



Nsérie :.....

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة الشهيد حمه لخضر الوادي

Université Echahid Hamma Lakhdar – El Oued

كلية العلوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية

Département de Biologie Cellulaire et Moléculaire

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention de diplôme de Master Académique en Sciences

Biologiques

Spécialité: Toxicologie

THEME

L'impact du milieu sur la santé des anoures (*pelophylax saharicus*) dans la région d'El-Oued

Présentées Par:

BELHACENE Hana

KINA Fathi

MESSAI AHMED Ahmed

SOUFI Hanane

Président: TOUMI Ikram M.C.A Université d'El Oued

Examineur: HOUMRI Naoual M.C.A Université d'El Oued

Promotrice: ZAIM Siham M.C.B Université d'El Oued

Remercier

Louange à Dieu, remplissant les cieux, remplissant la terre et remplissant tout ce qu'il veut après, louange et grâce à Dieu, car c'est lui qui nous a éclairés

Il nous a formés et guidés vers ce qui est bon et profitable.

Mes sincères remerciements et ma profonde gratitude au Professeur : "Zaim Siham" qui a accepté de nous encadrer, je la remercie infiniment pour son aide, ses conseils, sa patience et sa sérieuse correction de ce travail.

Nous tenons à remercier les membres du jury qui ont bien voulu consacrer une partie de leur temps à discuter de notre thèse et contribuer à la réussite de cette thème.

Nous remercions également les laboratoires qui ont contribué à ce travail, ONA et Fatilabe.

Et avec appréciation, le chef du laboratoire, "Khanoufah Amar", qui était un modèle et un bon exemple avec sa morale, ses efforts, ses conseils et ses directives, que Dieu le garde comme un atout pour nous et notre université, confirmant sa parole , que la prière et la paix de Dieu soient sur lui : "Celui qui ne remercie pas les gens ne remercie pas Dieu." Que Dieu vous récompense avec la meilleure récompens.



إهداء

أولا وقبل كل شيء الحمد لله الرحمن الرحيم الذي أنار صوتي في العلم والمعرفة

أهدي هذه الرسالة ، ثمرة بحث ودراسة

لبطلا في حياتي والذي العزيز "عثمان" الذي رباني جيداً ودفعني لأصبح ما أنا عليه والذي يمكن أن أفخر به ويجد هنا نتيجة سنوات طويلة من التضحية والحرمان لمساعدتي على التحرك إلى الأمام في

الحياة. وحده الله يجازيك بكل ما فعلته لنا. حفظك الله ورعاك

إلى المرأة التي تم حفر حبها في أعماقي منذ ولادتي ، إلى والدتي "سلطان صليحة" مصدر الحب في عائلتنا التي عملت من أجل نجاحي من خلال حبها ، ودعمها . أشرك على شجاعتك الطيبة عليّ ،

ويحفظك الله لنا يا أمي الحبيبة

إلى زوجي محمد الأمين ... أروع من جسد الحب بكل معانيه ... فكان السند والعطاء... قدم لي الكثير في

صور من صبر وأمل ومحبة، لن أقول شكرا بل سأعيش الشكر معك دائما

إلى الذين ظفرت بهم هدية من الأقدار أخوة فعرفوا معنى الأخوة ، إخوتي الأحباء: صحراوي ، إبراهيم

،جلول ،الطاهر ،يعقوب

إلى أخواتي العزيزات : وسيلة ، آسيا

أقدم إهداء خاص إلى براعم العائلة : عبد المالك ، إياد، شعيب ، ياسمين ،سيلين

لجميع الأعداء ، القريبين من قلبي ، ولكل من يحبونني والذين يودون مشاركة فرحتي

هناء



إهداء

أولا نحمد الله عز وجل الذي وفقنا في إتمام هذا البحث العلمي والذي ألهمنا الصحة والعافية والعزيمة
فالحمد لله حمد كثيرا أما بعد اهدي عملي هذا
إلى من علمني العطاء والقوة والى من احمل اسمه بكل افتخار وأرجو من الله أن يمد في عمرك لتتري
ثمارا قد حان اقتطافها بعد طول انتظار " والدي العزيز سوفي هود "أدامك الله ذخرا لنا
والى ملاكي في الحياة ومعنى الحب والحنان والى بسمة الحياة وسر الوجود والى مصدر قوتي وصبري
ودعمي الي من كان دعائها سر نجاحي أغلى الحبايب "والدتي الغالية بيات نزيهة " حفظك الله ورعاك لنا
والى من له الفضل الكبير في تشجيعي وتحفيزي واجتهادي والى من بهم اكبر اكتسب قوتي وعليهم اعتمد
والى من عرفت بهم معنى الحياة " أخواتي الحبيبات سارة ووهيبة وأخي العزيز محمد "
الى كل من ساعدني بكلماته ودعائه من العائلة الكريمة "عائلة سوفي وعائلة بيات "
والى من تحلت بالإخاء وتميزت بالوفاء إلى من برفقتها في دروب الحياة السعيدة والحزينة سرت والى من
كانت معي في طريق النجاح والخير " صديقتي الغالية هناء "
أخيرا بتوفيق من الله وبدعاء من الأم لم يبق سوى خطوات قليلة لإنهاء مسيرتي الدراسية شكرا لكل من مد
لي يد العون جعلها الله في ميزان حسناتكم

حنان



إهداء

بسم الله الرحمن الرحيم << قل اعملوا فسيرى الله عملكم ورسوله و المؤمنين >>
إلهي , لا يطيب الليل إلا بشكرك و لا يطيب النهار إلا بطاعتك و لا تطيب اللحظات إلا بذكرك.
إلى من بلغ الرسالة و أدى الأمانة ... ونصح الأمة ... إلى نبي الرحمة ونور العالمين
<< سيدنا محمد صلى الله عليه و سلم >>
إلى من كلله الله بالهيبة و الوقار .. إلى من علمني العطاء بدون إنتظار .. إلى من أحمل إسمه بكل
إفتخار .. أرجو الله أن يرحمك و يتقبلك من الشهداء و ستبقى كلماتك نجوم أهندي بها اليوم و في الغد و
إلى الأبد...
والدي العزيز – رحمه الله
إلى ملاكي في الحياة .. إلى معنى الحب و الحنان و التفاني .. إلى بسمه الحياة و سر الوجود
إلى من كان دعائها ناجحي وحنانها بلسم جراحي إلى أغلى الحبايب
أمي الحبيبة
حب الأخوة مختلف يفوق إتساع المدى هم الأعلى و الأبقى و الأفضل
اللهم إخوتي اللهم سندي
أخواتي دمت لي شيئاً جميلاً لا ينتهي و لا يغيب هم قلبي و جزء من روحي فأحفظهم لي يا الله
إلى كتاكيت العائلة و كل أفراد عائلتي زوجات إخوتي و أزواج أخواتي حفظهم الله
إلى كل أصدقائي الذين شاركوني فرحتي و شاركوا معي هذا العمل وخاصة رفيق الدرب و الدراسة "كينة
فتحي"

أحمد



إهداء

بسم الله الرحمن الرحيم <قل اعملوا فسيرى الله عملكم ورسوله و المؤمنون>

الهي , لا يطيب الليل الا بشكرك و لا يطيب النهار الا بطاعتك و لا تطيب اللحظات الا بذكرك

الا من بلغ الرسالة و ادى الامانة ... ونصح الامة ... الى نبي الرحمة ونور العالمين

<<سيدنا محمد صلى الله عليه و سلم>>

إلى من أفضّلها على نفسي، ولمّ لا؛ فلقد ضحّت من أجلي ولم تدّخر جهدًا في سبيل إسعادي على الدّوام
(أمّي الحبيبة) .

نسير في دروب الحياة، ويبقى من يُسيطر على أذهاننا في كل مسلك نسلكه صاحب الوجه الطيب،
والأفعال الحسنة. فلم يبخل عليّ طيلة حياته (والدي العزيز) .

إلى اخواتي اشقائي وأصدقائي خاصة رفيق الدرب والدراسة اخي (مسعي احمد)، وجميع من وقفوا
بجواني وساعدوني بكل ما يملكون، وفي أصعدة كثيرة أقدم لكم هذا البحث، وأتمنّى أن يحوز على
رضاكم.

فتحي

Résumé

Notre travail est basé sur l'évaluation de la prévalence et la densité des hémoparasites ainsi que le diagnostic de l'infection hépatique chez 60 grenouilles vertes de l'Afrique du Nord (*Pelophylax saharicus*) de la famille des Ranidae collectées sur deux sites dans la région d'El Oued : site agricole de Sidi Mestour et site naturel situé à l'université d'El Oued.

Notre étude est consacrée ainsi à l'analyse comparative des préférences écologiques des individus de l'espèce d'anoure *Pelophylax saharicus*. Elle est basée sur un échantillonnage quantitatif des spécimens dans deux sites différents ayant des caractéristiques abiotiques différentes.

Nous avons analysé les paramètres physico-chimiques de l'eau des deux mares au niveau de l'unité l'ONA.

Les parasites et les anomalies tissulaires sont identifiés dans le laboratoire de toxicologie de l'université d'El Oued par diverses méthodes, notamment la microscopie (état frais, après coloration et coupes histologiques), l'observation des caractéristiques morphologiques des parasites sont illustrée par plusieurs figures.

Ces grenouilles se sont révélées infectées et porteurs d'au moins d'un hémoparasite: 42 soit (70%) des 60 individus de *Pelophylax saharicus* sont infectés avec par ordre de fréquences *Plasmodium* (62% des 42 grenouilles), notons que le site de Sidi Mestour présente 51% du total du parasite de *Plasmodium* alors que le site naturel de l'université compte que 11% du total, *microfilaires* dévoile (8%), le site agricole de Sidi Mestour compte 5% tandis que le site naturel situé à l'université ne présente que 3%.

Pour analyser ces observations, une étude comparative a été réalisée, nous avons discernés l'interaction de la variable environnementale : site de capture.

Il est clair que certaines infections et certains parasites contaminent préférentiellement certains individus : les individus abritant le site agricole à Sidi Mestour présentent des prévalences et des densités hémoparasitaires significativement plus élevées comparant à ceux abritant le site naturel de l'université.

L'analyse hydraulique des deux sites montre que la mare (milieu de reproduction) de Sidi Mestour présente un taux de pollution de l'eau très élevé comparant à celui de l'université.

L'ensemble de ces observations nous permet de mieux comprendre l'interaction grenouille /infection et grenouille / milieu de reproduction et soulève de nombreuses questions sur l'impact des produits toxiques sur le milieu ainsi que sur l'infection des espèces qui y vivent.

Mots clés:

Hémoparasites, la grenouille verte de l'Afrique du Nord, la région d'El Oued, amphibiens, l'agriculture, l'impact des pesticides sur les anoures.

ملخص

يعتمد عملنا على تقييم انتشار وكثافة الطفيليات الدموية وكذلك تشخيص عدوى الكبد في 60 من الضفادع الخضراء في شمال إفريقيا (*Pelophylax saharicus*) من عائلة Ranidae التي تم جمعها من موقعين في منطقة الواد: الموقع الزراعي لسيدي مستور وطبيعي يقع في جامعة الواد.

وبالتالي فإن دراستنا مكرسة للتحليل المقارن للتفضيلات البيئية للأفراد من الأنواع الأنورانية *Pelophylax saharicus*.

وهو يعتمد على أخذ عينات كمية من عينات من موقعين مختلفين بخصائص غير حيوية مختلفة.

قمنا بتحليل المعلومات الفيزيائية والكيميائية لمياه البركتين على مستوى وحدة ONA و fatilab.

يتم التعرف على الطفيليات وتشوهات الأنسجة في مختبر السموم بجامعة الواد من خلال طرق مختلفة ، بما في ذلك الفحص المجهرى (الحالة الجديدة ، بعد التلوين والأقسام النسيجية) ، ويتم توضيح الخصائص المورفولوجية للطفيليات من خلال عدة أشكال.

ثبت أن هذه الضفادع مصابة وحاملة لطفيل دموي واحد على الأقل: 42 أو (70%) من 60 فردًا من *Pelophylax saharicus* مصابون ، بالترتيب التكراري ، 62 *Plasmodium* % (42 ضفدعًا) ، لاحظ أن الموقع منطقة سيدي مستور تمثل 51% من إجمالي طفيلي البلازموديوم بينما يمثل الموقع الطبيعي للجامعة 11% فقط من الإجمالي ، وتكشف *microfilariae* (8%) أن الموقع الزراعي بسيدي مستور يمثل 5% بينما الموقع الطبيعي الموجود في الجامعة يقدم 3% فقط.

لتحليل هذه الملاحظات ، أجريت دراسة مقارنة ، اكتشفنا تفاعل المتغير البيئي: موقع الالتقاط.

من الواضح أن بعض أنواع العدوى وبعض الطفيليات تلوث بشكل تفضيلي بعض الأفراد: الأفراد الذين يؤويون الموقع الزراعي في سيدي مستور يمثلون انتشارًا وكثافة للطفيليات الدموية أعلى بكثير مقارنة بتلك التي تحمي الموقع الطبيعي للجامعة.

أظهر التحليل الهيدروليكي للموقعين أن البركة (بيئة التكاثر) بسيدي مستور بها نسبة عالية من تلوث المياه مقارنة بالجامعة. تتيج لنا كل هذه الملاحظات أن نفهم بشكل أفضل تفاعل الضفدع / العدوى والضفادع / بيئة التكاثر وتأثير العديد من الأسئلة حول تأثير المنتجات السامة على البيئة بالإضافة إلى إصابة الأنواع التي تعيش هناك.

الكلمات الدالة:

طفيليات الدم ، الضفدع الأخضر لشمال إفريقيا ، منطقة الوادي ، البرمائيات ، الزراعة ، تأثير المبيدات الحشرية على الأنوران.

Abstract

Our work is based on the evaluation of the prevalence and density of haemoparasites as well as the diagnosis of liver infection in 60 North African green frogs (*Pelophylax saharicus*) of the Ranidae family collected from two sites in the El Oued region: agricultural site of Sidi Mestour and natural site located at the University of El Oued.

Our study is thus devoted to the comparative analysis of the ecological preferences of individuals of the anuran species *Pelophylax saharicus*. It is based on quantitative sampling of specimens from two different sites with different abiotic characteristics.

We analyzed the physiquo-chemical parameters of the water of the two ponds at the level of the ONA unit.

Parasites and tissue abnormalities are identified in the toxicology laboratory of the University of El Oued by various methods, including microscopy (fresh state, after staining and histological sections), observation of the morphological characteristics of the parasites are illustrated by several figures.

These frogs proved to be infected and carriers of at least one haemoparasite: 42 or (70%) of the 60 individuals of *Pelophylax saharicus* are infected with, in order of frequency, *Plasmodium* (62% of the 42 frogs), note that the site of Sidi Mestour presents 51% of the total of the *Plasmodium* parasite whereas the natural site of the university accounts for only 11% of the total, *microfilariae* reveals (8%), the agricultural site of Sidi Mestour accounts for 5% while the natural site located at the university presents only 3%.

To analyze these observations, a comparative study was carried out, we discerned the interaction of the environmental variable: capture site.

It is clear that certain infections and certain parasites preferentially contaminate certain individuals: the individuals sheltering the agricultural site in Sidi Mestour present prevalences and densities of haemoparasites that are significantly higher compared to those sheltering the natural site of the university.

The hydraulic analysis of the two sites shows that the pond (reproduction environment) of Sidi Mestour has a very high rate of water pollution compared to that of the university.

All of these observations allow us to better understand the frog/infection and frog/breeding environment interaction and raise many questions about the impact of toxic products on the environment as well as the infection of the species that live there.

Key words:

Hemoparasites, the green frog of North Africa, the region of El Oued, amphibians, agriculture, the impact of pesticides on anurans.

Liste des Figures

Figure 01. la grenouille verte d'Afrique du Nord	10
Figure 02. Peau d'un crapaud commun	11
Figure 03. Coupes transversales de la peau d'un Anoure.....	12
Figure 04. Morphologie d'une grenouille et la bouche d'une grenouille	14
Figure 05. Squelette d'une grenouille, mise en évidence des caractéristiques Importantes dans la locomotion	14
Figure 06. Sac vocal de la grenouille verte d'Afrique du Nord	15
Figure 07. Anatomie interne d'un Amphibien (grenouille)	16
Figure 08. Les organes excréteurs et reproducteurs de grenouille vert	16
Figure 09. Le mode de chant chez les anoures	17
Figure 10. Mâle Discoglosse des excroissances de reproduction (brosses copulatrices à gauche, rugosité sur les pattes postérieures à droite)	19
Figure 11. Accouplement axillaire de Bufo bufo (A) et de Rana arvalis (B). Accouplement lombaire de Discoglossus pictus (C) et de Pelodytes punctatus (D)	19
Figure 12. Amplexus axillaire chez la Rainette méridionale (<i>Hyla meridionalis</i>)	19
Figure 13. Cycle de vie de la grenouille verte	21
Figure 14. Grenouille écrasée sous la roue de voiture sur la route.	24
Figure 15. L'épidémie de chytridiomycose a été prouvée sous <i>Platypleurodon pollicaris</i>	25
Figure 16. Localisation de l'Université Echahid Hamma Lakhdar -El oued	34
Figure 17. Mare de la zone universitaire	34
Figure 18. Localisation de Sidi Mestour	35
Figure 19. Mare de Sidi Mestour.....	35
Figure 20. Diagramme illustrant étapes de préparation d'un frottis sanguin pour les échantillons	40
Figure 21. Représentation graphique du teneur en température.....	46
Figure 22. Représentation graphique du teneur en pH.....	46
Figure 23. Représentation graphique du teneur en CE	47
Figure 24. Représentation graphique du teneur en Oxygène dissous	47
Figure 25. Représentation graphique du teneur en chlorures	48
Figure 26. Représentation graphique du teneur en calcium	48
Figure 27. Représentation graphique du teneur en magnésium	49
Figure 28. Représentation graphique du teneur en nitrates.....	49
Figure 29. Schéma représente les <i>Microfilaires</i> grossissement 100X.....	50

Figure 30. Schéma représente <i>Plasmodium sp</i> grossissement 100X	50
Figure 31. Proportion des différents parasites dans les deux sites.	51
Figure 32. Coupe histologique du foie chez le groupe S1.....	52
Figure 33. Coupe histologique du foie chez le groupe S2.....	52

Liste des tableaux

Tableau 01: Position taxonomique des Amphibiens	6
Tableau 02: Composition taxonomique de la faune des Amphibiens en Algérie	7
Tableau 03: Composition taxonomique de la faune d'amphibiens d'Algérie	8
Tableau 04: Amphibiens endémiques de l'Algérie et des pays limitrophes	9
Tableau 05:Caractéristique des stations d'étude.....	36
Tableau 06: Batterie de déparaffinage et de réhydratation des coupes avant coloration	44
Tableau 07: Batterie de coloration Hématoxyline-éosine	44
Tableau 08: cellules du sang de <i>Pelophylax saharicus</i> avec grossissement 100 X.....	51

Liste des abréviations

°C:	Degré Celsius
CE:	Conductivité électrique
CPP:	Certified Protection Professional
DDT:	Dichloro diphenyl trichloroethane
DSA:	Direction locale des services agricoles
EDTA:	Acide éthylène diamine tétra
FAO:	Food Agriculture Organisation
ONA:	Office national de l'assainissement
GESAMP:	Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Pollution
g :	Gramme
Kg:	Kilogramme
Max (M):	Maximal
Mg:	Milligramme
Min(m):	Minimal
Min:	Minute
ml :	Millilitre
mm :	Millimètre
O2:	Dioxygène
pH:	Potentiel d'hydrogene
T:	Température
UICN:	Union internationale pour la conservation de la nature
µl :	Microlitre
µm:	Micromètre
µS:	Microsiemens
%:	Pourcentage

Sommaire

Résumé	
Liste des Figures.....	
Liste des tableaux.....	
Liste des abréviations.....	
Sommaire	
Introduction générale.....	
Etude bibliographique	
Chapitre I : La biologie générale des anoures	
I. Les caractéristiques générales des Amphibiens :	5
II. Les Anoures en Algérie	6
III. Les Anoures :	9
III.1.Définition :	9
III.2. Ordre des Anoures :.....	9
III.3. Morphologie et anatomie des anoures :.....	10
III.3.1. Peau :.....	10
III.3.3. Le système musculaire	13
III.3.4. Appareil respiratoire:	14
III.3.5. Appareil circulatoire:	15
III.3.6. Tube digestif :.....	15
III.3.7. Les organes excréteurs et reproducteurs :	16
III.3.8. Organes sensoriels:	16
III.4.Les comportements :.....	17
III.4.1. Le sommeil :.....	17
III.4.3. Le goût :	18
III.5. Bio- écologie des Amphibiens:	18
III.5.1. Cycle biologique :.....	18
III.5.2.Habitat :.....	21
III.5.3. Période d'activité:	21
III.5.4. Régime alimentaire:	21
IV. Risques et menaces pour les amphibiens:	22
IV.1. Les prédateurs des Amphibiens:	23
IV.2.Dégradation et altération des habitats :	23

IV.3. Les maladies :	24
IV.3.1.Virus:	25
IV.3.2.Bactéries:.....	25
IV.3.3.Parasites:	26
IV.4. Les changements climatiques :	26
IV.5.La pollution :.....	27
IV.5.1.Pollution de l'eau:	27
IV.5.2.Source de pollution de l'eau:	27
IV.5.3.L'impact de la pollution sur le peuplement d'anoures :	29

Partie pratique

Chapitr I: Matériels et Méthodes

I. Intérêt du modèle	33
I.1.Classification d'espèces Pelophylax saharicus selon ASW.....	33
I.2. Captures de l'espèce	33
II. Présentation de la zone d'étude.....	34
III. Matériels biologiques:	36
III.1. Matériel animal:	36
III.2. Matériels du laboratoire:.....	36
III.2.1. Les produits et les réactifs:.....	36
III.2.2. Instruments :	36
III.2.3. Appareillage:	36
IV.Méthodes:	37
IV.1.Paramètre physico-chimique de l'eau :	37
IV.1.1.Prélèvement de l'eau à analyser :	37
IV.1.2. Température :	37
IV.1.3. pH:	37
IV.1.4. La conductivité électrique :.....	38
IV.1.5. Oxygène dissous:.....	38
IV.1.6. Les chlorures (Cl):	38
IV.1.7. Calcium (Ca^{2+}):.....	38
IV.1.8.Magnésium (mg +):	39
IV.1.9. Les nitrates (NO_3^-) :.....	39
IV.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce:	40

IV.2.1. Impact sur le sangue :	40
IV.2.1.1. Contention chimique et anesthésie :	40
IV.2.1.2. Prélèvement sanguine:	40
IV.2.1.3. Réalisation des frottis sanguins:	40
IV.2.1.4. Fixation et coloration :	41
IV.2.1.5. L'analyse des données:	41
IV.2.2. Impact sur l'organe (foie) :	42
IV.2.2.1. Prélèvement des organes :	42
IV.2.2.2. Les étapes de la technique histologique:	42
IV.2.2.3. Fixation :	42
IV.2.2.4. Prélèvements des sections tissulaires:	42
IV.2.2.5. Déshydratation, blanchiment et imprégnation à la paraffine :	43
IV.2.2.6. Mise en blocs enrobage :	43
IV.2.2.7. Réalisation des coupes :	43
IV.2.2.8. Réalisation des lames blanches:	43

Chapitr II: Résultats et Discussion

I.Résultats :	46
I.1.Paramètre physico-chimique de l'eau :	46
I.1.1. Température:	46
I.1.2. pH :	46
I.1.3. Conductivité électrique:	47
I.1.4. Oxygène dissous:	47
I.1.5.Les chlorures (Cl):	48
I.1.6.Calcium (Ca ⁺):	48
I.1.7. Magnésium (Mg ²⁺):	49
I.1.8. Nitrates:	49
I.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce:	50
I.2.1. Impact sur le sangue :	50
I.2.1.1. Identification des hémoparasites:	50
I.2.1.2. Identification des hématologiques:	51
I.2.2. Impact sur l'organe (foie) :	52
I.2.2.1.Identification histopathologique:	52
Groupe S1:	52

Groupe S2:	52
II. Discussion:	54
II.1. Paramètre physico-chimique de l'eau :	54
II.1.1. Température :	54
II.1.2. pH:	55
II.1.3. La conductivité électrique:	55
II.1.4. L'oxygène dissous:	56
II.1.5. Chlorure :	56
II.1.6. Calcium (Ca^+):	57
II.1.7. Magnésium (Mg^{2+}):	57
II.1.8. Nitrates:	57
II.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce:	58
II.2.1. Impact sur le sang :	58
II.2.1.1. Paramètres des hémoparasites:	58
II.2.1.2. Paramètres hématologiques :	59
II.2.2. Impact sur l'organe (foie) :	60
II.2.2.1. Analyse histopathologique sur foie:	60

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

Introduction générale

L'état d'El-Oued est considéré comme les plus importants dans la contribution à la production agricole (**Fethiza et al., 2022**) ; Cette intense activité des activités agricoles s'accompagne d'une utilisation excessive de pesticides pour éliminer les organismes nuisibles et améliorer la qualité des produits (**Djoudi, 2021**), où les pesticides jouent un rôle important dans le développement agricole, mais ils présentent de nombreux risques pour les systèmes environnementaux, en particulier les systèmes hydriques, où l'une des principales raisons du déclin du nombre d'amphibiens (**Duru et Le Bras, 2020**). Pour cela, nos objectifs apportent les éléments suivants:

Etude comparative entre deux milieux différents qui présentent l'espèce étudiée sur le plan hydrique pour mieux comprendre le milieu favorable à l'installation de cette espèce

Enrichir nos connaissances sur la diversité des hémoparasites et l'infection des organes cibles des grenouilles verte de l'Afrique du Nord dues à la pollution de leurs milieux de reproduction.

