, K., ... & Dreyfus, G. (2005). La paragonimose pleuropulmonaire. *Médecine et maladies infectieuses*, 35(10), 476-481.
- 57- Su, F. H., Chu, F. Y., Li, C. Y., Tang, H. F., Lin, Y. S., Peng, Y. J., ... & Lee, S. D. (2009). Blastocystis hominis infection in long-term care facilities in Taiwan: prevalence and associated clinical factors. *Parasitology research*, 105, 1007-1013.
- 58- Tan, T. C., & Suresh, K. G. (2006). Amoeboid form of Blastocystis hominis—a detailed ultrastructural insight. *Parasitology Research*, 99(6), 737–742. doi:10.1007/s00436-006-0214-z
- 59- Tan, K. S. (2004). Blastocystis in humans and animals: new insights using modern methodologies. *Veterinary parasitology*, 126(1-2), 121-144.
- 60- Thillement, D. (2015). La contamination parasitaire liée à la consommation de viandes, de poissons et de végétaux dans les pays industrialisés (Doctoral dissertation, Université de Lorraine).
- 61- Thompson, R. A. (2000). Giardiasis as a re-emerging infectious disease and its zoonotic potential. *International journal for parasitology*, 30(12-13), 1259-1267.
- 62- Thompson, RA (2008). Giardiase : concepts modernes en matière de contrôle et de prise en charge. *Annales Nestlé (Ed. française)*, 66 (1), g23-29.
- 63- Villena, I. (2017). *Toxoplasma gondii*. Risques Microbiologiques Alimentaires.
- 64- Villena, I., & Lachaud, L. (2019). Toxoplasmose et grossesse. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2019(509), 52-59.

## *Références bibliographiques*

- 65- Yoshikawa, H., Wu, Z., Howe, J., Hashimoto, T., Geok-Choo, N. G., & Tan, K. S. (2007). Ultrastructural and phylogenetic studies on Blastocystis isolates from cockroaches. *Journal of eukaryotic microbiology*, 54(1), 33-37.
- 66- Ziraoui, M., Bouchekoua, M., Aloui, D., Trabelsi, S., & Khaled, S. (2015). P11 (2): Blastocystis spp. Profil épidémiologique observer à l'hôpital Charles Nicolle De Tunis. *Archives de l'Institut Pasteur de Tunis*, 92(1/2),12.

### **Site web**

- 1- Belamari G. A. (2005). Le suivi sérologique de la toxoplasmose chez la femme enceinte. [https://www.memoireonline.com/11/07/701/m\\_suivi-serologique-toxoplasmose-femme-enceinte.html](https://www.memoireonline.com/11/07/701/m_suivi-serologique-toxoplasmose-femme-enceinte.html) (consulté le 17-06-2023).
- 2- Bouksil S. & Talah H. (2015). La toxoplasmose et le risque d'avortement chez la femme enceinte. <https://www.ummtto.dz/dspace/handle/ummtto/9773> (consulté le 02-05-2023)
- 3- Bourée P. (2013). Maladies parasitaires et grossesse. Unité des Maladies Parasitaires et Tropicales, Institut Fournier, Paris Publié le 06/07/2013 <https://devsante.org/articles/maladies-parasitaires-et-grossesse/> (consulté le 09/06/2023).
- 4- Chelsea M. & William A. P. (2022). <https://www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoaires-extra-intestinaux/toxoplasmose> (consulté le 28-04-2023)
- 5- Chelsea M. & William A. P. (2022). Revue générale des infections intestinales à protozoaires et microsporidies. <https://www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoaires-intestinaux-et-microsporidies/giardiose> (consulté le 28-05-2023).
- 6- Chelsea M. & William A. P. (2022). Revue générale des infections intestinales à protozoaires et microsporidies. [www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoaires-intestinaux-et-microsporidies/criptosporidiose](http://www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoaires-intestinaux-et-microsporidies/criptosporidiose) (Consulté le 20-06-2023).
- 7- Toudert L. & Yosri K. (2015). Contribution à l'étude des parasitoses à transmission hydrique dans la région de Tizi-Ouzou. <https://www.ummtto.dz/dspace/handle/ummtto/9466> (consulté le 01-07-2023).

## Résumé

La présente étude porte sur l'étude d'un protozoaire zoonotique sanguin : *Toxoplasma gondii*. Les données sérologiques de 400 sérums de femmes enceintes de la wilaya de Tizi-Ouzou des années 2021, 2022 et 2023 jusqu'au mois de juin, sont analysées rétrospectivement au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou, 74% (n=297) des femmes enceintes séronégatives à la Toxoplasmose dont IgM et IgG sont négatifs et seulement 26% (n=103) des femmes enceintes sont immunisés dont IgM- /IgG. Par ailleurs, une étude sur les protozoaires zoonotiques intestinaux *Blastocystis spp.*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.* et microsporidies porte sur l'étude de 44 prélèvements récupérés chez les femmes enceintes hospitalisées dans l'Établissement Hautement Spécialisé Sbihi Tassadit, Gynécologie Obstétrique Maternité, service gynécologie et service des grossesses à haut risque de la wilaya de Tizi-Ouzou du mois de mai jusqu'au mois de juin. Ces prélèvements sont analysés au centre hospitalier universitaire Nedir Mohammed de Tizi Ouzou, au laboratoire de parasitologie, ainsi qu'au laboratoire de parasitologie de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger (ENSV). Les résultats obtenus sont 19% (n=9) de *Blastocystis spp.*, 4%(n=2) de *Giardia intestinali*, 0% de *Cryptosporidium spp.* Sans la recherche des microsporidies.

**Mots clés :** femme enceinte, *Toxoplasma gondii*, *Giardia intestinali*, *Cryptosporidium spp.*, *Blastocystis spp.*, protozoaires sanguins, protozoaires intestinaux.

## Abstract

This study focuses on the investigation of a zoonotic blood protozoan: *Toxoplasma gondii*. Serological data from 400 serum samples of pregnant women from the Tizi-Ouzou province for the years 2021, 2022, and 2023 up until June are retrospectively analyzed at the Nedir Mohammed University Hospital in Tizi Ouzou. Among the pregnant women, 74% (n=297) were seronegative for Toxoplasmosis, with both IgM and IgG testing negative, while only 26% (n=103) of pregnant women were immunized with negative IgM/IgG results. Additionally, a study on zoonotic intestinal protozoa including *Blastocystis spp.*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.*, and microsporidia involves the examination of 44 samples collected from pregnant women hospitalized at the Sbihi Tassadit Highly Specialized Establishment, Obstetrics Gynecology Maternity, the gynecology department, and the high-risk pregnancy department of the Tizi-Ouzou province from May to June. These samples are analyzed at the Nedir Mohammed University Hospital in Tizi Ouzou, in the parasitology laboratory, as well as at the parasitology laboratory of the National Higher Veterinary School of Algiers (ENSV). The obtained results show 19% (n=9) for *Blastocystis spp.*, 4% (n=2) for *Giardia intestinalis*, 0% for *Cryptosporidium spp.* without microsporidia investigation.

**Key words :** pregnant woman, *Toxoplasma gondii*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium spp.*, *Blastocystis spp.*, blood protozoa, intestinal protozoa.