Nous avons également cherché à identifier les causes de l'infection de ces grenouilles pour mieux comprendre l'impact des produits chimiques utilisés dans l'agriculture sur leur milieu ainsi que sur elles.

Etude bibliographique

Chapitre I :La biologie générale des anoures

I. Les caractéristiques générales des amphibiens

Autrefois connus sous le terme de « Batraciens », les amphibiens sont des tétrapodes de la classe des vertébrés occupant une position intermédiaire entre les Poissons et les Reptiles. Du grec « Amphibiose » signifie « double vie » qui décrit l'aptitude essentielle de ces animaux à vivre dans deux mondes : l'aquatique (adapter au développement des larves) et le terrestre (**Berroneau et al., 2010**). Cette dualité est de règle chez les amphibiens, mais il y a des exceptions: certaines espèces sont uniquement aquatiques tandis que d'autres sont exclusivement terrestres (**Andreas et Nöllert, 2003**).

Les amphibiens sont intimement liés aux milieux humides ou aquatiques. En général, leur cycle de vie comprend plusieurs stades, dont la naissance à partir d'un œuf gélatineux (terrestre ou aquatique), un stade larvaire aquatique, et la vie d'adulte en milieu terrestre ou aquatique selon les espèces (**Desroches et Rodrigue, 2004**).

Pour satisfaire à leurs exigences, les amphibiens ont en effet besoin de différents milieux. Contrairement à ce que l'on imagine souvent, ils ne dépendent pas seulement des milieux aquatiques. Pour la majorité des espèces, ces milieux servent presque uniquement pour la reproduction et le développement larvaire (fin de l'hiver-début d'été). En dehors de cette période, ils sont assez majoritairement en phase terrestre et utilisent des zones dites « d'estivage » et « d'hibernation ». Cette classe est aujourd'hui très vulnérable, l'anthropisation et la banalisation croissante des milieux lui est souvent défavorable (**Boissinot, 2009**).

Les amphibiens sont connus pour être d'excellents bio indicateurs de l'environnement et ils sont souvent étudiés à des fins de détermination de l'état des écosystèmes. En effet, les matrices paysagères et les mosaïques des îlots influencent la présence des espèces sur un secteur donné. Les peuplements présents sont dépendants de la diversité fonctionnelle et l'interconnexion des milieux entre eux. Ainsi, étudier la dynamique de leurs populations permet de comprendre les variations démécologiques et les changements dans les communautés en fonction des changements de la qualité d'habitat (**Pechmann, 2003 ; Thirion et al., 2016**).

Ce changement d'habitat lors du développement de l'animal implique une modification de l'organisme pour permettre l'adaptation au nouvel environnement. La grande majorité d'entre eux possède des branchies pendant le jeune âge, servant à respirer l'oxygène dissous dans l'eau. Ils possèdent deux membres antérieurs avec quatre doigts et deux membres postérieurs avec cinq doigts (**Miaud et Muratet, 2004**). Ce sont des vertébrés tétrapodes dont la peau est nue et ce sont des animaux poïkilothermes c'est-à-dire qu'ils ne peuvent réguler leur température interne et ils sont dépendants des conditions thermiques de leur celle de leur environnement (**Jean, 2007**).

Les espèces des Amphibiens qui vivent de nos jours se classent en trois ordres:

- Les gymnophiones ou les Apodes (amphibiens apodes ou sans membre).
- Les urodèles (salamandres et tritons).
- Les anoures (grenouilles et crapauds) (**Lescure et Massary, 2012 ; Thurre, 2009**).

Tableau 01 : Position taxonomique des amphibiens (Bouزيد, 2019)

Règne	Animalia
Sous-règne	Bilateria
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Super-classe	Tetrapoda
Classe	Amphibia
Ordre	Anoura, Urodela, Gymnophiona

II. Les anoures en Algérie

L'Afrique du nord est une zone biogéographique d'une grande diversité du fait de son climat et de ses écosystèmes dus à la double influence de la mer Méditerranée et du Sahara. L'Algérie est dotée d'une richesse de zones humides qui abritent une biodiversité extraordinaire, dont les amphibiens, qui sont représentés par un taux d'endémisme élevé (**Bouزيد, 2019**). En Algérie les recherches amphibiens ne sont pas en grande ampleur, contrairement à nos voisins tunisiens et marocains. Le Maroc est désormais doté de son premier Atlas des Reptiles et des amphibiens (**Adaïka et Tir, 2020**).

Le nombre des chercheurs algériens reste restreint par rapport à la superficie et la richesse de la diversité de l'environnement et des écosystèmes en Algérie. Parmi ces quelques chercheurs: les travaux effectués par Djirar (1990, 2007) au ment des Babor et Sahara dans la région de Ghardaïa, l'Inventaire et écologie des reptiles du Parc national d'El Kala –Algérie par **Rouag et Benyacoub, (2006)** et sur les anoures de la région de Tiaret dans le nord-ouest du pays réalisés par **Ait Hammou et Dahmani, (2009)**, ainsi que dans l'Erg oriental (Souf, Taïbet, Touggourt) (**Mouane, 2007**).

Tableau 02 : Composition taxonomique de la faune des amphibiens en Algérie suivant la classification adoptée par Schleich et *al.*, (1996), Bons et Geniez (1996) et Cox et *al.*, (2006)
 (in Adaika et Tir, 2020)

Ordre	Famille	Genre et espèce	Nom français
		Nom scientifique	
Urodèles	Salamandridae (Salamandres, Pleurodèles)	<i>Salamandra algira</i> (Bedriaga, 1883)	Salamandre D'Algérie
		<i>Pleurodeles poireti</i> , (Gervais, 1835)	Pleurodèles de poiret
		<i>Pleurodeles nebulosus</i> (Guichenot, 1850).	Pleurodèles D'Algérie
Anoures	Ranidae (Grenouille)	<i>Rana saharica</i> , (Boulenger, 1913)	Grenouille vert d'Afrique du nord
		<i>Hoplobatrachus occipitalis</i> (Gunther, 1858)	Grenouille tigrée africaine
	Discoglossidae (Discoglosses)	<i>Discoglossus pictus</i> (Oth, 1837).	Discoglosse peint
		<i>Discoglossus scovazii</i> (Gamerano, 1878)	Discoglosse peint
	Bufonidae (Crapauds)	<i>Bufo bufo</i> (Lannaes, 1758)	Crapaud commun
		<i>Bufo mauritanicus</i> (Schlegel, 1841)	Crapaud de Muarétanie
		<i>Bufo viridis</i> (Laurenti, 1768).	Crapaud vert
		<i>Bufo Xerox</i> (Tandy, Keith et Duff Mckay, 1976).	Crapaud panthérin
	Hylidae (Rainettes)	<i>Hyla meridionalis</i> (Boettger, 1874)	Reinette méridionale
Total : 2 Ordre	5 Familles	7 Genres	12 Espèces

La classe des amphibiens est représentée en Algérie par deux ordres : urodèles et anoures. Ils couvrent l'ensemble du territoire, mais la richesse spécifique est beaucoup plus importante dans la partie Nord du pays à cause des conditions climatiques plus favorables et à un plus grand

nombre de zones humides (lacs, marais, sebkha, oued...). Dans les zones désertiques, les rares amphibiens se concentrent près des points d'eau. Les amphibiens sont représentés par 14 espèces (**Mateo et al., 2013**) appartenant à deux ordres ; les urodèles avec trois espèces et les anoures qui en comptent 9. Elles se ventilent en six familles :

Salamandridae (*Pleurodeles nebulosus*, *Pleurodeles poireti* et *Salamandra algira*) ; Alytidae (*Alytes maurus*, *Discoglossus pictus*); Bufonidae (*Amietophrynus mauritanicus*, *A. xeros*, *Barbarophryne brongersmai*, *Bufo bufo*, et *Bufotes boulengeri*); Hylidae (*Hyla meridionalis*); Ranidae (*Pelophylax saharicus*) et Dicroglossidae (*Hoplobatrachus occipitalis*) (**Mate, 2014**).

Tableau 03 : Composition taxonomique de la faune d'amphibiens d'Algérie(**Mateo et al., 2013**)

Famille	Genre et espèce
Salamandridae	<i>Salamandra algira</i>
	<i>Pleurodeles poireti</i>
	<i>Pleurodeles nebulosus</i>
Ranidae	<i>Pelophylax saharicus</i>
Alytidae	<i>Discoglossus pictus</i>
	<i>Discoglossus scovazii</i>
	<i>Alytes maurus</i>
Bufonidae	<i>Amietophrynus mauritanicus</i>
	<i>Amietophrynus xeros</i>
	<i>Bufotes boulengeri</i>
	<i>Bararophryne brongersmai</i>
	<i>Bufo bufo</i>
Hylidae	<i>Hyla meridionalis</i>
Dicroglossidae	<i>Hoplobatrachus occipitalis</i>
6 Familles	11 Genres et 14 Espèces

Certaines d'entre elles comme *Aytes maurus*, *Discoglossus scovazzi* et *H. occipitalis*, ont une répartition restreinte. Sur les 5 espèces endémiques (**Tab.04**), 4 espèces sont protégées au niveau national. Six Amphibiens sont protégés par la loi algérienne d'après le décret exécutif n° 12-235 du 3 Rajab 1433 correspondant au 24 mai 2012 fixant la liste des espèces animales non domestiques protégées (**Mate, 2014**).

Tableau 04 : Amphibiens endémiques de l'Algérie et des pays limitrophes (Mate, 2014)

Endémique de l'Algérie	Endémique de l'Algérie – Maroc	Endémique de l'Algérie - Tunisie
Pleurodeles Poireti.	- Pseudepidalea brongersmai. - Salamandra algira.	- Discoglossus pictus (non protégé). - Pleurodeles nebulosus.

III. Les anoures

III.1. Définition

Les anoures regroupent l'ensemble des amphibiens sans queue à l'âge adulte (anoure provient du grec « a » : sans et « oyra » : queue); Cet ordre regroupe plus de 5000 espèces présentes sur l'ensemble du globe (**Berroneau et al., 2010**). Actuellement on dénombre plus de 4100 espèces de grenouilles et de crapauds (**O'Shea et Haliday, 2001**) dont la queue régresse lors de la métamorphose et ils sont remarquables par leur adaptation au saut.

▪ Les grenouilles sont des amphibiens trapus, avec des glandes vénéneuses clairement visibles, en particulier à l'arrière de la tête (**Acemav et al., 2003**).

▪ Les grenouilles ont des ventouses au bout des doigts qui leur permettent de creuser plus facilement les rochers et de grimper aux plantes qui surplombent les environnements dans lesquels elles pondent leurs œufs (**Acemav et al., 2003**).

III.2. Ordre des anoures

Ce groupe d'amphibiens est divisé en 4 familles (**Tableau 02**):

- Famille des ranidae (Grenouilles).
- Famille des discoglossidae (Discoglosses).
- Famille des bufonidae (Crapauds).
- Famille des hylidae (Rainettes) (**Belajal et Hmidi, 2021**).

Ce sont des amphibiens sans queue dont nous pouvons citer les exemples suivants :

- Sonneur à ventre jaune (*Bombina variegata*).
- Alyte accoucheur (*Alytes obstetricans*).
- Pélodyte ponctué (*Pelodytes punctatus*).
- Crapaud commun (*Bufo bufo*).
- Crapaud calamite (*Bufo calamita*).

- Rainette verte (*Hyla arborea*).
- Grenouille agile (*Rana dalmatina*).
- Grenouille rousse (*Rana temporaria*).
- Grenouille rieuse (*Pelophylax ridibundus*).
- Grenouille de Lessona (*Pelophylax lessonae*).
- Grenouille commune (*Pelophylax Kl. Esculentus*).



Figure 01. Grenouille verte d'Afrique du Nord (Photo originale, 2023)

III.3. Morphologie et anatomie des anoures

III.3.1. Peau

L'étude du tégument des Batraciens est intéressante à plus d'un titre: il est animal sensible à la lumière, ses abondantes sécrétions sont variées et en plus de sa fonction fondamentale de protection, il joue un rôle majeur dans la respiration et la régulation de la température interne (Losange, 2008).

La coupe transversale montre (Fig 02 et 03) la peau est caractérisée par des degrés d'épaisseur variables, épaisse pour certaines espèces (grenouilles vraies ou grenouilles aquatiques) ou plus fine pour certaines espèces (Pélobate brun). La couche superficielle de la peau peut présenter différents degrés de sécheresse, suggérant une protection contre l'évaporation (Andreas et Nöllert, 2003).

Les amphibiens ne respirent pas qu'avec leurs poumons. Les amphibiens ont généralement la peau humide très fine et très perméable permet d'échanger de l'oxygène et du dioxyde de carbone; de l'eau et des ions la traverse par diffusion passive. La peau des amphibiens compense la perte d'électrolyte par un transport actif de sels depuis l'environnement aqueux vers l'intérieur de l'animal.

De plus, les amphibiens peuvent être respirent à travers l'échange d'oxygène par les muqueuses buccales, raison pour laquelle on observe régulièrement les batraciens effectuer un rapide mouvement de la gorge de bas en haut. Les Amphibiens ne boivent pas où l'absorption de liquide se fait par la peau.

Ces animaux réduisent aussi les pertes d'eau par moyens comportementaux, en évitant la dessiccation en restant au frais, dans des microenvironnements humides pendant les périodes chaudes et sèches de la journée (*in Guemariet Lebbihi, 2019*).

- **La coloration** : Des cellules pigmentaires sont responsables de la coloration et du motif de ces animaux (*Andreas et Nöllert, 2003*).

- **La mue** : La mue chez les amphibiens est un processus rythmique qui normalement se produit à quelques jours d'intervalle et est influencé par l'activité endocrinienne découlant de la glande pituitaire (*Bentley, 2002*). Les anoures muent, leur épiderme se desquame par morceaux et pour éliminer le vieil épiderme, ils se retournent ou gonflent leur corps, en ouvrant bien le museau ou même en se frottant la tête contre un objet quelconque. Les crapauds communs s'aident de leurs mains et de leurs pieds, ils mangent presque toujours la vieille peau (*Andreas et Nöllert, 2003*).

- **Les formations cutanées** : Parmi les formations cutanées, on peut citer la crête dorsale, les cerates cutanées, le tubercule métatarsien interne très durci, les pattes griffues des Euproctes, membranes interdigitales et les sacs vocaux (*Andreas et Nöllert, 2003*).

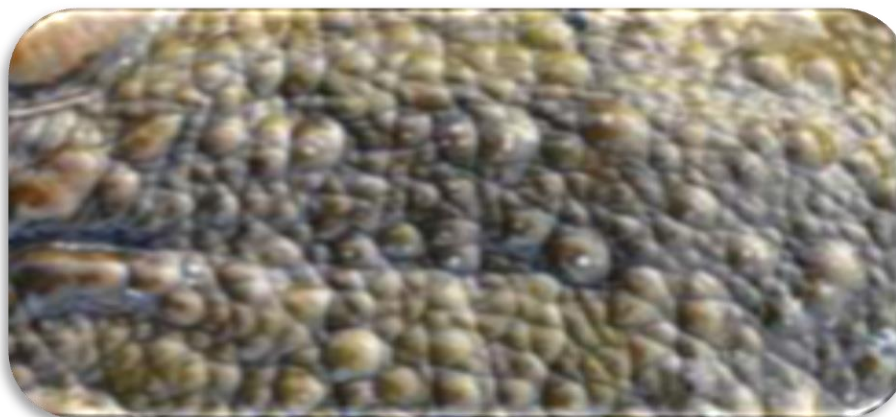


Figure 02. Peau d'un anoure [1]

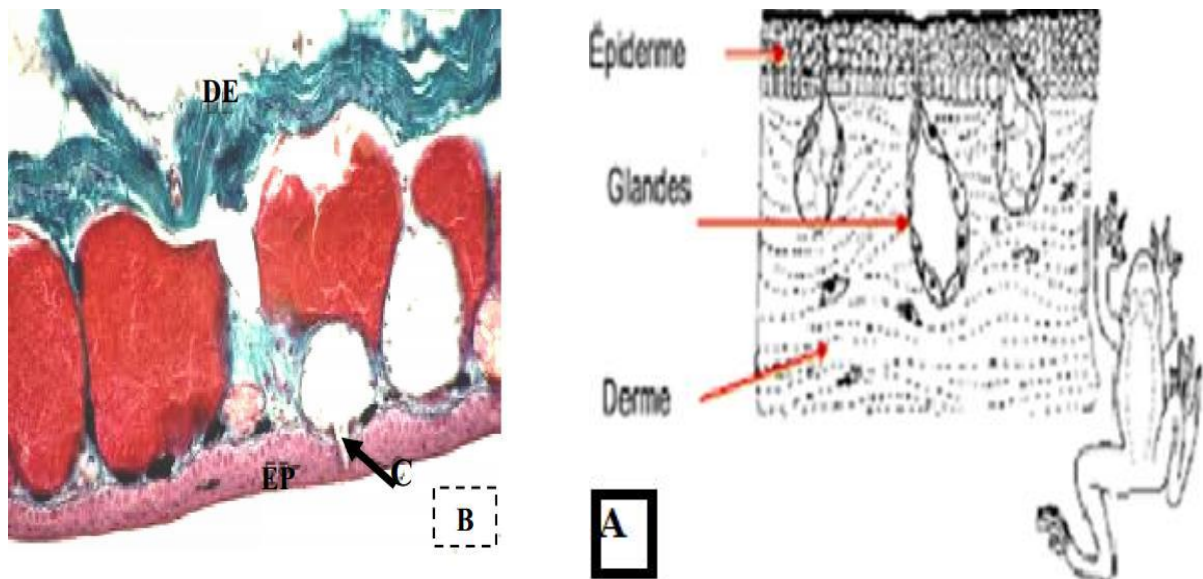


Figure 03. Coupes transversales de la peau d'un anoure

A): Schéma, **B) :** photo microscopique, **EP :** Épiderme,
C : Glande, **DE :** Derme Ces animaux [2]

III.3.2.1. Glandes

III.3.2.1.1. Glandes granuleuses

Elles sont plus volumineuses que les précédentes, une fois groupées, elles apparaissent sous la forme de pustules à la surface du corps, voire de glandes plus volumineuses, telles les glandes parotoïdes situées à l'arrière de la tête chez les crapauds et salamandres. Ces glandes granuleuses permettent aux amphibiens une sécrétion volontaire d'un venin qui leur sert de protection contre les prédateurs (*in Lachraf et Ben Amor, 2019*) où les jeunes sécrètent à la fois du mucus et un venin très liquide de toxicité variable, les autres glandes ne sécrètent que du poison, qui est inutile et sa toxicité est toujours comparable en force à celle d'une vipère; Cependant, les patracions n'ont aucun moyen de pollinisation, et leur venin est purement défensif et limite le nombre de prédateurs (*Losange, 2008*); Mais ce venin a aussi des propriétés antiseptiques et antibiotiques très utiles pour les amphibiens qui n'ont pas un système immunitaire très efficace et qui ont un rôle important pour empêcher les bactéries et les champignons de se développer sur leur peau (*in Guemariet Lebbihi, 2019 ; in Lachraf et Ben Amor, 2019*).

III.3.2.1.2. Les glandes muqueuses (ou mucigènes)

De taille uniforme, elles sont réparties sur tout le corps (ventre et dos). Ces glandes sécrètent du mucus qui permet de maintenir en permanence l'humidité de la peau et la protège des agressions extérieures. Ce mucus permet ainsi aux amphibiens de pouvoir rester un certain temps

hors de l'eau et même de résister à un ensoleillement sans que la peau ne se dessèche. En effet, le mucus va produire de la fraîcheur par évaporation et permet ainsi à l'animal de contrôler sa régulation thermique lors de fortes chaleurs (*in Lachraf et Ben Amor, 2019*).

III.3.3. Le système musculaire

Le système musculaire bien développé permet le déplacement rapide du Chioglosse portugais ou les sauts importants de la grenouille argile; Grace à la musculature très développée de leurs membres postérieurs, les Pélobates sont capables de creuser en peu de temps des tunnels allant jusqu'à 50 cm de profondeur dans le sol. Une expérience a permis d'évaluer l'efficacité de la musculature du cou des pélobates bruns; Ils ont perforé avec la partie supérieure de leur crâne, une couche de ciment de 12 mm d'épaisseur. La musculature du tronc permet aux tritons aquatiques des mouvements natatoires très rapides, serpentant en cas de danger (*in Bouiedda, 2012*).

- **Tête:** partie supérieure de la grenouille.
- **Tronc:** partie centrale de la grenouille à laquelle sont rattachés les membres et la tête.
- **Ventre:** partie inférieure du tronc.
- **Patte postérieure:** membre arrière de la grenouille.
- **Doigt palmé:** un des appendices articulés qui sont rattachés ensemble par une peau mince.
- **Palmure:** peau mince rattachant les doigts ensemble.
- **Patte antérieure:** membre avant de la grenouille.
- **Doigt:** appendice articulé de la patte antérieure.
- **Tympan:** organe de l'ouïe de la grenouille.
- **Narine:** entrée du système respiratoire de la grenouille.
- **Oeil:** organe visuel de la grenouille (*Hassasna et Bendjeddou, 2015*).

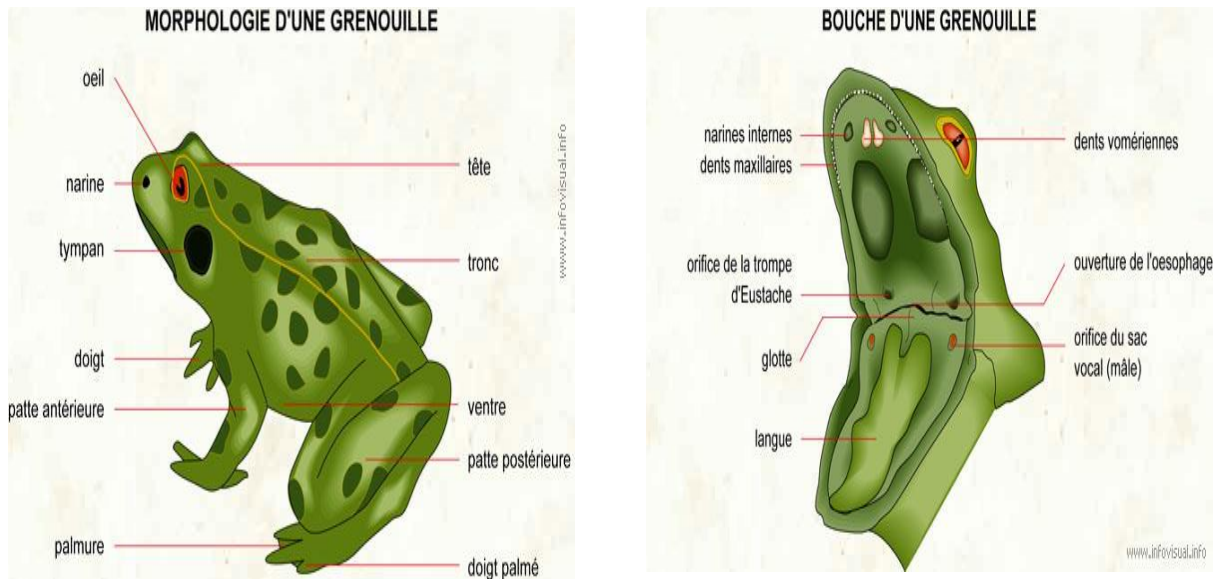


Figure 04. Morphologie d'une grenouille et la bouche d'une grenouille (Bernard Dery, 2016)

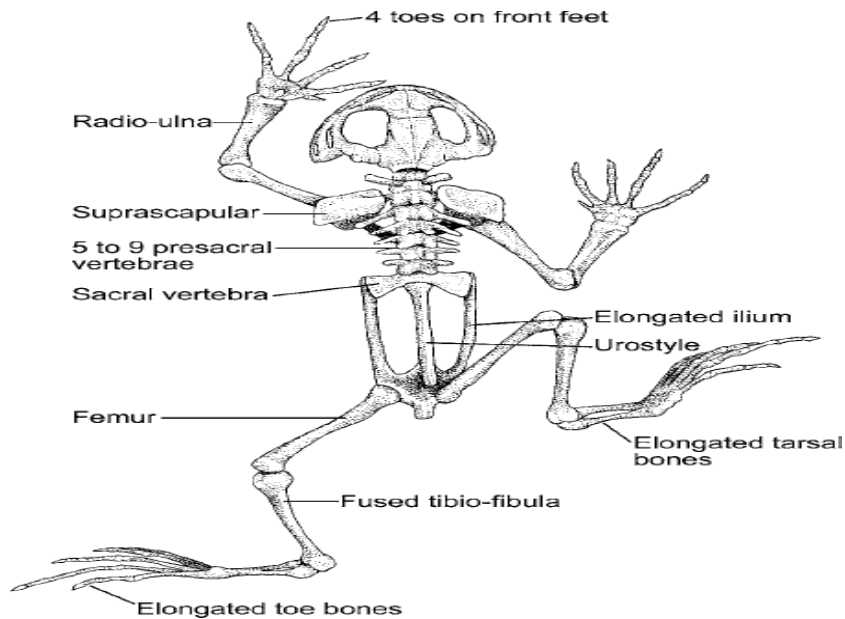


Figure 05. Squelette d'une grenouille, mise en évidence des caractéristiques importantes dans la locomotion (in Bouzid, 2019)

III.3.4. Appareil respiratoire

Les larves d'amphibiens couvrent leurs besoins en oxygène par des échanges au travers de la peau et par les branchiers externes ou internes; Après la métamorphose l'oxygène est également absorbé au niveau des poumons. Ces derniers sont simples, en forme de sac et par les branchies à différence des poumons des mammifères ils augmentent peu leur surface d'échange au moyen de replis. Les amphibiens arrivent à satisfaire 50% de leurs besoins en oxygène par l'intermédiaire de la peau et/ou des muqueuses de la cavité buccale (sacs vocaux). Les sacs

vocaux font caisse de résonance et permettent aussi d'emmagasinier de l'air (*in Belajal et Hmidi, 2021*).

III.3.5. Appareil circulatoire

L'organe central de sanguine est le cœur, il est formé par deux oreillettes et un ventricule. celui-ci n'étant pas cloisonné, il s'y produit un mélange partiel de sang artériel (riche en oxygène) et de sang veineux (pauvre en oxygène). C'est pour cette raison que la circulation sanguine des amphibiens est moins efficace que celle des oiseaux ou des mammifères et le degré de saturation de l'oxygène dans le sang n'est pas suffisant pour fournir l'énergie nécessaire au maintien d'une température corporelle constante (*in Belajal et Hmidi, 2021*).

La circulation de lymphe est provoquée par deux paires de cœurs lymphatiques (*in Belajal et Hmidi, 2021*).



Figure 06. Sac vocal de la grenouille verte d'Afrique du Nord [3].

III.3.6. Tube digestif

Le tube digestif des amphibiens adultes est formé par la cavité buccale, l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle, le gros intestin et le cloaque. Certains anoures comme les vrais crapauds ne possèdent pas de dents (**Fig. 7**) et les têtards d'anoures n'ont pas d'estomac et Leur intestin grêle est très long (du fait de leur alimentation pauvre en énergie), où la rapidité de leur digestion et l'échange des substances nutritives sont, en grande partie, dépendantes de la température, si la température est basse, les Amphibiens sont capables (ou obligés) de jeûner (*in Guemariet Lebbihi, 2019*).

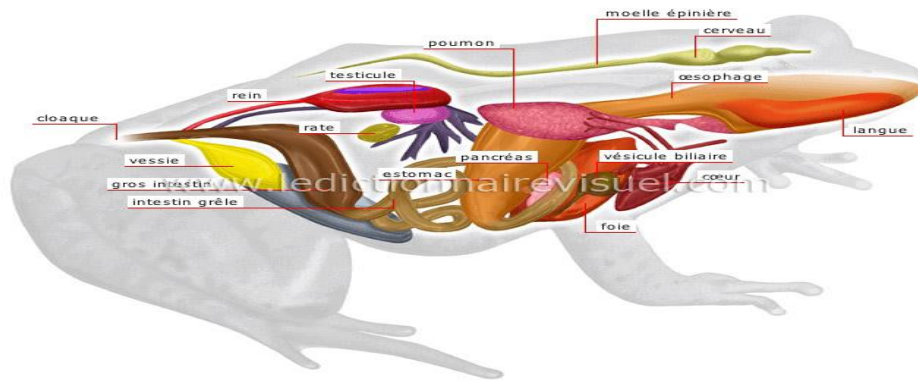


Figure 07. Anatomie interne d'un amphibien (grenouille) [4]

III.3.7. Les organes excréteurs et reproducteurs :

Les organes excréteurs les plus importants sont les reins. Ils sont chargés de filtrer l'urée toxique du sang et de réguler l'équilibre hydrique. De plus, le sperme provenant des testicules, traverse les reins pour joindre les conduits urogénitaux.

Une paire de testicules, lieu de production de sperme, constitue les organes sexuels internes (gonades) des mâles. Les organes sexuels internes des femelles comprennent une paire d'ovaires et une paire d'oviductes. Ces derniers débouchent dans le cloaque. La peau constitue un autre organe d'excrétion important (**Fig. 8**) (**Bouiedda, 2012**).

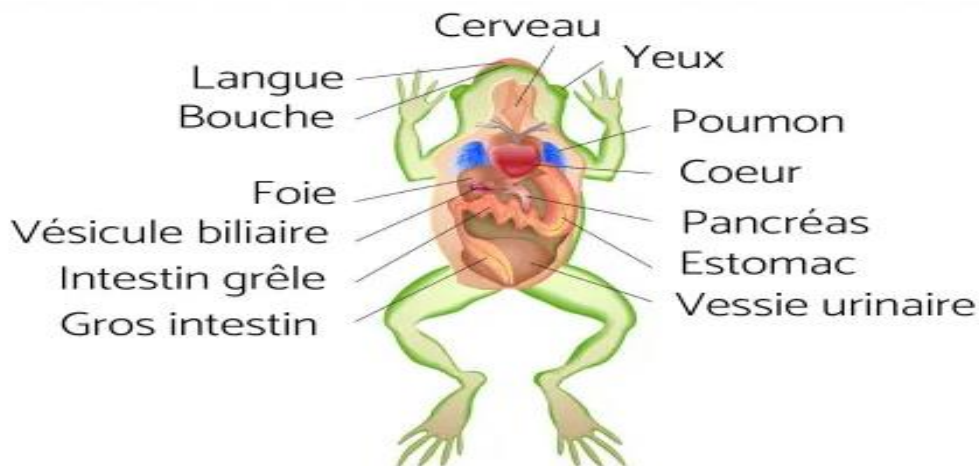


Figure 08. Organes excréteurs et reproducteurs de grenouille vert

(Nick A. Romero H, 2023)

III.3.8. Organes sensoriels

Les organes sensoriels les plus importants des amphibiens sont sûrement les yeux, la rétine est constituée de cônes et de bâtonnets; L'odorat paraît aussi bien développé; Il n'existe pas

d'opinion unanime sur le sens du goût, les stimuli gustatifs sont perçus par des papilles situées sur la langue; L'ouïe est bien développée chez les anoures comme le laissent supposer l'existence d'un tympan et l'émission de chants.

Comme organes sensoriels cutanés, il faut citer les lignes latérales des larves d'amphibiens, capables de percevoir les stimulations électriques et mécaniques des courants d'eau, chez quelques têtards, il est facile de distinguer ces lignes latérales, les terminaisons nerveuses de la peau des Amphibiens adultes peuvent entre autres détecter des stimuli chimiques, thermiques et tactiles. Grâce à ces récepteurs, les Crapauds calamites sont capables d'apprécier le caractère plus ou moins meuble d'un sol (**Bouiedda, 2012**).

III.4. Les comportements

III.4.1. Le sommeil

Cet animal à sang froid dépense peu d'énergie, il peut jeûner très long temps (milieu de deux ans), ce qui lui permet de supporter le froid à très basse température pour vivre pleinement, et retrouver son activité dans le printemps quand la température monte (**Bendjeddou et Hassasna, 2015**).

III.4.2. Le chant

Ces sons sont appelés gazouillis, que la grenouille mâle fait souvent pour attirer les femelles et comme vous êtes les voix féminines sont inexistantes ou très faibles, ils n'écoutent et ne réagissent qu'aux cris et aux chants de leur propre espèce mâle.

La grenouille émet son en inhalant et en fermant l'air dans ses narines et sa bouche, puis en poussant l'air de manière répétée entre sa gorge et le sac vocal dans sa gorge (**Fig. 8b**), ou de chaque côté de sa tête (**Fig. 8a**) le sac vocal peut atteindre la taille d'une grenouille entière chez certaines espèces (**Bendjeddou et Hassasna, 2015**).



Figure 09. Mode de chant chez les anoures [5][6]

III.4.3. Le goût

Les grenouilles attrapent leur proie et l'avalent sans la mâcher mais ils peuvent écraser leurs victimes avec leurs fortes mâchoires. La langue de la grenouille se caractérise également par la présence d'une langue visqueuse et collante elle est utilisée pour s'attaquer aux insectes, car elle est parfois attachée à l'avant de la bouche, ce qui lui permet de se tourner vers l'extérieur d'une manière très particulière (**Bendjeddou et Hassasna, 2015**).

III.5. Bio- écologie des amphibiens

La bio-écologie des amphibiens comprend plusieurs aspects tel que : le cycle biologique (cycle de vie), période d'activité, habitats, nutrition et prédation, phonation, compétition et ennemis naturels (**Mebarki, 2012**).

III.5.1. Cycle biologique

III.5.1.1. Les modalités de la reproduction

Les modalités de la reproduction elles récapitulent le processus de la sortie des eaux, la plupart ces de espèces (grenouilles, crapauds, reinettes et tritons), leur reproduction est aquatique (ovipare); Dans les anoures la reproduction s'exprime par des signaux acoustiques (**Grosselet et al., 2001**).

Le passage de l'œuf à la larve (éclosion) marque le passage d'un stade immobile à un stade libre, se traduit par de grands changements anatomiques et physiologiques pour l'adaptation à la vie terrestre (**Miaud et Muratet, 2004**).

III.5.1.2. Accouplement chez les anoures

Pendant la saison de reproduction, les anoures migrent vers les étangs et les zones humides, formant de grandes agrégations. Il y a généralement un accouplement avec fertilisation externe (**Losange, 2008**).

Une fois arrivés sur le site de ponte, les mâles attirent les femelles par leur chant avec des bras musclés, ils se cramponnent sur le dos de la femelle dans une position caractéristique de son espèce, on a deux sortes de position (**Fig. 10 et 11**), soit un accouplement axillaire où le mâle agrippe la femelle sous les aisselles, soit en la saisissant dans la région de l'aîne, c'est un accouplement lombaire (**Losange, 2008 ; Miaud et Muratet, 2004**); Cette étreinte est facilitée par les rugosités épineuses ou « brosses copulatrices » (**Fig.09**) des doigts qui s'atténuent ou disparaissent après la période de la reproduction, ces excroissances peuvent aussi exister sous les bras, sous le ventre et même aux orteils. Où la femelle pond des ovocytes mûrs dans l'eau, le mâle relâche les spermatozoïdes pour les féconder (**Miaud et Muratet, 2004**).



Figure 10. Mâle Discoglosse des excroissances de reproduction (brosses copulatrices à gauche, rugosité sur les pattes postérieures à droite) (Bouzig, 2017)

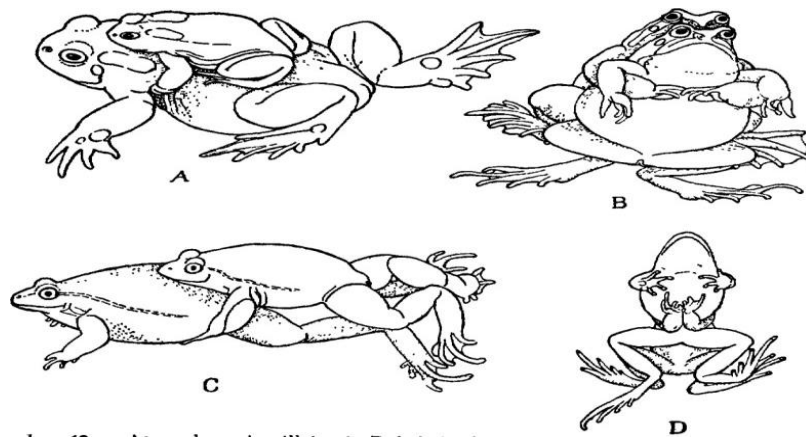


Figure 11. Accouplement axillaire de *Bufo bufo* (A) et de *Rana arvalis* (B) Accouplement lombaire de *Discoglossus pictus* (C) et de *Pelodytes punctatus* (D) (d'après G.A.Boulenger)

(in Bouzig, 2019)



Figure 12. Amplexus axillaire chez la Rainette méridionale (*Hyla meridionalis*)

(Miaud et Muratet, 2018)

III.5.1.3. Le développement des œufs

Les amphibiens diffèrent en fin de ponte, la plupart abandonnent leurs œufs, mais chez certaines espèces ils protègent les œufs et parfois les larves (**Miaud et Muratet, 2004**).

Généralement déposé dans l'eau cet œuf est assez riche en jaune; L'œuf est entouré de deux membranes et peu avant sa ponte et lors de son transit dans l'oviducte et il est entouré de deux à quatre couches appelées inclusions gélatineuses. Vient enfin la couche de stabilisation, qui est responsable du maintien de l'œuf uni dans l'oviducte et de sa fixation ultérieure dans les différentes structures sous-marines; Où Les inclusions gélatineuses peuvent être sphériques (de nombreux anoures).

La caractéristique hétérogène de l'œuf rend le développement embryonnaire complet et sa segmentation inégale ; La vitesse de développement dépend de la température de l'eau, et l'embryon à l'intérieur de l'œuf se transforme progressivement en têtard qui éclot deux semaines après la ponte (**Losange, 2008 ; Miaud et Muratet, 2004**).

III.5.1.4. Le développement des têtards-larves

Le développement du têtard (Anoures) passe par différentes étapes qui se résument comme suit :

Après l'éclosion, la respiration est temporairement branchiale, pour être remplacée par des branchies internes recouvertes d'un pli de peau qui ne laisse qu'une ouverture externe, par laquelle s'échappe l'eau qui a inondé les branchies. Et c'est là que la situation des têtards commence bien. La position de cet orifice est variable selon les espèces. Le têtard se présente avec une tête énorme sur laquelle on peut deviner sous la peau deux narines, deux yeux, la future bouche (qui n'est encore ouverte) le tracé des fentes branchiales et une sorte de ventouse sous la tête, c'est l'organe de fixation sur substrat (pierres et plantes aquatiques) (**Adaika et Tir, 2020**).

Vers la quatrième semaine des branchies internes se développent alors que les houppes précédentes disparaissent et il y a une communication avec l'extérieur; L'eau entre par la bouche et sort par le spiracle qui est un orifice latérale gauche, le têtard se nourrit à l'aide de denticules qui lui permettent de brouter les algues et les végétaux aquatiques et quelques protozoaires (**Bouiedda, 2012**).

La peau s'épaissit en fonction des stades de développement, elle est constituée de couche de cellules mortes aplaties et kératinisées : c'est la mue. Disparition de la queue et apparence de la membrane tympanique pour les anoures et le jeune doit passer au milieu aérien à la fin de la métamorphose (**Bouزيد, 2019 ; Miaud et Muratet, 2004**).

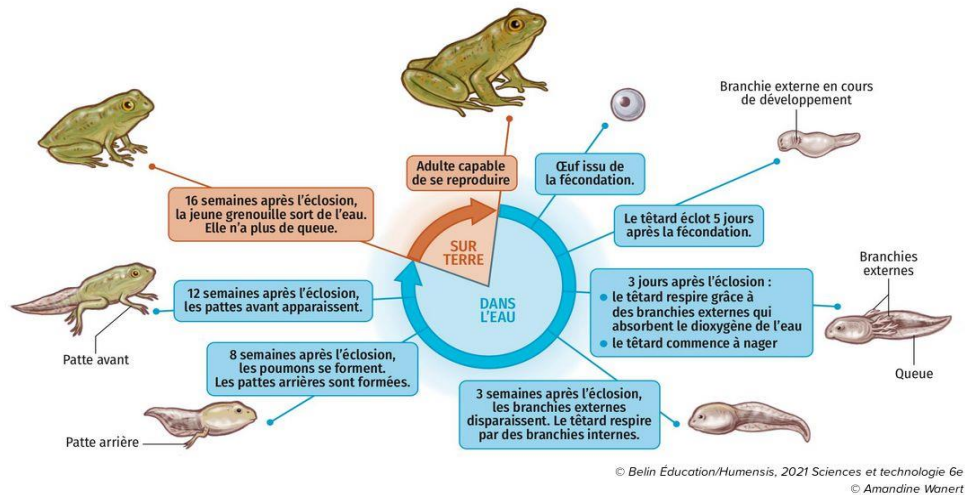


Figure 13. Cycle de vie de la grenouille verte [7]

III.5.2.Habitat

La distribution et la propagation des amphibiens dans l'environnement sont déterminées par plusieurs indicateurs dont les plus importants sont la température et l'humidité (l'eau est aussi nécessaire à la reproduction) (**Andreas et Nollert, 2003**).

Outre leur peuplement du milieu aquatique: ils habitent les biomes les plus divers, forêts tropicales, déserts, toundra, montagnes aux confins des neiges éternelles. Ils sont absents du milieu marin et seules quelques rares espèces tolèrent les eaux saumâtres (**Lecointre et Guyader, 2001**).

Les caractéristiques physiologiques sont également un facteur affectant la présence des amphibiens dans différents climats, ou leur capacité à coloniser un habitat particulier, pour y assurer leur cycle de vie (**Andreas et Nollert, 2003**).

III.5.3. Période d'activité

Chez les Amphibiens, la période d'hivernage (ralentissement de l'activité en raison du froid et de son manque de capacité à pouvoir maintenir son métabolisme), se déroule dans la terre habituellement. Ils passent des mois d'hiver dans un état de torpeur, à l'abri d'un refuge sûr et protégé, à l'exemple d'un trou creusée dans le sol ou une crevasse profonde dans les rochers. Il pourra faire quelques sorties par temps doux (**Mebaki, 2012**).

III.5.4. Régime alimentaire

Les amphibiens occupent une place centrale dans le réseau trophique des écosystèmes, où la majorité des amphibiens se nourrissent essentiellement d'animaux vivants qui sont généralement avalés en entier (**Arnold et Oviden, 2004 ; Mamou, 2011**).

Les larves d'anoures sont herbivores, la jeune larve/têtard se nourrit à la fois d'algues microscopiques et de plantes supérieures telles que le plancton, les détritus, les particules de matière organique en suspension et la faune microbienne associée rencontre dans le milieu aquatique avant de voir son alimentation changer progressivement au cours de la métamorphose **(Hughes Mouret, 2014; Centre Ecotox News, 2015)**.

Mais les larves/têtards deviennent peu à peu carnivores, ils se détruisent mutuellement, prélèvent sur les populations aquatiques des mares et mares les œufs de têtards de leurs congénères et même ceux de leur espèce et se nourrissent essentiellement d'insectes (larves, chenilles, taupins, etc..) et mollusques (mollusques, escargots). En cela, ce sont des animaux très utiles autour de nos maisons et surtout de nos fermes. Ce sont même d'excellents auxiliaires de culture **(Hughes Mouret, 2014 ; Benhousine et Nouira, 2009)**.

Cependant, le régime alimentaire reste variable en fonction de la disponibilité et de la structure des ressources environnementales et de la compétition interspécifique **(Bouزيد, 2019 ; Miaud et Muratet, 2004)**. Et dans les écosystèmes sains la biodiversité est élevée et la présence d'amphibiens atteste de la bonne qualité de l'habitat **(Messaoudi et Benammar, 2020)**.

IV. Risques et menaces pour les amphibiens

Les dernières années ont vu une crise mondiale menaçant les populations d'amphibiens **(Houlahan et al., 2000 ; Wake et Vredenburg, 2008)**, où les experts en amphibiens ont lancé un cri d'alarme face au déclin alarmant pour les amphibiens dans le monde **(Dubois, 2008 ; Dejean et al., 2010 ; Culp et al., 2007)**, selon plusieurs auteurs **(Dejean et al., 2010 ; Millerioux et al., 2012 ; UICN, 2010)**, environ un tiers des espèces d'amphibiens répertoriées est menacé d'extinction de nos jours dans le monde.

Bien que les estimations soient effrayantes et controversées **(McCallum, 2007)**, les causes potentielles sont nombreuses et comprennent la dégradation et la perte d'habitat, pollution, contaminants, les pesticides, herbicides ou métaux lourds, l'action synergique du changement climatique, les prélèvements en milieu naturel pour la consommation humaine, ou des interactions entre plusieurs facteurs, et autres usages, et les maladies en seraient la principale raison **(Brooks et al., 2002 ; Relyea, 2005; Pounds et al., 2006 ; Trauth et al., 2006 ; Daszak et al., 2003 ; Culp et al., 2007 ; Cerema, 2019 ; Codjo et al., 2021)**.

On peut dire que bon nombre de ces stress sont la principale cause des êtres humaines d'une manière ou d'une autre **(Mendelson et al., 2006 ; Pounds et al., 2006 ; Trauth et al., 2006)**.

IV.1. Les prédateurs des amphibiens

Les rôles et importances des anoures sont très multiples en plus de leur forte implication dans le maintien de l'équilibre de l'écosystème, l'exploitation des anoures par l'homme date de plusieurs siècles (**Codjo et al., 2021**), où l'humain les utilise comme des sujets d'études et d'expériences, et plusieurs espèces de grenouilles sont utilisées dans l'alimentation humaine un peu partout dans le monde (**Millerioux et al., 2012; Nago et al., 2006 ; Nago, 2011; Bouzid, 2019**).

De nos jours, le commerce des amphibiens est un vaste entreprise (**Warkentin et al., 2009**). Dans certains pays, les amphibiens représentent une source de protéines importante pour certaines communautés rurales (**Neang et Holden, 2008 ; Neang, 2010**).

Compte tenu de sa position principale dans la chaîne alimentaire, il est entouré de nombreux ennemis, en plus de l'homme, ils sont victimes des oiseaux aquatiques, de certains reptiles notamment les serpents, des crustacés, des poissons et de leurs propres congénères ; Sans compter les animaux parasites depuis les vers jusqu'aux protozoaires (**Bouzid, 2019**).

En Algérie, plusieurs reptiles aquatiques : *Emys orbicularis*, *Mauremys leprosa* et *Natrix maura* sembleraient être des prédateurs des amphibiens. **Escoriza et Ben Hassine, (2017a)**, ont observé un *Natrix maura* un serpent qui lors de sa capture a régurgité un juvénile de *Pleurodeles poireti*. Ainsi que beaucoup d'autres oiseaux: la cigogne blanche *Ciconia ciconia* et le héron garde-bœufs *Bulucsisibis* (**Bouzid, 2019**).

IV.2. Dégradation et altération des habitats

La distribution et l'abondance des amphibiens peuvent être modifiées par la destruction de l'habitat (**Warkentin, 2009**). Comme mentionné précédemment, la grande majorité dépend des forêts tropicales, qui sont considérées comme l'un des habitats les plus menacés au monde (**Bouiedda, 2012**).

Ces menaces concernent principalement l'agriculture intensive (**Morand et Carsignol, 2016**), tandis que les prés et les champs exploités de manière intensive n'offrent aucune protection contre les prédateurs (**Andrea, 2009**).

L'exploitation d'autres ressources naturelles (**Morand et Carsignol, 2016**), où Les déboisements massifs, l'assèchement des zones marécageuses ou la canalisation des rivières, qui modifie la circulation naturelle des eaux, ont progressivement réduit les habitats que peuvent occuper les amphibiens (**Andreas et Nöllert, 2003**).

L'urbanisation (assèchement des zones humides) (**Morand et Carsignol, 2016**), dans quelques régions de Grande-Bretagne, on a assisté, entre 1950 et 1960 à une régression des

populations de Grenouilles rousses de presque 99% essentiellement liée à la destruction des zones humides (**Andreas et Nöllert, 2003**).

Ainsi qu'aux transports: voies ferrées, routes et canaux, les puits de drainage, est des constituentdes pièges mortels, peut isoler efficacement les populations survivantes d'amphibien et augmenter le risque de détérioration génétique (**Beebee, 1996 ; Andrea, 2009 ; Morand et Carsignol, 2016**).

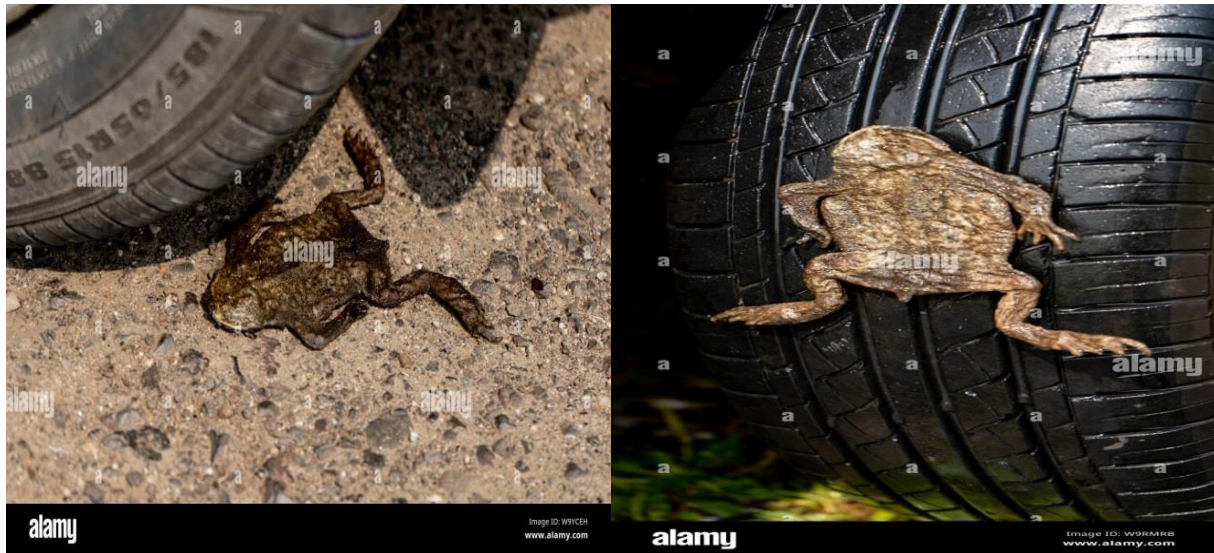


Figure 14. Grenouille écrasée sous la roue de voiture sur la route [8][9]

IV.3. Les maladies

En effet, selon (**Cerema, 2019**) les agents pathogènes et les nouvelles maladies émergentes constituent des causes importantes de ces régressions de populations des grenouilles. La chytridiomycose est aujourd'hui considérée par l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature comme étant la pire maladie infectieuse jamais observée chez des vertébrés, en termes de nombre d'espèces infectées et de tendance à les conduire à l'extinction. Il est probable que ce champignon sera naturellement cosmopolite avec une virulence et/ou une sensibilité aux espèces d'amphibiens variant selon les conditions environnementales (en lien avec le changement climatique ou en synergie avec d'autres facteurs comme les polluants) (**Gascon et al., 2007 ; Schloegel et al., 2006 ; Dejean et al., 2010 ; Nicholset al., 2001 ; Careyet al., 2003**).

Or, depuis 1998, il a été découvert que l'un des pathogènes fongiques microscopiques *Batrachochytrium dendrobatidis* (**Dubois, 2008**) est également appelé « chytride » (**Cerema, 2019 ; Miaud, 2013**), qui est exclusivement aqueux (**Johnson et Speare, 2003**), est un agent pathogène fongique responsable de la chytridiomycose, une infection cutanée chez les amphibiens ce qui provoque une attaque de la kératine de la peau adulte (**Dubois, 2008; Careyet al., 2003 ; Lips et al., 2006 ; Schloegel et al., 2006; Mohneke et Rödel, 2009**).



Figure 15. L'épidémie de chytridiomycose a été prouvée sous *Platypelis pollicaris* (Leipziget Brunswick, 2015).

IV.3.1.Virus

Les amphibiens hébergent une multitude de virus dont très peu leurs sont reconnus pathogènes. Ainsi, les « Iridovirus », les « Rana herpesvirus 1 » (RaHV-1), les « Calicivirus », les « Herpesvirus-like », les Virus « West nile » et les virus « Sindbis » ont déjà été isolés chez des anoures, principalement au niveau du genre *Rana* (Clément, 2005).

Les Ranavirus existent sous plusieurs espèces dont Frog virus 3 (FV3), *Ambystoma tigrinum* virus (ATV), Bohle iridovirus (BIV), *Rana catesbeiana* virus (RCV), Common midwife toad virus (CMTV).

Ils sont tous responsables de mortalités massives des anoures dans le milieu naturel comme en captivité (Daszak et al., 2003 ; Lpo, 2018).

IV.3.2.Bactéries

La bactérie *Aeromonas hydrophila*, qui fait partie de la flore intestinale normale des grenouilles et des têtards, et est un organisme ubiquitaire dans le milieu aquatique, est responsable de la dermatosepticémie, maladie des pattes rouges ou « red-leg disease », se traduisant par une flaccidité des muscles, des hémorragies, des ulcérations cutanées et parfois une septicémie foudroyante. Là où de nombreuses études ont montré que cette bactérie est une cause majeure de mortalité massive des grenouilles dans leur milieu naturel ainsi qu'en reproduction. De plus, les anoures sont victimes d'autres maladies d'origine bactérienne telles que la mycobactériose, la chlamydophylose, les rickettsioses, la salmonellose et la leptospirose causées par un groupe très diversifié de bactéries à la fois dans la nature et en captivité (Codjo et al., 2021).

IV.3.3.Parasites

Les anoures constituent un hôte pour une gamme très variée de parasites tels que les protozoaires (Trypanosomes, Opalines, Nyctothères), les helminthes (Trématodes, Cestodes, Monogènes, Nématodes, Acanthocéphales) mais les Opalines et Nyctothères présents dans le tube digestif sont généralement considérés comme des symbiontes. D'autres ectoparasites (Sangsues) parasitent également les amphibiens. En effet, les infestations dues aux helminthes ont été impliquées dans des cas de polydactylie, de déformation de membres ou encore de mortalité massive de grenouilles en cas d'infestation massive (**Wright, 2006 ; Johnson et al., 2007**).

Des études ont montré que l'infection parasitaire est à l'origine d'une diminution du nombre d'amphibiens. La nature et le nombre d'espèces de parasites isolés chez les anoures diffèrent selon le milieu d'étude (zone agro-écologique) et les types de grenouilles considérés (**Codjo et al., 2021**).

IV.4.Les changements climatiques

Le changement climatique et les maladies infectieuses sont considérés comme les moteurs de ce grave déclin (**Dubois, 2008**).

Là où les embryons et les têtards sont affectés par les changements de température, par exemple en été très froid, lorsque la température de l'eau n'augmente pas suffisamment, nous constatons que cela affecte la croissance des embryons et des grenouilles. Refroidissement général du climat il est possible que le refroidissement général du climat, ait joué un rôle important dans le recul de la Rainette verte, dont les têtards ne se développent que si la température de l'eau est supérieure à 15°C, et du Sonneur à ventre de feu (**Andreas et Nöllert, 2003**).

L'exposition aux rayons ultraviolets peut également affecter les œufs, comme c'est le cas dans les montagnes de l'Oregon, où le nombre de grenouilles a diminué, ce qui a été démontré par des chercheurs de l'Université de Pennsylvanie et de l'Oregon que le niveau accru d'exposition des œufs de ces grenouilles à rayonnement ultraviolet, résultant de la réduction de la couche d'ozone. Provoquant un grand nombre de décès d'œufs.

Quel rapport avec le climat ? Ces chercheurs ont découvert une chaîne complexe d'interactions. D'abord, depuis l'augmentation du rayonnement ultraviolet, conséquence du rétrécissement de la couche d'ozone, dont on a parlé. La modification de la fréquence et de l'intensité d'El Nino sur la côte Pacifique affecte profondément le régime des pluies hivernales. Ce qui provoque l'assèchement des bassins dans lesquels les grenouilles se reproduisent au printemps, donc les œufs pondus sont moins protégés des UV... alors ils sont fragilisés et plus

sensibles aux attaques de précision comme *Champignon Saprolegnia*. Le patrimoine génétique de leurs cellules peut changer, entraînant une diminution des réponses immunitaires. Dans certains étangs où le niveau d'eau est très bas, le taux de mortalité embryonnaire atteint 100 %. Ce sera sans doute l'un des indices clés du mystère du constat de la mort des amphibiens dans le monde (Dubois, 2008).

IV.5. La pollution

De nombreux tests en laboratoire ont montré que les amphibiens sont particulièrement sensibles à la pollution chimique en raison de la perméabilité de leur peau à ces substances car les engrais (nitrates) réduisent l'activité des larves d'amphibiens et peuvent provoquer des difformités, des paralysies ou la mort d'individus.

D'autres études ont montré un lien direct entre la pollution de l'environnement et un taux élevé de malformations chez les amphibiens. Johnson et Chase 2004 ont montré que l'eutrophisation des eaux favorisait la malformation des grenouilles. De plus, les pesticides, les herbicides ou les métaux lourds affectent directement ou indirectement les amphibiens. et reptiles (Adaika et Tir, 2020).

IV.5.1. Pollution de l'eau

La pollution de l'eau est généralement définie par l'introduction ou la présence de substances nocives ou inacceptables en modifiant la nature de la qualité de l'eau (Nsikak, 2008). C'est la contamination de l'eau douce (par exemple par l'eutrophisation, l'acidification et la contamination des eaux souterraines) qui réduit sa pureté (Benayache, 2014).

C'est l'un des aspects les plus préoccupants du déclin du patrimoine naturel, la dégradation à long terme de ce futur environnement représente un réel danger pour l'humanité et la vie de la faune et de la flore aquatiques et terrestres (Chenaifia, 2012 ; Bentata Kidder, 2015).

IV.5.2. Source de pollution de l'eau

IV.5.2.1. Les pollutions naturelles

Elle peut être due à une irruption volcanique, des épanchements sous-marins d'hydrocarbures qui provoquent le déversement d'hydrocarbures sous l'eau... ou encore lorsque l'eau entre en contact avec des gisements minéraux et par un effet de dissolution ou d'érosion, cela engendre des concentrations inhabituelles en métaux lourds (Carnevale et al., 2006).

IV.5.2.2. Les pollutions dues aux activités humaines

IV.5.2.2. 1. La pollution des eaux usées

Les eaux usées sont toutes les eaux des activités domestiques, agricoles et industrielles chargées en substances toxiques qui parviennent et est généralement acheminé par le réseau d'égout jusqu'à la station d'épuration d'assainissement. Les eaux usées englobent également les eaux de pluies et leur charge polluante, elle engendre au milieu récepteur toutes sortes de pollution et de nuisance (**Mekhtari, 2012**). Cette pollution est caractérisée par :

- Germes fécaux, teneur élevée en matière organique, sels minéraux (azote, phosphore),
- Détergents: a la sortie de la station d'épuration, les mêmes éléments présents en moindre quantité (50 à 90%) sont extraits mais ils sont concentrés au point de rejet (**Belajal et Hmidi, 2021**).

IV.5.2.2. 2. La pollution atmosphérique

Bien que leur source soit variable, qu'elles soient d'origine naturelle ou humaine, les substances émises peuvent être physiques (radioactivité, énergie, etc.), chimiques (gaz, particules, brouillards, etc.) ou biologiques (pollens, acariens, moisissures, etc...). Les produits chimiques d'origine humaine (à l'exception des gaz à effet de serre et des substances semi-volatiles comme les pesticides) figurent parmi les sources les plus importantes de pollution atmosphérique, car ils ont des conséquences directes ou indirectes sur la santé et l'écosystème.

La pollution résulte principalement de fuites directes des tuyaux d'échappement, des cheminées, des terres agricoles, etc. Il est ensuite dispersé, dilué, transporté, voire transformé en d'autres composés dits « secondaires » comme l'ozone ou le nitrate d'ammonium (**Charpin et al., 2016**).

IV.5.2.2.3. La pollution industrielle

Elle dépend des activités industrielles, car elle se caractérise par sa grande diversité, les industries chimiques, métallurgiques et électroniques étant classées parmi les principales causes de pollution de l'eau. Elle ne s'arrête pas seulement au stade de la fabrication, mais se poursuit également au niveau de l'utilisation des matériaux produits et au niveau des objets manufacturés en fin de cycle du produit avec les déchets (**Belajal et Hmidi, 2021**).

Elle se distingue par une grande diversité, qui dépend de l'utilisation de l'eau dans les procédés (refroidissement, lavage, extraction, dissolution, etc.). On peut donc trouver dans l'eau, qui est un bon solvant, tous les sous-produits possibles de l'activité humaine: matières organiques, graisses (industries agro-alimentaires, abattoirs, usines de services), hydrocarbures

(raffineurs), acides, bases, et produits chimiques divers (Industries Chimiques et Pharmaceutiques) (Carnevale et *al.*, 2006).

IV.5.2.1.3. Polluants fins

Ce terme fait référence à un groupe de substances grâce auxquelles. Sa persistance et sa bioaccumulation sont susceptibles de provoquer une toxicité irritante, même en très petite quantité (Larkem et Bacel, 2005). Les principaux micropolluants sont :

- Métaux lourds et certains métalloïdes (cadmium, plomb, chrome, cuivre, ... mercure)
- Composés phénoliques, organohalogénés, organophosphorés et hydrocarbures aromatiques polycycliques (Mizi, 2006).

IV.5.3. L'impact de la pollution sur le peuplement d'anoures

La quasi-totalité de l'eau douce du monde est affectée par la pollution, causant des dommages aussi bien dans les pays développés que dans les pays en développement, tandis que dans les pays en développement aux climats arides, les eaux souterraines sont plus importantes car elles sont souvent la seule source d'approvisionnement en eau potable et en eau d'irrigation, et sont donc vitales pour le développement de ces pays.

Le problème de la pollution de l'eau est sans aucun doute l'un des aspects les plus préoccupants de la crise environnementale mondiale car il est gravement menacé par diverses activités humaines. Compte tenu de la croissance démographique, du changement climatique, du développement industriel et agricole toujours croissant, y compris l'utilisation irrationnelle des engrais et des pesticides, et du manque de sensibilisation de la population à la protection de l'environnement, conduisent à un déséquilibre de l'écosystème et génèrent des éléments polluants qui peuvent affecter les propriétés physiques, chimiques et biologiques de la qualité de l'eau et provoquent des perturbations, des impacts sur l'environnement, et donc le contrôle et la surveillance de la qualité des eaux de surface et souterraines doivent faire l'objet d'une attention particulière.

Bien que les zones humides d'eau douce aient la capacité de purifier l'eau, elles sont très limitées, elles ne peuvent absorber qu'un certain volume de ruissellement agricole et de flux de déchets domestiques et industriels; Et avec l'augmentation continue de la population et de la pollution, on constate que le pouvoir d'autoépuration du milieu naturel prend un virage inverse, vers sa saturation sinon vers sa neutralisation complète.

Il existe différentes formes de pollution; On peut citer : chimique (produits toxiques, pesticides), organique (déchets, micro-organismes), thermique (eau chaude), radioactif...etc. La plus dangereuse pour les amphibiens est peut-être la pollution chimique due à la perméabilité de

leur peau à ces substances, ceci est démontré par de nombreux tests en laboratoire, par exemple, des substances telles que les engrais (nitrates), les pesticides, les herbicides ou les métaux lourds affectent directement ou indirectement les amphibiens et les reptiles et réduisent l'activité des larves d'amphibiens et peuvent provoquer des difformités, une paralysie ou la mort chez les individus **(Benayache, 2014)**.

Partie pratique

Chapitr I: Matériels et Méthodes

I. Intérêt du modèle

Le *Pelophylax saharicus* est un modèle biologique qui présente plusieurs avantages pratiques, où l'espèce étant très abondante et elle offre à priori de bonnes opportunités pour constituer des échantillons assez importants.

Au-delà de ces aspects pratiques, cette espèce constitue un modèle intéressant pour Étudier la relation des espèces et l'étendue de leur impact et de leur vulnérabilité au milieu environnant ainsi que les relations entre hôtes-parasites puisque le *Rana saharica* est connu pour être l'hôte de nombreux parasites c'est d'ailleurs un anoure fréquemment infecté par les sangsues; De plus, son caractère ubiquiste permet d'explorer l'interaction avec ces parasites dans différents types d'habitats.

Observation

Avec l'aide du professeur encadré, le type de grenouille étudié a été identifié, en plus d'identifier des indicateurs sanguins de parasites et de cellules sanguines, en plus de lire des coupes de foie obtenues dans le laboratoire de l'Université Echahid Hamma Lakhdar -El Oued.

I.1. Classification d'espèces *Pelophylax saharicus* selon ASW:

Règne:	Animalia
Embranchement:	Chordata
Sous-embr:	Vertebrata
Classe:	Amphibia
Sous-classe:	Lissamphibia
Super-ordre:	Salientia
Ordre:	Anura
Sous-ordre:	Neobatrachia
Famille:	Ranidae
Genre:	<i>Pelophylax</i>

I.2. Captures de l'espèce:

Des grenouilles ont été collectées, en cherchant dans différents plans d'eau ayant des caractéristiques biotiques et abiotiques favorables à l'installation de notre espèce.

Nous avons utilisé deux méthodes pour les attraper, soit en faisant de petits trous et en y mettant un seau pour les rendre faciles à obtenir afin de les attraper facilement, soit à l'aide d'une époussette.

II. Présentation de la zone d'étude:

Stations 1: Elle est située à proximité du campus de l'Université Echahid Hamma Lakhdar -El Oued, située précisément à proximité de la Faculté des Sciences Economiques. Le site est une mare naturelle caractérisée par la présence de deux strates: arbustive composée généralement par l'espèce *Phargmites australis* de taille moyenne de 2 mètres et herbacée dominée par les *Tamarix Boveana*.

La profondeur de la mare est de 40 à 60 cm.



Figure 16. Localisation de l'Université Echahid Hamma Lakhdar -El oued
(Google maps, 2023)



Figure 17. Mare de la zone universitaire (Photo originale, 2023)

Stations 2: Elle est située à Sidi Mestour, ce site est une mare naturelle dans une zone agricole caractérisée aussi par la présence de deux strates: arbustive composée généralement par l'espèce *Phargmites australis* de taille moyenne de 2 mètres et herbacée dominée par les *Tamarix Boveana*.

La mare est assez profonde, la profondeur est particulière comprise entre 60 et 150cm.

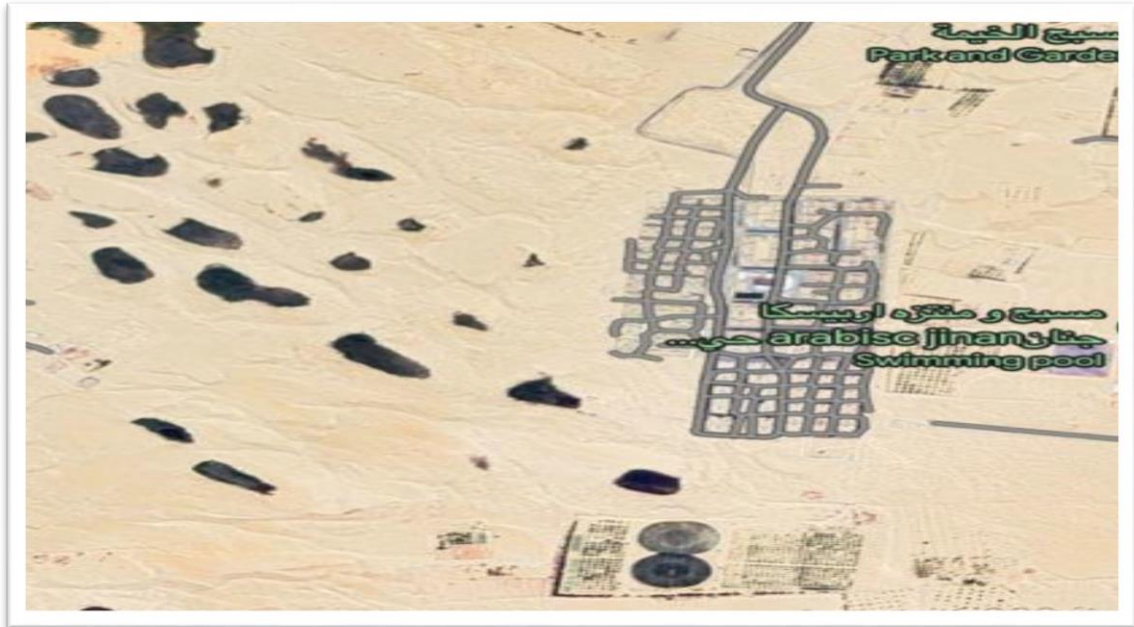


Figure 18. Localisation de Sidi Mestour (Google maps, 2023)



Figure 19. Mare de Sidi Mestour (Photo originale, 2023)

Tableau 05:Caractéristique des stationsd'étude

Stations	Etage Bioclim	Temporarité et faciés	Courant	Végétation
Stations 01	SA	SP	N	++
Stations 02	SA	SP	N	+++

Bioclimat:SA:semi-aride ;**Temporarité et Faciès:** SP: eau stagnante permanente; **Courant:** N: écoulement nul ou à peine perceptible.

III. Matériels biologiques

III.1.Matériel animal

Notre étude a été réalisée sur 60 grenouilles appartenant à l'espèce *Pelophylax saharicus* de la famille des Ranidae, collectées dans les deux sites choisis (mare naturelle située dans l'université et mare agricole située à Sidi Mestour) répartis dans la région d'El Oued; Pour chaque site, nous avons échantillonnés 30 grenouilles.

L'ensemble des grenouilles de deux sites sont alors mis au laboratoire afin de les examiner attentivement dans le but de chercher les parasites, les anomalies et les infections dues au milieu d'une part et d'autre part à l'espèce lui-même.

III.2.Matériels du laboratoire

III.2.1.Les produits et les réactifs

Les produits utilisés dans l'étude à la recherche des parasites et les infections de notre modèle biologique sont les suivants:

L'eau distillée, Chloroformole 99%,Methanol 99,9%,Formol 36% après dilution10%, Solution de chromate de potassium à 10% , Solution de nitrate, Solution aqueuse de l'EDTA à un pH compris entre 12 et 13, Solution de sel de sodium de l'acide éthylène diamine tétraacétique (EDTA) a pH10, L'indicateur murexide, L'indicateur Eriochrome Noir, NaOH à 2 N, NaOH à 30 %, Salicylate de sodium,H2SO4,Tartrate double de sodium et de potassium.

III.2.2.Instruments

Gants, Masque facial, Papier aluminium, Papier génique, Coton, Lame, Lame bistourie, Spatule, Pipette et poires à pipete,Pince stérilisée, Tubes sec, Seringue (5ml), Fioles de 100 ml, Saché, Les épingles, Port lame, Eukitt , Erlenmeyer au col large, Burette, Bécher .

III.2.3.Appareillage

Appareil Consort C3010,Appareil TP3001,Microme HM325, Slee MPS/P1,Slee MTP, l'Oxymètre portable Profi Line Oxi 3210,Microscope avec un appareille photo OPTIKA Balance analytique de laboratoire,Autoclave 45 °C, Bain marie, Spectromètre UV-Visible.

IV.Méthodes

IV.1.Paramètre physico-chimique de l'eau

L'étude expérimentale consiste à effectuer des analyses physicochimiques de l'eau dans laboratoire defatilab et dans laboratoire d'ONA et Fatilabo .Echantillonnage Les principaux aspects dont il faut tenir compte pour obtenir un échantillon d'eau représentatif sont les suivants :

- La sélection convenable du point d'échantillonnage.
- La conservation adéquate de l'échantillon.
- Le strict respect des procédures d'échantillonnage (**Mazrou et Tekili, 2017**).

IV.1.1.Prélèvement de l'eau à analyser

Le prélèvement se fait dans deux points différents Les principaux renseignements à fournir pour une analyse d'eau :

- Identité des préleveurs
- Date et heure de prélèvement
- Motif de la demande d'analyse
- Point de prélèvement d'eau
- Origine de l'eau

Les eaux doivent être prélevées dans des flacons stériles pour les analyses bactériologiques (**Mazrou et Tekili, 2017**).

IV.1.2. Température

La température est mesurée par une méthode électrochimique à l'aide d'un appareil TP3001elle est exprimée en degré Celsius (°C) (**Boutaba, 2019**). Cela se fait en plaçant le thermomètre dans l'eau puis en attendant plusieurs minutes, suivi de la lecture du fichier de valeurs indiqué (**Bacha, 2010**).

IV.1.3. pH

L'appareil Consort C3010 est généralement constitué d'un boîtier électronique, permettantl'affichage de la valeur numérique du pH et d'une sonde de pH constituée d'une électrode de verre permettant la mesure et d'une électrode de référence. Son fonctionnement est basé sur le rapport qui existe entre la concentration en ions H_3O^+ et la différence de potentiel électrochimique qui s'établit dans le pH-mètre une fois plongé dans la solution étudiée.

Celui-ci est constitué de deux électrodes, l'une standard dont le potentiel est constant et connu (appelée électrode de référence), l'autre à potentiel variable (fonction du pH, appelée électrode de verre). Ces deux électrodes peuvent être combinées ou séparées.

Nous avons étalonné le pH mètre dans une solution tampon, puis on a rincé l'électrode avec l'eau distillée, puis nous avons immergé l'électrode dans l'échantillon, ensuite nous avons procédé à une agitation, et enfin on a accédé à la lecture après stabilisation du pH.

Une solution tampon est une solution qui malgré l'addition d'acide, de base ou d'une dilution, garde approximativement le même pH (**Bidi et Djidja, 2020**).

IV.1.4. La conductivité électrique

Elle est mesurée par une méthode électrochimique à l'aide d'un appareil Consort C3010 on émerge complètement l'électrode dans l'eau à analyser et la lecture se fait directement sur l'enregistreur électronique quand l'affichage est stabilisé (**Fettaka et Miloudi, 2018**).

IV.1.5. Oxygène dissous

La mesure électrochimique est la méthode reconnue par les différentes normes pour déterminer la concentration en oxygène des eaux (**WTW, 2006**); la teneur de l'eau en O₂ mesurée par l'Oxymètre portable ProfiLine Oxi 3210 (**Khennoufa et Labsi, 2020**).

IV.1.6. Les chlorures (Cl)

Les chlorures sont dosés en milieu neutre par une solution titrée de nitrates d'argent en présence de chromate de potassium. La fin de la réaction est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent.

Où il est entré 25 ml d'eau à analyser, dans un erlenmeyer au col large et ajouter 2 à 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 10%. Puis verser au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à apparition d'une teinte rougeâtre, qui doit persister 1 à 3 min (**Alaimia et Braham, 2021**).

IV.1.7. Calcium (Ca²⁺)

Principe

Titration des ions calcium avec une solution aqueuse de l'EDTA à un pH compris entre 12 et 13. L'indicateur utilisé est le murexide, qui forme un complexe rose avec le calcium. Lors du titrage, l'EDTA réagit avec les ions calcium, l'indicateur vire alors de la couleur rose à la couleur violet.

Mode opératoire :

- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
- Ajouter 2 ml de NaOH à 2 N.

- Ajouter du Murexide.

Et titrer avec l'EDTA jusqu'au virage (violet) (Mehda et Tahraoui, 2020).

IV.1.8.Magnésium (Mg^{2+})

Principe

Le principe est le même que pour la mesure de la dureté calcique, mais l'utilisation de l'indicateur Eriochrome Noir permet de mesurer simultanément; Et sur le même échantillon de calcium et de magnésium. L'indicateur utilisé donne une couleur rose en présence d'ions calcium et magnésium. Lorsqu'elle est titrée avec une solution de sel de sodium de l'acide éthylène diamine tétra acétique (EDTA) à pH 10, la solution vire au bleu.

Mode opératoire

Injecter 5 ml d'eau à analyser avec 45 ml d'eau distillée dans un bécher de 100 ml.

- Ajouter 4 ml de solution tampon.
- Ajouter 4 gouttes de filet.
- En maintenant l'agitation, verser d'abord rapidement la solution d'EDTA puis goutte à goutte lorsque la solution commence à virer au bleu.
- Vérifiez que la couleur a changé pour ne plus être au bleu en ajoutant une goutte supplémentaire d'EDTA (Merzoug, 2022).

IV.1.9. Nitrates (NO_3^-)

Principe

Dosage des nitrates NO_3^- méthode au salicylate de sodium: En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrososnylate de sodium coloré en jaune et susceptible d'undosage colorimétrique.

- Prendre 10 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 2 à 3 gouttes de NaOH à 30 %.
- Ajouter 1 ml de salicylate de sodium.
- Evaporer à sec au bain marie ou à l'étuve 75 - 88° C. (ne pas surcharger ni surchauffer très longtemps) laisser refroidir.
- Reprendre le résidu avec 2 ml. H_2SO_4 .
- laisser reposer 10 mn.
- Ajouter 15 ml d'eau distillée.
- Ajouter 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium.
- Faire la lecture au spectromètre UV-Visible

▪ Expression des résultats : Le résultat est donné directement en mg/l à une longueur d'onde de 415 nm (Alaimia et Braham, 2021).

IV.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce

IV.2.1. Impact sur le sangue

IV.2.1.1. Contention chimique et anesthésie

Le méthane est l'anesthésique idéal pour notre modèle, en général, notre espèce est anesthésiée par submersion dans le produit présentant dans une boîte hermétique.

IV.2.1.2. Prélèvement sanguine

Le prélèvement du sang était au niveau des veines fémorales, ventro-abdominale et linguales (Whitaker et Wright, 2001).

Nous avons réalisés ainsides frottis sanguins pour détecter les parasites internes et les

IV.2.1.3. Réalisation des frottis sanguins

Après dissection de la grenouille, nous prélevons le sang directement des capillaires afin d'éviter tout effet éventuel des anticoagulants sur la morphologie cellulaire. Les frottis sanguins sont préparés directement pour faire un frottis on a :

- Déposer une goutte de sang (0,1 μ l) sur une lame de microscope propre.
- Nous mettons une couverture à un angle de 30-45 degrés.
- On pousse le capuchon le long de la lame, d'un mouvement régulier, ni trop lent ni trop rapide de manière à toucher la goutte de sang qui coule le long du tranchant.

S'il est bien fait en suivant les étapes, il produit un frottis fin et uniforme qui est complètement contenu sur la lame (ne doit pas déborder) (Lachraf et Ban Amor, 2019)

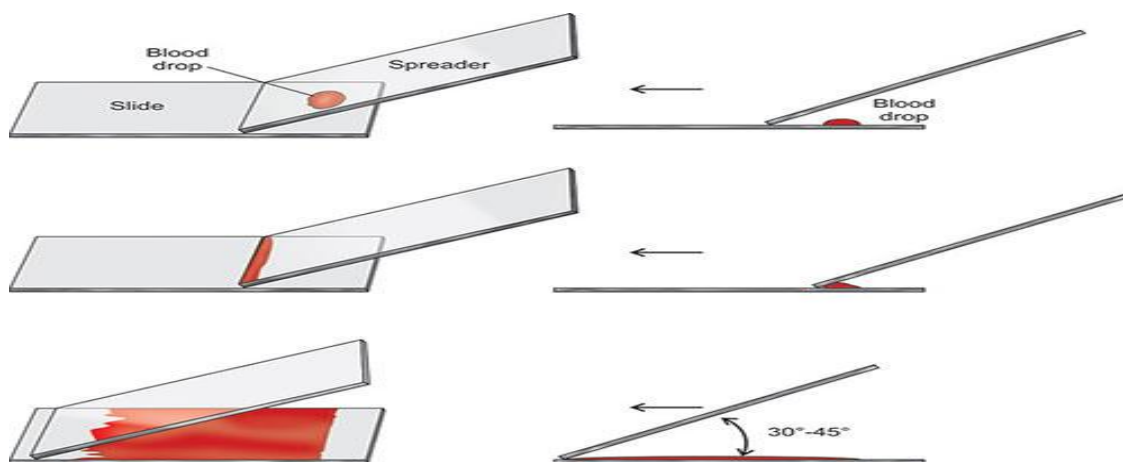


Figure 20. Diagramme illustrant étapes de préparation d'un frottis sanguin pour les échantillons (Marwaha, 2010)

IV.2.1.4. Fixation et coloration

Il est souvent utile d'utiliser des écouvillons séchés à l'air qui sont fixés dans du méthanol absolu, puis à nouveau séchés à l'air avant la coloration. Cela offre l'avantage de colorer et un stockage à long terme, la méthode de coloration utilisée est la méthode Pappenhein, également appelée MGG. Il est basé sur l'utilisation successive de le pigment : Giemsa Romanowsky. Le processus est le suivant:

- ✓ Nous avons séché à l'air et fixé les écouvillons le plus rapidement possible dans du méthanol à 100 % pendant trois minutes.
- ✓ Nous stockons ensuite les prélèvements sanguins dans un endroit frais et sans poussière jusqu'à ce qu'ils se colorent.
- ✓ Ensuite, ils sont colorés avec de la couleur Giemsa diluée (diluer la couleur 1/10 en appliquant 1 partie de colorant pour 9 parties d'eau tamponnée) et laisser reposer pendant 10 minutes.
- ✓ Décanter l'eau tamponnée (pH 6,8-7,0) pour laver le colorant.
- ✓ Nous laissons de l'eau propre sur la lame pendant 2-3 minutes pour obtenir une coloration différentielle.
- ✓ Nous laissons l'eau s'écouler et séchons la lame sur une grille.
- ✓ Le frottis est prêt à être examiné au microscope à l'immersion d'un objectif 40 x 100
- ✓ Microscopie des macules encapsulées sous un microscope monté sur une lentille grossissante 100X équipée d'un appareil photo numérique (**Lachraf et Ban Amor, 2019**).

IV.2.1.5. L'analyse des données

Les échantillons de sang qui ont été prélevés et conservés selon les étapes précédentes, nous calculons le pourcentage de leurs parasites au microscope.

Pour la mesure quantitative, nous nous appuyons sur une mesure de la prévalence (le pourcentage d'hôtes infectés par un parasite donné) et une mesure de la gravité (le nombre de parasites d'un parasite donné chez les hôtes infectés) (**voir Lachraf et Ban Amor, 2019**).

La gravité moyenne est une mesure couramment utilisée en parasitologie environnementale et indique le nombre moyen de parasites d'une espèce donnée par hôte infecté.

Estimation de la prévalence (P) : c'est le nombre des individus parasites (nP) sur le nombre des individus examinés (N):

$$P = nP / N \times 100$$

IV.2.2. Impact sur l'organe (foie)

IV.2.2.1. Prélèvement des organes

Le prélèvement d'organes a été effectué à la fin du sacrifice de grenouilles. Elle est pratiquée sur l'organe (foie) après l'avoir lavé à l'eau physiologique (chlorure de sodium 0,9%) et mesuré son poids, puis le conserver dans un milieu adapté (formol 10%).

IV.2.2.2. Les étapes de la technique histologique

Pour l'examen anatomique et pathologique, le foie fixé au formol à 10% est placé dans des bandes plastiques, et ces coupes histologiques sont réalisées au niveau du laboratoire du Collège des sciences naturelles et de la vie de l'Université El-Oued. Les différentes étapes étaient les suivantes : les étapes tirées de **Dellaoui Hafsa, (2021)**. La préparation est examinée au microscope électronique avec un grossissement de X400 et X1000.

- Il doit être pratiqué le plus tôt possible après la mort
- Eviter de triturer ou de malaxer l'organe et le détacher avec un instrument bien tranchant.
- Découper des tranches peu épaisses en tenant compte de l'orientation générale de l'organe.

IV.2.2.3. Fixation

La fixation a pour but d'immobiliser les tissus dans un état aussi proche que possible que celui chez le vivant. C'est l'étape obligatoire, irréversible. Elle agit sur les molécules qui composent les tissus :

- Elle inhibe l'action microbienne.
- Elle inactive les molécules qui pourraient changer la morphologie tissulaire comme les enzymes
- Elle également préserve au maximum l'intégrité chimique des tissus.

Le formaldéhyde (CH_2O) est le seul aldéhyde gazeux. Il est dissout dans l'eau avec une saturation de 40%. Cette solution est généralement appelé « formol » ou « solution de formaldéhyde concentré ».

IV.2.2.4. Prélèvements des sections tissulaires

C'est une étape fondamentale dans l'analyse histologique, puisque la lecture et l'interprétation microscopique des préparations en dépendent. Après la fixation, le pathologiste effectue des prélèvements repérés et orientés par la macroscopie. Ces données sont consignées sur une fiche de macroscopie et chaque prélèvement est de ce fait

individualisé. Les fragments sélectionnés doivent être placés dans les cassettes identifiées. L'ensemble des cassettes est regroupé dans le fixateur en attendant l'étape suivant.

IV.2.2.5. Déshydratation, blanchiment et imprégnation à la paraffine

Il repose sur le remplacement de l'eau contenue dans les tissus par une substance hydrophobe et chimiquement inactive. Ils se déroulent dans une série de bains d'alcool de différents degrés, qui est réalisée à l'aide du dispositif "SLEE MTP", qui peut être programmé selon le parcours choisi et peut contenir un grand nombre de rangées de cassettes dans un panier

Enfin, la dernière étape à l'aide d'une machine automatique est l'imprégnation qui se fait avec de la paraffine fondue pour les renforcer afin de pouvoir ensuite les découper.

IV.2.2.6. Mise en blocs enrobage

A l'aide « Station d'enrobage » figure qu'il comporte deux plaques:

- Une plaque de travail avec une température de 70°C.
- Plaque de refroidissement 15°C.

Mettre les échantillons dans les moules métalliques afin de couler dans des cassettes après les repérages du future plan coupe est délicatement posé, un complément de paraffine est ajouté, une fois la paraffine refroidie dans une deuxième plaque, les cassettes marquées et les blocs sont prêts à la coupure.

IV.2.2.7.Réalisation des coupes

L'appareil utilisé est le microtome à paraffine modèle «Thermo scientifique Microm HM 325 ». Ce l'appareille permet d'obtenir des coupes sériées disposées en forme de ruban et très fines dont l'épaisseur de 3 à 5 μm .

IV.2.2.8.Réalisation des lames blanches

IV.2.2.8.1. Confection des lames

Les coupes sont plissées et doivent être étalés sur un milieu liquide (bain marie) à T° 45°C. Puis déplier les coupes recueillies à sa surface, et montées sur lame de verre. Ensuite inscrire le nom de l'échantillon à l'aide de graveur.

IV.2.2.8.2. Séchage des lames

Cette étape permet de faciliter l'adhérence des coupes sur les lames de verre avant l'étape de déparaffinage. Le séchage des lames est réalisé dans une étuve ventilée à 70°C pendant une heure afin d'évaporer les gouttelettes d'eau et de bien adhérer la coupe.

IV.2.2.8.3. Coloration

IV.2.2.8.3.1. Déparaffinage et hydratation

Cette étape consiste à éliminer le milieu d'inclusion (paraffine) puis de la réhydrater.

Tableau 06: Batterie de déparaffinage et de réhydratation des coupes avant coloration

Déparaffinage				Réhydratation des coupes		
Xylène	Xylène	Ethanol	Ethanol	Ethanol	Ethanol	Eau courante
15min	15min	100%	100%	95%	80%	(rinçage)
		3min	3min	1min	1min	1min
2 bains de xylènePour éliminer la paraffine		4 bains d'éthanol pouréliminer le xylène		Pour éliminerl' ethanol		

IV.2.2.8.3.2. Coloration :

La coloration standard a été appliquée pour nos lames à savoir l'hématoxyline-Eosine, qu'elle permet de colorée le noyau en bleu et le cytoplasme en rose, selon les étapes suivantes:

Tableau 07: Batterie de coloration Hématoxyline-éosine

Coloration	Minutes
HCl + Ethanol 70%	3 min
Eau distillé	5 min
Hématoxyline	30 s
Eau à 60° c	10 min
Rinçage	3 min
Eosineaqueuse	20 s

IV.2.2.8.4. Montage des coupes

Il consiste à fixer à l'aide d'une résine (Eukitt) synthétique une lamelle couvre-objet sur la coupe afin de protéger de la dégradation chimique des colorants qui s'oxydent à l'air et des bris mécaniques. Les coupes colorées ne supportent pas le dessèchement. Il est nécessaire d'interposer entre la lame et la lamelle un milieu répondant à certaines rigueurs. On dispose alors d'une« préparation microscopique»(appelée«lame») prête à être observée au microscope optique (MO) (Dellaoui, 2021).

Chapitr II: Résultats et Discussion

I.Résultats

I.1.Paramètre physico-chimique de l'eau

I.1.1. Température

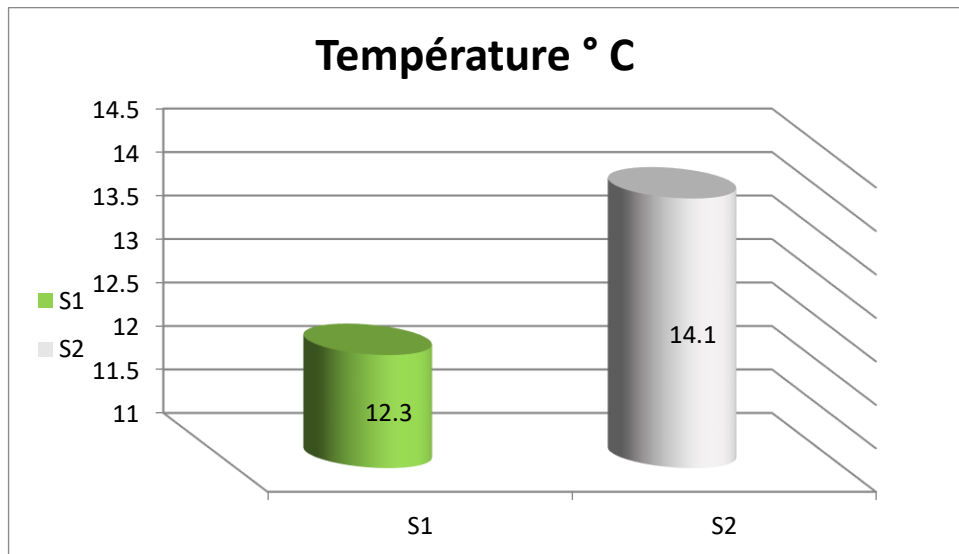


Figure 21. Représentation graphique du teneur en température

Comme le montrent les résultats, il y a une convergence de température entre les deux régions avec les valeurs 14,1 ° C et 12,3° C.

I.1.2. pH

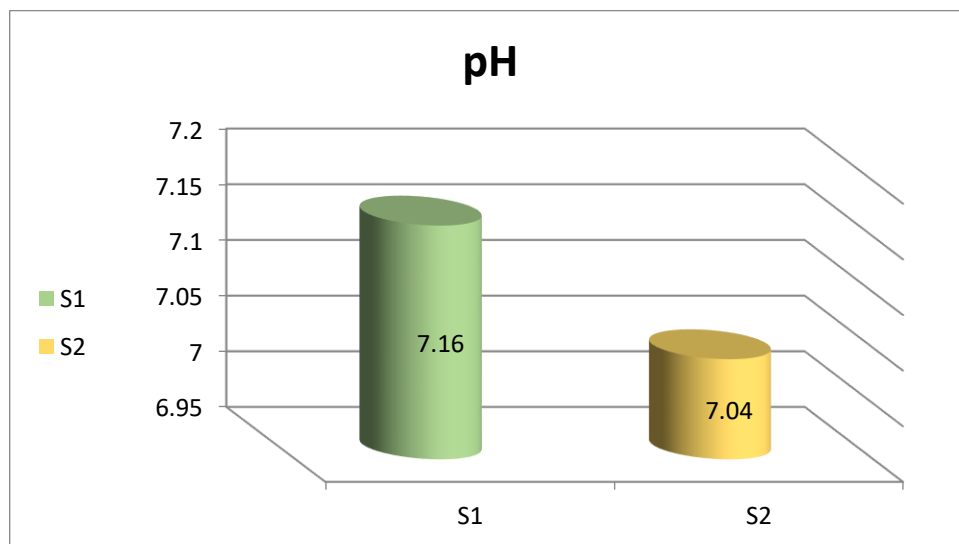


Figure22. Représentation graphique du teneur en pH

Montrer les résultats, Existence une convergence de la valeur du pH entre les deux régions avec les deux valeurs 7,04 et 7,16

I.1.3. Conductivité électrique

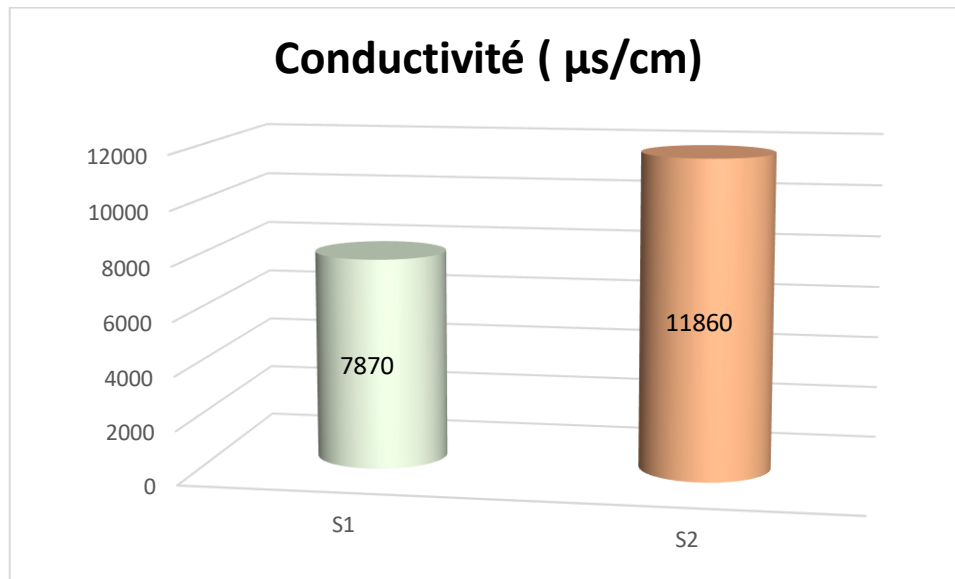


Figure23. Représentation graphique du teneur en CE

D'après les résultats, nous remarquons que la conductivité électrique dans le S2 de valeur 11860(μS/cm) plus grand La conductivité électrique de S1

I.1.4. Oxygène dissous

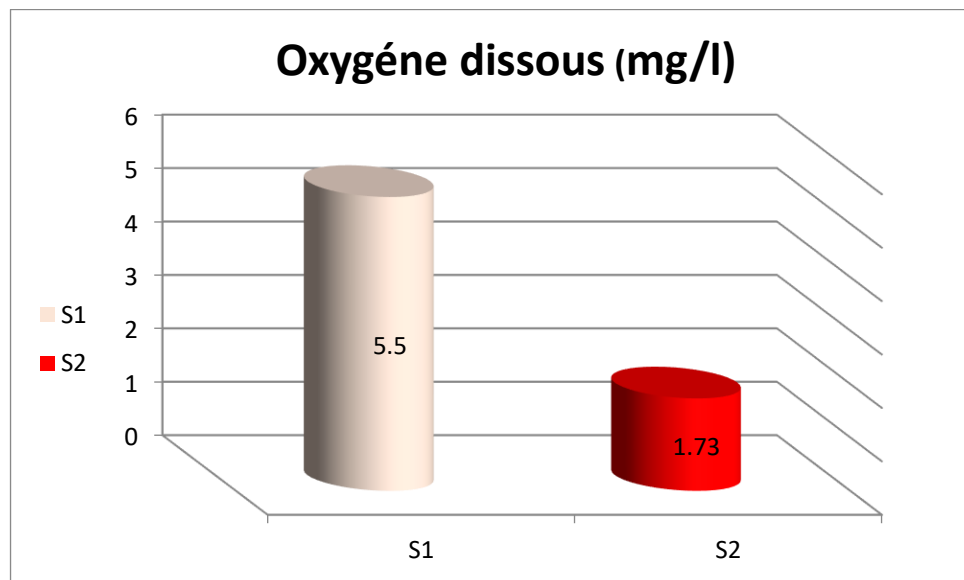


Figure 24. Représentation graphique du teneur en Oxygène dissous

A travers les résultats présentés, on remarque que la quantité d'oxygène dissous est faible dans S2 par rapport à S1.

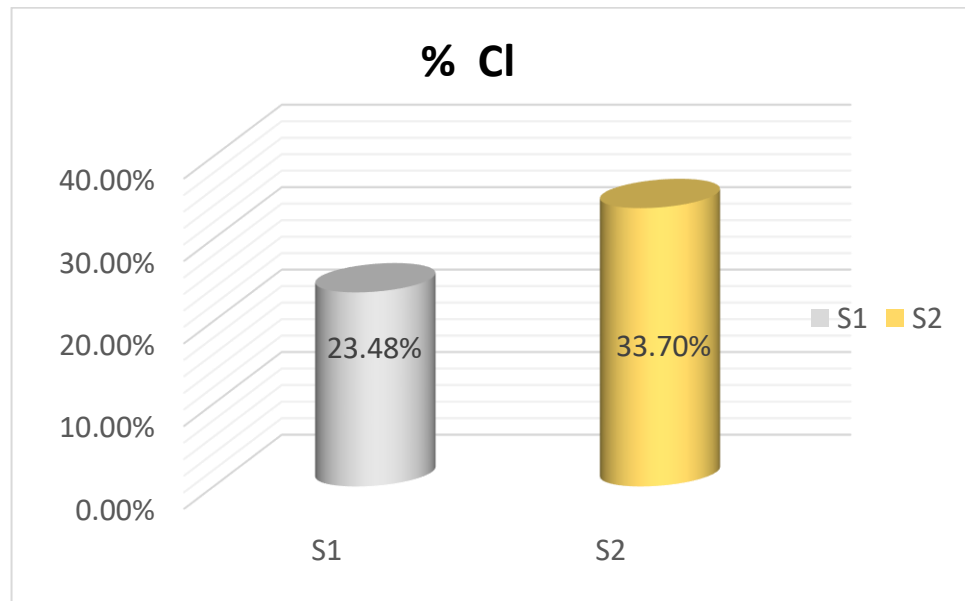
I.1.5.Chlorures (Cl)

Figure 25. Représentation graphique du teneur en chlorures

D'après les résultats, nous remarquons que le pourcentage NaCl dans S1 est légèrement inférieur à celui en S2

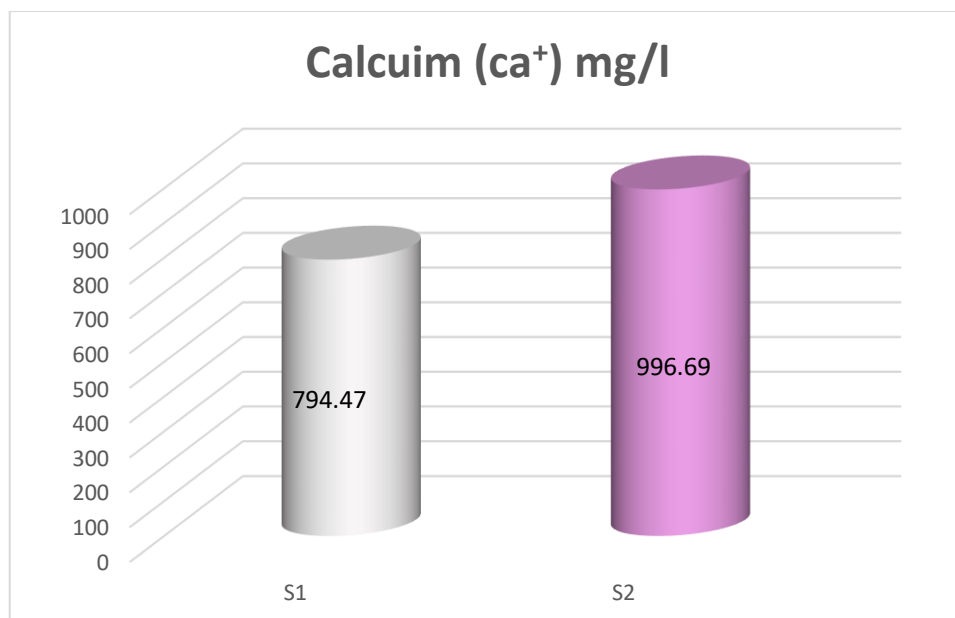
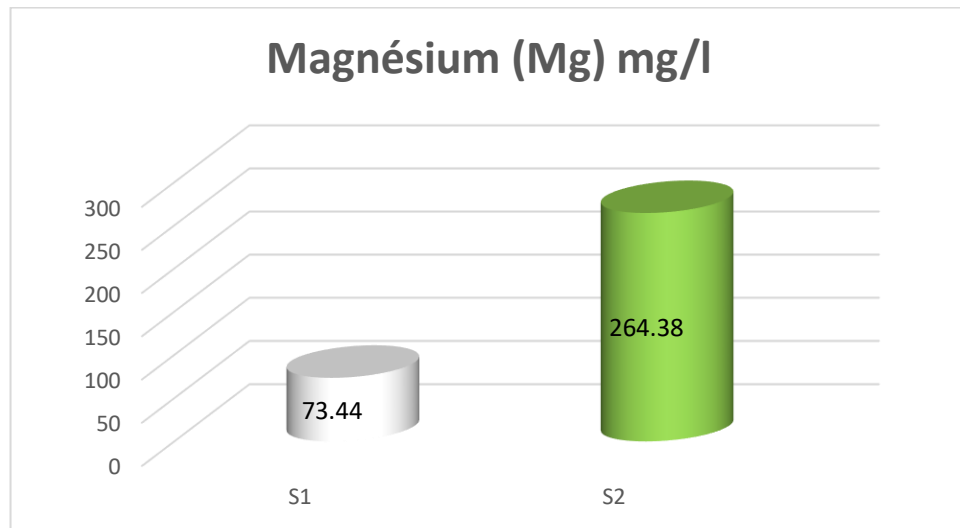
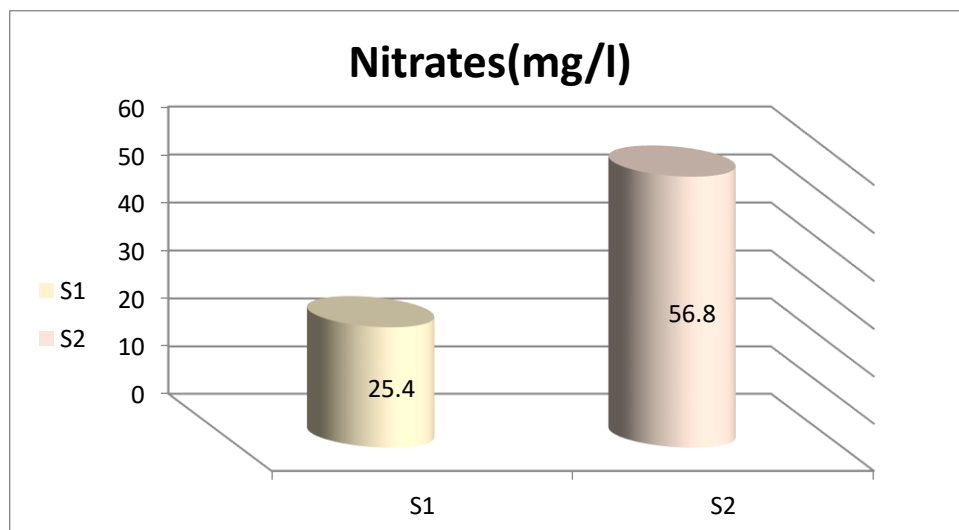
I.1.6.Calcium (Ca⁺)

Figure 26. Représentation graphique du teneur en calcium

D'après les résultats, nous remarquons que les concentrations de calcium sont élevées pour les deux régions, où sa valeur en S2 est de 996 (mg/l) et dans S1est 794,47 (mg/l).

I.1.7. Magnésium (mg +)**Figure 27.** Représentation graphique du teneur en magnésium

D'après les résultats, on remarque que les concentrations de magnésium variaient entre les deux régions, où sa valeur en S1 était de 73,44 (mg/l), alors qu'elle était très élevée en S2, avec une valeur égale à 264,38 (mg/l).

I.1.8. Nitrates**Figure 28.** Représentation graphique du teneur en nitrates

D'après les résultats, on remarque que les concentrations de nitrates variaient entre les deux régions, où sa valeur en S1 était de 25,4 (mg/l), alors qu'elle était très élevée en S2, avec une valeur égale à 56,8 (mg/l).

I.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce

I.2.1. Impact sur le sangue

I.2.1.1. Identification des hémoparasites

I.2.1.1.1. Les *Microfilaires*

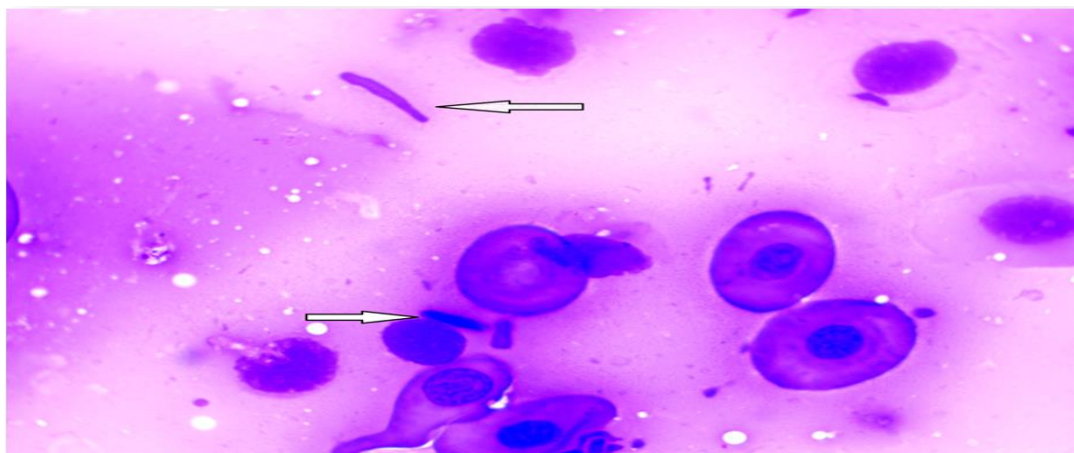


Figure 29. Schéma représente les *Microfilaires* avec grossissement 100X

I.2.1.1.2. Les *Plasmodium sp*

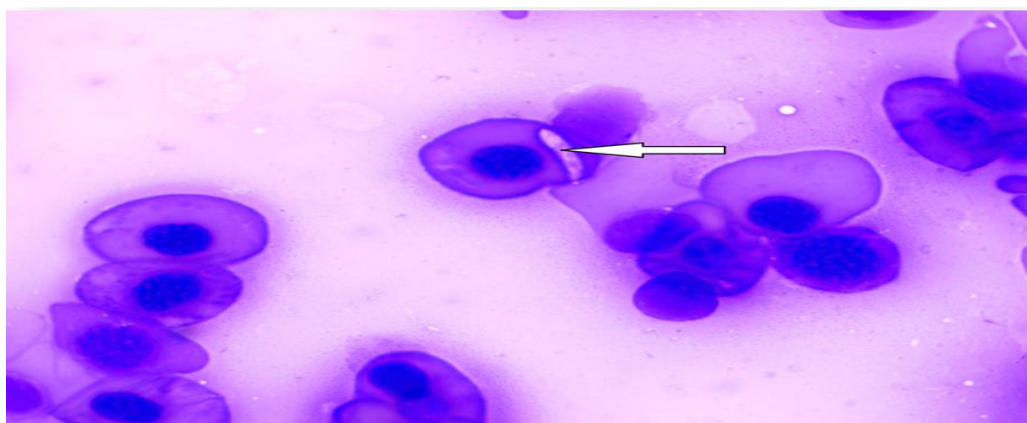


Figure 30. Schéma représente *Plasmodium sp* avec grossissement 100X

Il ressort clairement des résultats qu'il a été prouvé que les grenouilles infectées porteuses d'un hémoparasite (70%) étaient plus élevées que les grenouilles non infectées par un hémoparasite, car elles atteignaient (30%) à partir de 60 individus de *Pelophylax saharicus*

On note également qu'elles sont infectées par *Plasmodium* dans l'ordre (62% sur 42 grenouilles), notant que le site de Sidi Mestour représente le pourcentage le plus élevé de 51% du parasite *plasmodium* total, alors que le site naturel de l'université ne représente que 11%

alors que ceux infectés par les *microfilaires* (8%) occupent le site agricole de Sidi Mestour avec un pourcentage de 5%, alors que le site naturel situé à l'université n'en fournit que 3%.

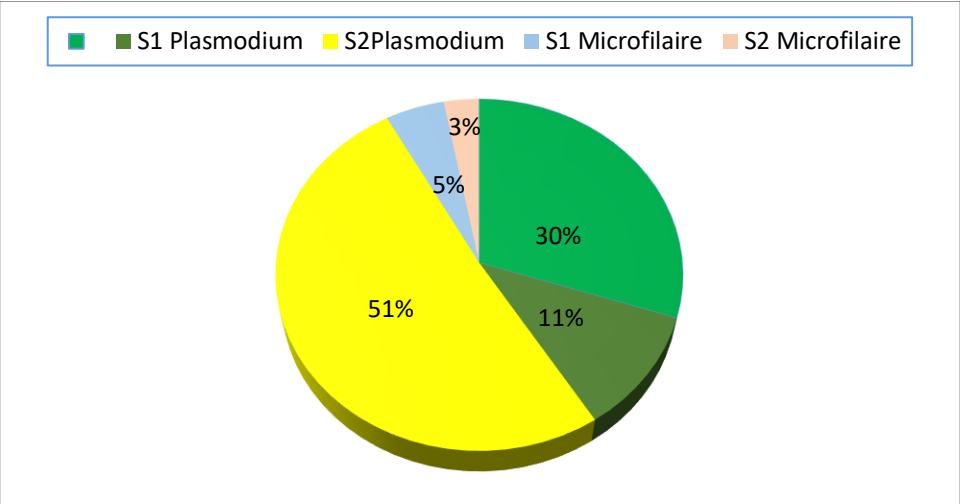
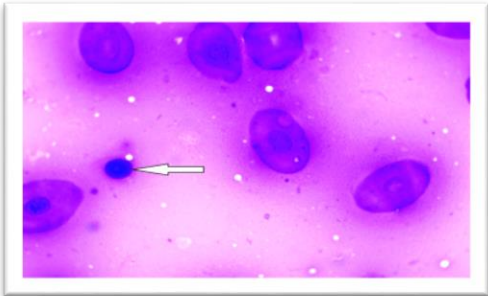


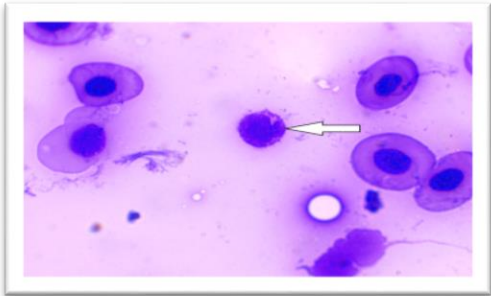
Figure 31. Proportion des différents parasites dans les deux sites.

I.2.1.2. Identification des hématologiques

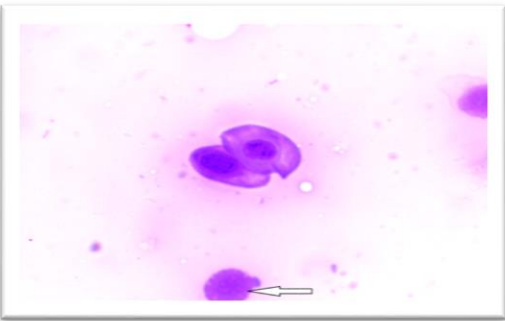
Tableau 08: cellules du sang de *Pelophylax saharicus* avec grossissement 100 X
(Photo originale, 2023)



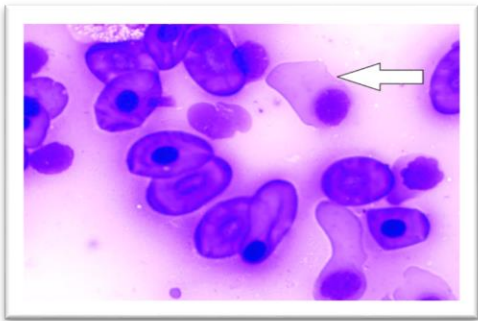
Les lymphocytes



Les monocytes



Les basophiles



Les érythrocytes

I.2.2. Impacte sur l'organe (foie)

I.2.2.1. Identification histopathologique

- Groupe S1

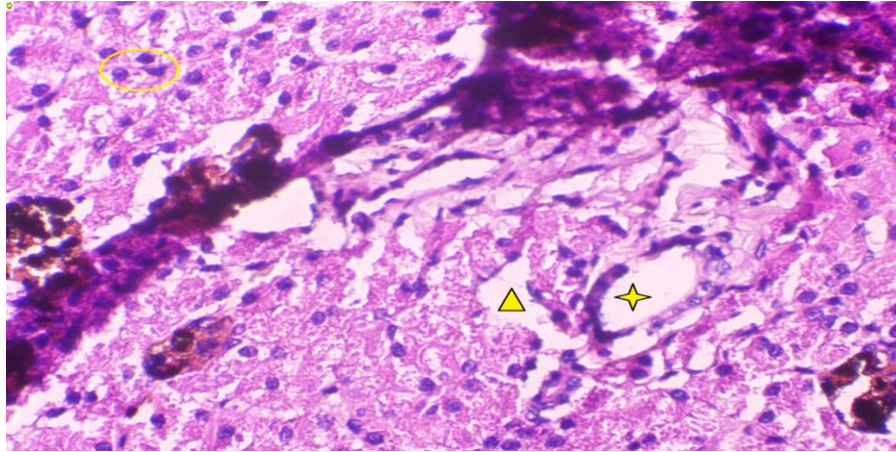


Figure 32. Coupe histologique du foie chez le groupe S1

Inflammatoire (coloration : Coupe 5 µm hémalun-éosine, xa 40 et xb 100).

L'observation microscopique des coupes histologiques du foie montre d'inflammation et des cellules avec noyaux augmentés de taille avec apparition d'un nucléole.

- Groupe S2

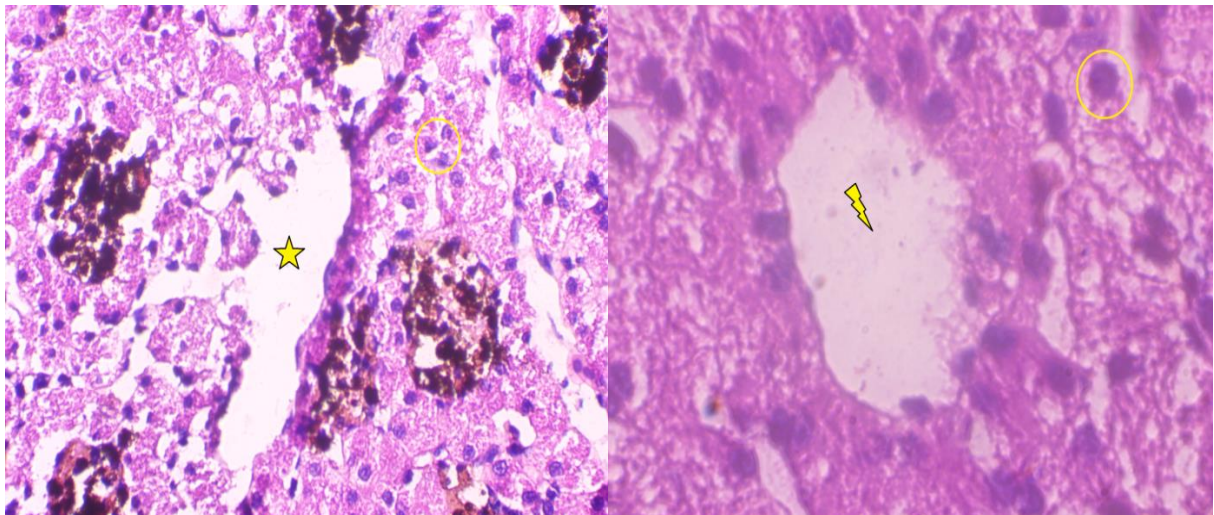


Figure 33. Coupe histologique du foie chez le groupe S2

○ Cellules basophiles ; ★ Veine centrolobulaire ; ▲ Sinusoiide radié étroite ;
★ Sinusoiide radié large ; ⚡ Espace de Kiermann

Dilatation sinusoïdale; OEdème + congestion (coloration : Coupe 5 µm hématoxyline-éosine, xa 40 et xb 100).

L'observation microscopique des coupes histologiques du foie chez le groupe région S2:

- Espace porte élargi par un infiltrat inflammatoire mononuclée lymphocytes.
- Cellules hépatiques d'alluer régulier avec noyau d'aspect voir nécrotique
- Une discrète congestion vasculaire et sinusoïdale et œdème.

II. Discussion

La surveillance de la qualité des écosystèmes repose en grande partie sur l'évaluation de l'impact toxicologique des polluants grâce à des méthodes simples et fiables, spécifiquement adaptées à l'étude des effets des xénobiotiques sur les organismes vivants et sur leur environnement (**Bouraou et al., 2009**), en effet le développement agricole opéré ces dernier temps s'accompagne souvent d'une augmentation de l'utilisation de certains engrais et pesticides pour améliorer la quantité et la qualité de la production agricole, tout fois ces composés chimiques ont un effet négatif sur les organismes vivants et provoquent des déséquilibres moléculaires et biologiques (**Bouseba, 2011**).

II.1. Paramètre physico-chimique de l'eau

II.1.1. Température

La température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques. Elle conditionne les possibilités de développement et la durée du cycle biologique des espèces aquatiques (**Aberkan et al., 2013**). La température de l'eau de surface est utilisée pour évaluer sa qualité, elle influence les processus biologiques dans les systèmes aquatiques (**Kadlec et Reddy, 2001**).

D'après la figure 21, la température mesurée de l'eau est 12,3°C dans la première station (S1) et 14,1 °C dans la deuxième station (S2), et cette différence entre les deux stations est due à la profondeur de la colonne d'eau dans la seconde station par rapport à la première et aussi au moment de la prise d'échantillons.

Selon en fonction de la température notre eau est de bonne qualité; Où la température de l'eau est fortement influencée par les conditions environnementales liées à la situation géographique de la localité, la géologie des terrains traversés, l'hydrologie de l'écosystème et surtout au climat régnant (**Guemmouda, 2014**), les résultats indiquent qu'il n'existe pas de différence entre les stations étudiées, et aussi la diminution de la température dans les stations contaminées dans notre travail ne montre pas clairement l'effet de la pollution sur la température de l'eau. La température a tendance à augmenter ou à diminuer avec l'évolution des saisons ainsi que la situation des stations influe légèrement sur ce paramètre.

De cette façon, nous mentionnons son effet sur les grenouilles où, la théorie de la survie et de la santé des amphibiens est étroitement liée aux variations de température qui ont des effets sur la croissance des grenouilles et notamment sur la croissance des têtards (**Benosmane et al., 2020 ; Joly, 2000; Chagra et al., 2007**).

Ainsi les travaux **Schonweger et al., (2000)** et de **Mann et Bidwell, (2000)** montrent qu'une température froide (entre 1 et 10°C) est néfaste pour le développement du têtard et que les températures variantes entre 10 et 25°C sont les plus favorables. En revanche, **Mikkelsen et Jenssen, (2006)** stipulent que la température idéale pour le développement des amphibiens doit varier entre 16 et 20 °C.

II.1.2. pH

Le pH de l'eau influence la quantité de nutriments (ex: phosphore, azote) et de métaux lourds (ex: plomb, mercure, cuivre) dissous dans l'eau et disponibles pour les organismes aquatiques. Dans des conditions acides, certains métaux lourds toxiques se libèrent des sédiments et deviennent disponibles pour l'assimilation par les organismes aquatiques (**Djouiabia et al., 2022**)

Les valeurs du pH enregistrées pendant le mois d'étude sont généralement alcalines où pH dans région université 7,16 et tandis que pH région Sidi Mestour 7,04 (**Fig.22**).

On peut expliquer cette alcalinité par l'augmentation de la production primaire du phytoplancton et due à l'activité photosynthétique des plantes (**Dupont, 2004 ; Messaoudi et Benammar, 2020**), où la respiration tend à l'abaisser le pH et la photosynthèse tend à l'élever alors (**Djouiabia et al., 2022**); Et selon **Bouchelaghem et Hafi, (2014)** cette alcalinité peut être expliquée par la nature géologique des terrains.

Le pH influence fortement la diversité biologique des lacs. En effet, la majorité des organismes aquatiques ont besoin d'un pH voisin de la neutralité (6-9) afin de survivre. Des variations importantes de pH peuvent donc compromettre certaines de leurs fonctions nécessaires telles que la respiration et la reproduction. Ainsi, les eaux acidifiées se caractérisent par une faible biodiversité car les bassins trop acides ou alcalins menacent la survie et la santé des amphibiens en ralentissant la croissance des embryons et des têtards notamment au moment de la métamorphose (**Djouiabia et al., 2022 ; Benosmane et al., 2020 ; Joly, 2000 ; Chagra et al., 2007**).

II.1.3. La conductivité électrique

La conductivité électrique est influencée par divers facteurs naturels et anthropiques (**Djouiabia et al., 2022**); Où l'on constate à travers les résultats que la conductivité électrique de l'eau dans la station S1 et S2, variant respectivement 7870 µs/cm et 11860 µs/cm (**Fig.23**).

La valeur la plus élevée de la conductivité est enregistrée au niveau de la station (S2). Cette élévation pourrait être liée à la géologie du terrain traversé (la composition des roches)

riche en sels minéraux, induisant une forte minéralisation de l'eau c'est ce que montrent les résultats obtenus, cette minéralisation principalement pourrait provenir des rejets d'eaux usées, des engrais utilisés par les agriculteurs (origine anthropique) (**Redouane et Aouali, 2012**)

En plus, les apports d'eau souterraine, une température de l'eau plus élevée entraîne une augmentation la conductivité électrique, l'évaporation de l'eau du lac (qui augmente ou diminue la concentration d'ions dans l'eau), les variations de débit des ruisseaux et des rivières qui alimentent le lac (la conductivité augmente lorsque le débit est faible, car il y a une plus grande concentration d'ions, et diminue lorsque le débit est élevé) et les apports d'eau contaminée provenant des activités humaines (déglaçage des routes, agriculture, développement urbain, activités industrielles) (**Djouaibia et al., 2022 ; Nechad et al., 2014**).

II.1.4. L'oxygène dissous

La présence d'oxygène dissous dans les eaux est primordiale pour la vie aquatique, elle favorise le processus d'autoépuration des cours d'eaux avec le concours des microorganisme et la concentration d'oxygène dissous dans un lac varie en fonction de la température de l'eau, de l'altitude, de la profondeur du lac, de l'heure de la journée, de la concentration de la matière organique et des nutriments dans le lac ainsi que de la quantité de plantes aquatiques, d'algues et de bactéries présentes dans le lac. Cependant, il existe deux principaux phénomènes par lesquels l'oxygène dissous se retrouve dans l'eau : Les échanges avec l'atmosphère (absorption - évaporation) et la photosynthèse (**Djouaibia et al., 2022**).

Selon la figure 24, les teneurs en oxygène dissous enregistrés au mois de mai varient entre 1,73 et 5,50 mg/L. Ces faibles quantités d'oxygène dissous sont causées par les processus métaboliques des bactéries présentes dans l'eau des marais, ainsi que par le fait que cette eau stagne et ne se mélange pas à l'air principalement en raison de la petite zone du marais et de son emplacement à l'écart du mouvement du vent fort qui affecte le mouvement de la colonne d'eau. De plus, les plantes du marais jouent un rôle dans le calme de ces eaux et repoussent le mouvement des vents (**Djouaibia et al., 2022**).

II.1.5. Chlorure

Selon **Ayad et Kahoul, (2017)** les teneurs en chlorures des eaux sont extrêmement variées et liées principalement à la nature des terrains traversés; Où le chlorure généralement sous forme de sels de sodium (NaCl) et de potassium (KCl) (**Makhoukh, 2011**) qui présent en faible concentration dans les eaux de naturelles (**Alaimia et Braham, 2021**), et être les

teneurs en chlorures des eaux naturelles sont susceptibles de subir des variations provoquées: dans les zones arides par un lessivage superficiel en cas de fortes pluies; dans les zones urbaines et industrielles par des pollutions liées à des eaux usées (**Merzoug, 2022**).

Sur la base des résultats des analyses effectuées pour les échantillons des eaux, les teneurs en chlorures est de l'ordre de 35,22 mg/l à 50,55 mg/l au niveau de la régions d'études (**Fig.25**), donc laprésence des chlorures dans les eaux souterraines peut avoir une origine essentiellement agricole (engrais, pesticides etc.),industrielle et urbaine (eaux usées) (**Achour, 2001**),où des concentrations élevées de chlorure peuvent ajouter de la force et de la minéralisation à l'eau ainsi que modifier la saveur de l'eau et contribuer au dépôt de sels nocifs pour l'agriculture (**Mizi, 2006**).

II.1.6. Calcium (Ca⁺)

La présence des ions Ca²⁺ dans l'eau, en particulier les eaux des nappes est liée principalement à deux origines naturelles Soit la dissolution des formations carbonatées (CaCO₃) soit la dissolution des formations gypseuses (CaSO₄) (**Khennoufa et Labsi, 2017**).

D'après les résultats obtenus elle varie entre 794,47 à 996,69 mg/l (**Fig.26**), les fortes concentrations peuvent provenir de la nature des terrains traversés (terrain calcaire ou gypseux) (**Bouchemal , 2017**), donc làce qui indique que ces eaux sont plus influencées par la dissolution des formations carbonatées et gypseuses (**Chouafa et Munjovo, 2022**).

II.1.7. Magnésium (Mg²⁺)

Le magnésium dans l'eau provient de la dissolution des roches magnésiennes et de la Dolomite (Ca Mg(CO₃)₂) (**Nafa et Hamrouche, 2019**).

D'après les résultats obtenus, la valeur du magnésium en S1 est 73,44 et la valeur dans S2 est 264,38 en mg/l,donc la concentration élevée de magnésium rend l'eau de mauvaise qualité organoleptique.Par conséquent, le magnésium est considéré Élément essentiel de la nutrition chez l'homme et l'animal, le magnésium est aussi un composant de tous les types de chlorophylle. Il joue le rôle de stabilisateur de la membrane cellulaire en protégeant la cellule contre une rétention de sodium (**Rodier et al., 2009**).

II.1.8. Nitrates

Les sources de nitrates dans l'eau (en particulier les eaux souterraines) comprennent les matières animales et végétales en décomposition, les engrais agricoles, le fumier, les eaux

usées domestiques et les formations géologiques contenant des composés azotés solubles déclarent (**Kahoul et Touhami, 2014**).

Les résultats de notre étude ont montré qu'il existe une différence dans la teneur en nitrate des échantillons d'eau analysés, car nous remarquons une quantité élevée de nitrate dans S2 par rapport à cette quantité dans S1 avec un taux de 56,8 mg/l.

De manière générale, les nitrates existent naturellement dans l'eau, car nous rappelons que les effets des nitrates ne sont pas dangereux en eux-mêmes, mais plutôt leur toxicité réside lorsqu'ils se transforment en nitrites et participent à l'important phénomène d'eutrophisation des eaux stagnantes et provoquent ainsi des troubles pour la santé (**Rejsek, 2002 ; Gasmi et Refice, 2020**).

La présence de nitrates liée principalement excessifs ou mal maîtrisés d'engrais azotés provoquent une augmentation des nitrates dans les ressource, où les nitrates se transforment en nitrite dans l'estomac et ces nitrites peuvent provoquer la transformation de l'hémoglobine du sang en méthémoglobine, impropre à fixer l'oxygène (**Benouadah, 2013; Mizi, 2006**), c'est ce qui gêne ou empêche les échanges respiratoires au niveau sanguin (**Melquiot, 2003**).

II.2. Impact de pollution de l'eau sur l'espèce

II.2.1. Impact sur le sangue

II.2.1.1. Paramètres des hémoparasites

Si l'on compare les résultats obtenus dans la région d'universitaire avec ceux obtenus dans la région Sidi Mestour, on observe une différence qui semblerait se manifester entre ces deux sites.

La région de Sidi Mestour constitue sans conteste le milieu le plus riche en espèce d'hémoparasites (*Plasmodium sp* et les *Microfiliaries*); A l'inverse le milieu le plus pauvre est celui d'universitaire qui compte moins d'espèces, où ces espèces d'hémoparasites se répartissent successivement de la façon suivante: Sidi Mestour 02 espèces : *Plasmodium sp* (51%) et les *Microfiliaries* (5%), et universitaire 02 espèces : *Plasmodium sp* (11%) et les *Microfiliaries* (3%).

Cette différence est due à la prévalence et l'intensité irrégulière dans les deux sites; Il est clair que le phénomène de variation de la répartition des espèces de parasitoïdes *Pelophylax saharicus* dans les deux sites étudiés est lié à la structure et à la qualité du milieu environnant, ce qui reflète la complexité des facteurs environnementaux qui les caractérisent (divers

facteurs abiotiques) ou par d'autres facteurs (comme une résistance locale des populations) (**Barroca, 2005**).

La distribution des associations parasitaires est aléatoire. Il n'existe pas de différence significative entre prévalence d'infections simples et mixtes. Un hôte déjà parasité apparaît ni plus ni moins susceptible à un autre parasite. Le fait qu'une grenouille déjà parasité ne soit pas plus sujet à l'infection par d'autres parasites est plutôt en faveur de la non-pathogénicité des parasites (**Raharimanga et al., 2002**).

II.2.1.2. Paramètres hématologiques

Les paramètres hématologiques sont largement utilisés pour étudier la condition des individus au sein des populations d'anoures. Les dénombrements de cellules du système immunitaire servent ainsi d'indicateurs de la réponse immunitaire (**Zaïme, 2010**).

Les analyses montrent une relation entre un niveau élevé de lymphocytes et l'infection. Cette relation positive entre l'infection et le nombre de lymphocytes peut refléter l'investissement dans une réponse immunitaire spécifique. Ainsi, des niveaux élevés de lymphocytes ont déjà été relevés pour d'autres infections par des malaras des amphibiens et ont été interprétés dans ce sens (**Barroca, 2005**).

Nous avons réalisé des dénombrements de cellules immunitaires de frottis afin de chercher à expliquer leurs variations en fonction de la prévalence des espèces d'hétoparasites. L'analyse de ces résultats montrent la prédominance des lymphocytes viendront par la suite, les monocytes, les basophiles, les érythrocytes. Ainsi, la région de Sidi Mestour a un pourcentage très élevé de lymphocytes, par contre, dans la zone universitaire, le plus faible pourcentage de lymphocytes, car on trouve plusieurs types de parasites à Sidi Mestour par rapport à l'université.

Ceci pourrait être expliqué par le fait, que ces types d'hétoparasites sont les plus prévalant et les plus abondants dans les deux sites et que cette relation entre l'infection et le nombre élevé des globules blancs peut refléter l'investissement dans une réponse immunitaire spécifique, suite aux fixations de vecteurs hématophages, responsables de la transmission de ces parasites (**Zaïme, 2010**).

D'une manière générale, il convient de rester prudent quant à l'interprétation de ces indices hématologiques (**Norris et Ewans, 2000**). En effet, un nombre élevé de lymphocytes chez les individus parasités peut représenter une réponse protectrice face à un parasite mais

aussi refléter des individus affaiblis par d'autres facteurs et qui ne peuvent plus lutter efficacement contre les parasites (**Zaïme, 2010**).

II.2.2. Impact sur l'organe (foie)

II.2.2.1. Analyse histopathologique sur le foie

Si l'on compare les résultats des coupes de foie obtenues dans la zone universitaire avec celles obtenues dans la zone de Sidi Mestour, on remarque les résultats montrent que la zone 2 est plus touchée, et cela est évident dans:

- L'espace porte s'est élargi en raison de l'infiltration de lymphocytes mononucléaires inflammatoires.
- Les hépatocytes apparaissent uniformément avec des noyaux d'aspect nécrotique.
- Congestion vasculaire et sinusale légère et œdème.

Cet écart de résultats dans les deux sites étudiés est étroitement lié à la structure de ces habitats, reflétant la complexité des facteurs environnementaux qui les caractérisent. Comme nous savons que les biomarqueurs de la pollution environnementale sont sensibles aux modifications physiques et chimiques de leur environnement, notamment la température, les fréquences électromagnétiques, et toute forme de pollution urbaine, mais ils sont également sensibles à de nombreux xénobiotiques tels que les hydrocarbures, les oligo-éléments, les métaux, les pesticides, les colorants, et diverses autres substances alimentaires xénobiotiques Effets toxiques additifs à toute combinaison.

Ces espèces biomarqueurs sont extrêmement sensibles aux moindres variations de l'écosystème et toute modification de leur environnement peut avoir des conséquences sur leur développement embryonnaire et leur physiologie (**Benosmane, 2015**).

La contamination la plus dangereuse pour les amphibiens est la contamination chimique due à la perméabilité de leur peau à ces substances. De nombreux tests en laboratoire ont montré que des substances telles que les engrais (nitrates), les pesticides, les herbicides ou les métaux lourds affectent directement ou indirectement les amphibiens et les reptiles et réduisent l'activité des larves d'amphibiens et peuvent provoquer des difformités, la paralysie ou la mort des individus, ce qui est démontré par **Johnson et Chase, (2004)**. D'autres études ont démontré un lien direct entre un environnement pollué et un taux plus élevé de malformations chez les amphibiens (**Belajal et Hmidi, 2021**).

Conclusion

Les anoures sont des vertébrés tétrapodes (quatre pattes) ils vivent la majeure partie de leur temps en milieu humide et en forêt. Notre le biologique *Pelophylax saharicus* est un excellent bio-indicateur de la pollution, leur mode de vie le fait passer périodiquement du milieu aquatique dont ils dépendent presque tous pour se reproduire, au milieu terrestre.

Les pollutions occasionnées par les activités agricoles induisent généralement une diminution de la biodiversité, une banalisation du milieu, voire même la destruction de certains maillons des écosystèmes. En général, les pesticides font partie intégrante du système agricole, ils jouent un rôle important dans la lutte antiparasitaire en raison de leur composition chimique aux propriétés biocides. Cependant, les activités agricoles et la structure du paysage n'agissent pas toujours en synergie sur la biodiversité, avec un effet cumulé et négatif de l'intensification de l'agriculture conventionnelle et de la simplification des paysages. Pour les espèces anoures, la structure du paysage peut compenser en partie les effets négatifs des pratiques.

Notre étude a porté sur l'effet de la contamination des pesticides sur *Pelophylax saharicus* dans la région d'El Oued; Cela se fait en étudiant les compositions de base des propriétés physico-chimiques de l'eau comme indicateurs de la présence de certains composés pesticides dans son biotope, car l'effet de ces substances sur cet organisme a été marqué négativement.

Comme déjà montré aux précédentes et récentes études qui montrent que l'herbicide, peut induire des cas d'hermaphrodisme (grenouille qui a les deux sexes), des effets de démasculinisation et une diminution du développement des gonades chez les grenouilles mâles, ce qui pourrait avoir des conséquences sur la reproduction des amphibiens. Cet herbicide tend aussi à diminuer la réponse immunitaire, ce qui rend les grenouilles plus susceptibles aux infections par les parasites, souvent identifiés comme la cause des malformations observées chez les populations de grenouilles des régions agricoles.

En résumé, en tant que chercheurs en toxicologie et en écologie, il est urgent d'évaluer sérieusement la dangerosité des pesticides sur l'écosystème et lancer alerte de précautions à l'effet négatif des phytosanitaires sur d'autres espèces.

Références bibliographiques

A

Abrekane, M. (2013). Ecologie de la Sarcelle marbrée *Marmaronetta angustirostris* dans les zones humides de l'Est algérien. Diplôme de doctorat troisième cycle. Biologie Animale Biodiversité. Évolution et écologie de la sante. Université badji mokhtar Annaba. P: 45- 48-72-74

Acemav, Duguet R., Melki F. (2003). Maintenir la biodiversité dans le grand lyon les amphibiens, Édition Biotope. Mèze (France). 480 p

Achour. (2001). Incidence des procédés de chloration, de floculation et d'adsorption sur l'évolution de composés organiques et minéraux des eaux naturelles, Thèse de Doctorat d'Etat en Sciences Hydrauliques, Université de Tizi-Ouzou, 231 p.

Adaika, Y., Tir, S. (2020). L'impact des activités d'agricoles sur les amphibiens dans région d'El-oued. Mémoire de master, Université Echahid Hamma Lakdhar- EL oued, p7-31

AïtHammou, M., Dahmani, W. (2009). Anuran studies from Tiaret region, north-west of Algeria. Bol. Assoc. Herpetol. Esp. 20: 68-72

Alaimia, M., Braham, Y. (2021). Analyse de la qualité des eaux de la station de Hammam Debagh. Mémoire du Master. Université 8 Mai 1945 Guelma. P 25_ 47.

Andreas, C., Nöllert. (2003). Guide des Amphibiens d'Europe: Biologie, Identification, Réparation. Delachaux et Niestlé, 383p.

Arnold, N., Oviden, D. (2004). Le guide herpéto. Edition Delachaux et Niestlé, Paris, 288p.

Ayad, W., Kahoul, M. (2017). Evaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de puits dans la région d'El-Harrouch: Microbiologie appliquée. Thèse de doctorat, université Badji Mokhtar, Annaba, 156 p.

B

Bacha, B. (2010). Diagnostic écologique d'une zone humide artificielle : le barrage de fougues (Biskra, Algérie). Mémoire du Master. Université de Mohamed Kheider – BISKRA. P56.

Barroca, M. (2005). Hétérogénéité des relations parasites- oiseaux : importance écologique et rôle évolutif. Univ Bourgogne (Dijon), 143p+annexes.

Beebe, T. J. C. (1996). Ecology and conservation of amphibians. Springer, 214p.

Belajal, C., Hmidi W. (2021). Synthèse sur la pollution des écosystèmes aquatiques. Mémoire de Master. Université Echahid Hamma Lakhdar - EL OUED, p9-25.

Benayache, N. Y. (2014). Evaluation du niveau de la pollution organique des eaux des barrages Hammam Grouz et Béni_Harroune p3_4

Bendjeddou, N., Hassasna F. (2015). Etude de la répartition des amphibiens dans le bassin versant de la Seybouse. Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 GUELMA, p20-21

Ben Hassine, J., Escoriza, D.(2017a).Amphibians of Algeria: New data on the occurrence and natural history. *The Herpetological Bulletin* 142, 2017:6-18

Ben Hassine, J., Nouira, S. (2009). Diet of *Discoglossus pictus* Otth, 1837 (Anura, Alytidae) and *Pelophylax saharicus* (Boulenger in Hartert, 1913) in the oases of Kettana (Gabes, Tunisia). *Bull. Soc. zool. Fr.*, 134 (3-4): 321-332.

Benosmane, S. (2015). Impact d'un mimétique oestrogène (mos) sur un organisme bioindicateur de pollution: *R. saharica*. Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba. p: 12-15-64-65

Benosmane, S., Alayat, A., Boumedris, Z. E., Moumeni, O., Berrebah, H., Djebbar, M. R. (2020). Effects of sublethal exposure of fungal xenoestrogen on oxidative stress and hepatic histology of tadpoles *Rana saharica*. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 7(3), 133-141.

Bentatat-keddar, I. (2015). Evaluation de la contamination par trois métaux traces (Cd, Ni, Zn) du rouget du vase *Mullus barbatus* (L, 1758) pêcher au niveau de la côte occidentale algérienne. (Diplôme de Magister, Université d'Oran)

Bentley, P.J. (2002). Endocrines and osmoregulation: a comparative account in vertebrates. Springer, 292p

Berny, P. (2010). Animal poisoning in Europe. Part 3: Companion animal. *The veterinary journal*.

Berrah, A. (2011). Etude sur les pesticides. Mémoire en toxicologie appliquée, Université de Tébessa, Algérie

Berroneau, M. (2010). Guide des Amphibiens et Reptiles de France. Association Cistude Nature, 180 p.

Bidi, Z. Djidja, C. (2020). Analyse de quelques paramètres physico-chimiques d'une source d'eau au niveau de la commune de Mizrana (Tizi-Ouzou). Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou p 39

Boissinot, A. (2009). Influence de la structure du biotope de reproduction et de l'agencement du paysage, sur le peuplement d'amphibiens d'une région bocagère de l'ouest de la France. Mémoire pour l'obtention du diplôme de l'École Pratique des Hautes Études, p 165.

Bouchelaghem, S., Hafi, T. (2014). SUIVI DE LA QUALITE PHYSICOCHIMIQUE ET MICROBIOLOGIQUE DE L'EAU DU LAC TEMACINE (REGION DE TOUGGOURT), Université d'El Tarf. 147.13p.

Bouchemal, F. (2017). Diagnostic de la qualité des eaux souterraines et superficielles de la région de Biskra: Hydraulique. Thèse de doctorat, Université Mohamed Khider, Biskra,

179 p.

Bouiedda, N. (2012). Etude du régime alimentaire des amphibiens et reptiles de la Numidie. Thèse magister, Université 8 MAI 1945, Guelma, 3–21p.

Bouraoui, R., Hammami, M. (2009). Performances reproductives moyennes et longévité de vaches Friesian-Holstein en Tunisie. Renc. Rech. Ruminants, 16, 321p.

Bouseba, (2011). Étude de la biodégradation de l'herbicide acide 2,4 - dichlorophenoxyacétique (2,4-d) dans des sols agricoles de la région de constantine. Option : biotechnologies, Thèse de doctorat, Université Mentouri de Constantine, 5 p.

Boutaba, I.A. (2019). Analyse physicochimique et microbiologique de quelques marques d'eaux embouteillées (Baniane, Bouglez, El-kantara, Manbaa alghezlane et Guedila). Mémoire de Master .Université Mohamed Khider de Biskra . p 9

Bouzig, S. (2019). Caractérisation et Ecologie des peuplements d'Amphibiens dans le Nord- Est Algérien. Mémoire de Doctorat en Biologie, Université Badji Mokhtar- Annaba, p7–17.

Bouzig, S., Konecny, L., Grolet, O., Douady, C.J., Joly, P., Bouslama, Z. (2017). Phylogeny, age structure, growth dynamics and colour pattern of the Salamandra Algira Algeria population in the Edough Massif, northeastern Algeria. Amphib.Reptil.38, 461– 471.

Brooks, T. M., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C. G., G.A. Da Fonseca, B., Rylands, A. B., Konstant, W. R., Flick, P., Pilgrim, J., Oldfield, S., Magin, G., Hilton-Taylor, C. (2002). Habitat loss and extinction in the hotspots of biodiversity. *Conservation Biology*, 16:1523–1739.

C

Carevale, E., Frei, A., Garcia, D., Coppel, G. (2006). Impacts des activités et des intrants agricoles (engrais, pesticides, déchets, etc.) sur les eaux situées en aval des exploitations; Haute école de gestion de Genève. 14p

Carey, C., Bradford D.F., Brunner J.L., Collins J.P., Davidson E.W., Longcore J.E., Ouellet, M., Pessier A.P., Schock D.M. (2003). Biotic factors in amphibian population declines. In: Amphibian decline: an integrated analysis of multiple stress or effects; pp153-208.

Centre Ecotox News Centre. Les pesticides en ligne de mire. Suisse d'écotoxicologie appliquée Eawag-EPFL10. Edition mai 2015.p12

Cerema. (2019). Amphibiens et dispositifs de franchissement des infrastructures de transport terrestre. Collection: Connaissances. ISBN: 978-2-37180-328-2. 58p.

Chagra, A., Rouabhi, R., Berrebbah, H., Djebbar M.R. (2007). The toxicity study of asystemic fungicide: artea 330 EC on the physiology and the respiratory metabolism of the tadpole (*Rana saharica*). Commun Agric Appl Biol Sci. 72(2), pp : 191-195.

Charpin, D. J.C., Pairon, I., Annesi-Maesano, D., Caillaud, F., de Blay, G., Dixsaut, B., Housset, J.C., Meurice, I., Roussel, D., Zmirou, P., Delaval, J.C., Dalphin. (2016). La pollution atmosphérique et ses effets sur la santé respiratoire. Document d'experts du groupe pathologies pulmonaires professionnelles environnementales et iatrogéniques (PAPPEI) de la Société de pneumologie de langue française (SPLF), *Revue des Maladies Respiratoires*, 33, 484—508.

Chenaïfia, D. (2012). Effets de l'extraction des granulats sur la nappe Alluviale d'Oued El-Harrach (Mitidja amont)-Wilaya de Blida (Doctoral dissertation, Remini Boualem).

Chouafa, N., Munjovo, G. M. (2022). Analyse de la qualité de l'eau potable distribuée à Guelma. p 48

Clément, M.E. (2005). Les maladies infectieuses et parasitaires des amphibiens. Thèse de Doctorat Vétérinaire de la Faculté de Médecine De Créteil ; 150p.

Codjo, L., Attakpa, E. Y., Fayalo, S.S., Sidi Orou Massara, Z., Imorou Toko, I. (2021). Pathogenic Germs of West African Anurans: Bibliographical Summary International. *Journal of Progressive Sciences and Technologies (IJPSAT)*, ISSN, 28(2), 295-306.

Culp C.E., Falkinham J.O., Belden L.K. (2007). Identification of the natural bacterial microflora on the skin of eastern newts, bullfrog tadpoles and redback salamanders. *Herpetologica*, 63 (1); pp66–71.

D

Dellaoui, H. (2021). Contribution à l'étude des effets de la plante médicinale myrtus communis contre la toxicité du cadmium chez le rat wistar. Etudes biochimique et histologique. Faculté des sciences. Université de saida— dr. moulay tahar.p.88.89.90.91.92.93.

Daszak, P., Cunningham A.A., Hyatt A. (2003). Infectious disease and amphibian population declines. *Diversity and Distributions*. 9:141–150

Dejean T., Miaud C., Ouellet M. (2010). La chytridiomycose : une maladie émergente des amphibiens. *Bulletin de la Société. Herpétologique de France*, 134: pp27- 46.

Desroches, J.F., Rodrigue, D. (2004). Amphibiens et reptiles du Québec et des Maritimes. Éditions Michel Quintin. 288 p

Djouaibia, A., Harridi, A., Ghadjati, I. (2020). APPROCHE QUALITATIVE DU PHYTOPLANKTON DU MARAIS DE BOUSSEDRA (EL-BOUNI, ANNABA). Mémoire du Master. Université 8 Mai 1945 Guelma. p 39, 40-41.

Dubois, P. J. (2008). Le syndrome de la grenouille. Changement climatique : ce que disent les scientifiques. Delachaux et Niestlé, Paris .190p

Dupont, J. (2004). La problématique des lacs acides au Québec, direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère de l'environnement, envirodoqno. ENV/2004/0151,

collection no./145, 18 p.

F

Fettaka, F., Miloudi, O. (2018). Application des énergies renouvelables pour le traitement des eaux (Doctoral dissertation). P52.

G

Gascon, C., Collins, J. P., Moore, R. D., Church, D. R., McKay J. E., Mendelson J. R. (2007). Amphibian conservation action plan. IUCN/SSC Amphibian Specialist Group. Gland, Switzerland and Cambridge, United Kingdom. 64p.

Gasmi, W. Refice, M. (2020). Caractéristiques physico-chimiques de l'eau potable de la région de M'sila (Dréat, Souamaa ,Newara). Mémoire du Master . Université MohamedBoudiaf - M'sila. P 54.

Grosselet, O., Bartheau, F., Dusoulier, F., Gouret, L. (2001). Guide de détermination des Amphibiens et des Reptiles du Massif armoricain. Association«DeMareenMare».71p.

Guemari, M et Lebbihi, M. (2020). Etude parasitaire des populations d'amphibiens dans la région d'el Oued. Mémoire de Master, Université Echahid Hamma Lakhdar D'El-Oued, 12- 14P

Guemmouda, M. (2014). Impact de la pollution par les hydrocarbures sur *Perinereis cultrifera* (Annélides, Polychètes) dans le littoral Est-Algérien. Thèse de Doctorat . Université De Badji – Mokhtar Annaba ,300p.

H

Hassasna, F., Bendjeddou, N. (2015). Etude de la répartition des amphibiens dans le bassinversant de la Seybouse, Mém de Master, Univ de Guelma.

Houlahan J. E., Findlay C. S., Schmidt B. R., Meyer A. H., Kuzmin S. L. (2000). Quantitative evidence for global amphibian population declines. *Nature* 404: 752-755.

Huguzs Mouret. (2014). Les amphibiens Maintenir la biodiversité dans le Grand Lyon, 12p.

J

Jean, T 2007.document pour l'étude et la détermination des amphibiens massif armoricain

Johnson M.L., Speare R. (2003). Survival of *Batrachochytrium dendrobatidis* in water: quarantine and disease control implications. *Emerging Infectious Diseases*, 9(8), 922 925.

Johnson P.T.J., Chase J.M., Dosh K.L., Hartson R.B., Gross J.A., Larson D.J., Sutherland D.R., Carpenter S.R. (2007). Aquatic eutrophication promotes pathogenic infection in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(40); 15781-15786.

Joly, P. (2000). Invasions biologiques: état de l'art et perspectives. *Revue d'Ecologie (La Terre et la Vie)*. 7, pp: 21-35.

K

Kahoul, M., Touhami, M. (2014). Évaluation de la qualité physico-chimique des eaux de consommation de la ville d'Annaba. *Hydraulique* (19): 1112-3680.

Khennoufa, A., Labsi, L. (2017). Valorisation des eaux usées épurées par lagunage aérée en irrigation- cas de la région d'el-oued . Mémoire du Master. Université Echahid Hamma Lakdhar- EL oued p 37,45 .

L

Lachraf, I., Ben Amor, R. (2019). Contribution à l'étude de l'effet de certains polluants toxiques et parasites sur l'espèce (*Bufo viridis*) dans la région d'El Oued.) . Mémoire du Master. Université Echahid Hamma Lakdhar- EL oued p40, 47, 48.

Larkem, F., Bacel, S. (2005). Traitements des eaux usées "effluents" de la raffinerie de Skikda. Mémoire d'ingénieur. Université de Constantine.

Lecointre, G., Guyader, H. L. (2001). Classification phylogénétique du vivant. Belin.Paris.
534p.

Lescure J. et Massary de J-C. (coords.), (2012).- Atlas des Amphibiens et Reptiles de France. Biotope, Meze; Museum national d'Histoire naturelle, Paris (collection Inventaires & biodiversité), 272p.

Lips K. R., Brem F., Brenes R., Reeve J. D., Alford R. A., Voyles J., Carey C., Livo L., Pessier A.P., Collins J. P. (2006). Emerging infectious disease and the loss of biodiversity in a Neotropical amphibian community. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(9) ; pp3165-3170.

Losange. (2008). Amphibiens Et Reptiles. Ardenis, Paris. 127p

Lpo Fc. (2018). Connaissances de base pour comprendre et lutter contre les maladies émergentes des amphibiens dans la nature. 12p.

M

Makhoukh, M. (2011). Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'oued Moulouya. Maroc.

Mamou, R. (2011). Contribution à la connaissance des amphibiens et des reptiles du Sud de la Kabylie (W. de Bouira et de Bordj Bou Arreridj). Mémoire de Magister en Ecologie et Biologie des Populations, Université Abou Bekr Belkaid de Tlemcen

Mann, R.M., Bidwell, J.R. (2000). The actual toxicity of agricultural surfactants to the tadpoles of four Australian and two exotic frogs. *Environmental Pollution*. 114, pp: 195-205.

Mate, (2014). Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement. 5ème Rapport National. Sur la mise en œuvre de la convention sur la diversité biologique au niveau national.

Mateo, J., Geniez, P., Pether, J. (2013). Diversity and conservation of Algerian amphibian assemblages. *Basic and applied herpetology Online*

Marwaha, K. (2010). Practical hematology for BDS. *Jaypee Digital*, p59

Mazrou, L., Tekili, D. (2017). Analyse de quelques paramètres physicochimiques et métaux lourds dans les zones humides de la Kabylie et leurs impacts potentiels sur la faune. Mémoire de Master 02 : Environnement et santé publique. Université Abderrahmane Mira-Bejaia, Algérie. 43p.

McCallum M.L. (2007). Amphibian Decline or Extinction? Current Declines Dwarf Background Extinction Rate *Journal of Herpetology*, 41(3), 483–491

Mebarki M. (2012). Inventaire de l'herpétofaune de la palmeraie d'Ouargla. Mémoire de Magistère en Protection des végétaux, Université Kasdi Merbah Ouargla. 85p.

Mehda, W., Tahraoui, I. (2020). Etude comparative de la qualité des eaux de Piscine dans la région d'El-Oued (cas de Piscine de Guemare et 19 mars 1962). Mémoire du Master. Université Echahid Hamma Lakdhar- EL oued p22

Mekhtari, N. (2012). Identification et dosage des pesticides dans l'agriculture et les problèmes d'environnement liés. Thèse magister. Université d'Oran. 230 p.

Melquiot, P. (2003). 1.100 mots et abréviations de l'environnement et développement durable. Recyconsulte. Lyon. France. 190 p.

Mendelson III, J. R., Lips, K. R., Gagliardo, R. W., Rabb, G. B., Collins, J. P., Diffendorfer, J. E., Daszak, P., Ibanez, D. R., Zippel, K. C., Lawson, D. P., Wright, K. M., Stuart, S. N., Gascon, C., Da Silva, H. R., Burrowes, P. A., Joglar, R. L., La Marca, E., Lotters, S., Du Preez, H. L., Weldon, C., Hyatt, A., Rodriguezmahecha, J. V., Hunt, S., Robertson, H., Lock, B., Raxworthy, C. J., Frost, D. R., Lacy, R. C., Alford, R. A., Campbell, J., Parra-olea, G., Bolanos, F., Domingo, J. J. C., Halliday, T., Murphy,

J. B., Wake, M. H., Coloma, L.A., Kuzmin, S. L., Price, M. S., Howell, K. M., Lau, M., Pethiyadoda, R., Bonne, M., Lannoo, M. J., Blaustein, A. R., Dobson, A., Griffiths, R. A. L., Crump, M., Wake, D. B., And Brodie JR, E.D. (2006). Confronting amphibian declines and extinctions. *Science* 313:48.

Merzoug, A. (2022). Contribution à l'étude qualitative des eaux potables dans la région de Biskra. Mémoire du Master. Université Mohamed Khider de Biskra. p 64

Messaoudi, M., Benammar, R. (2020). Contribution à l'étude de la qualité physico-chimiques des eaux filtrées distribuées dans la région d'El-Oued et Djamâa (Algérie). Mémoire de master, Université Echahid Hamma Lakdhar- EL oued, p25 ,45

Miaud C., (2013). Un champignon menace les amphibiens. Qu'avons-nous appris sur la chytridiomycose ? *Le Courrier de la Nature*, 277: 30-36.

Miaud, C., Muratet, J. (2004). Identifier les œufs et les larves des amphibiens de France. INRA Editions «Institut National de la Recherche Agronomique» Paris 200p.

Mikkelsen, M., Jenssen, B.M. (2006). Polychlorinated biphenyls, sex steroid hormones and liver reinoids in adult male European common frogs (*Rana temporaria*). *Chemosphere*. 63: 707-715.

Millerioux M., Dejean T., Miaud C., Artois M., (2012). Les infections à Rana virus chez les amphibiens. *Bulletin de la Société Herpétologique de France*, 141: 23-46

Mizi, A. (2006). Traitement des eaux de rejets d'une raffinerie des corps gras région de Bejaia et valorisation de déchets oléicoles. Thèse de doctorat d'état, université d'Annaba, Algérie, p : 26, 27.

Mohneke M., Rödel M.O. (2009). Declining amphibian populations and possible ecological consequences: a review. *Salamandra* 45: pp203–207.

Mouane, A. (2007). Contribution à la connaissance des Amphibiens et des Reptiles de la région de l'Erg Oriental (Souf, Taibet, et Touggourt). Mémoire de Magistère en Ecologie Animale, Univ. Biskra.

N

Nafa, S., Hamrouche, A. (2019). Caractérisation des eaux d'irrigation destinées à l'agriculture dans le périmètre de Jijel-Taher. Mémoire du Master. Université Mohammed Seddik BenYahia-Jijel p 7, 34.

Nago S.G.A., Grell O., Sinsin B., Rödel M.O. (2006). The amphibian fauna of Pendjari National Park and surroundings, northern Benin. *Salamandra* 42: 93–108.

Nago, S.G.A. (2011). Amphibiens In: Neuenschwander, P., Sinsin, B. & Goergen, G. (ed). *Protection de la Nature en Afrique de l'Ouest: Une Liste Rouge pour le Bénin. Nature Conservation in West Africa: Red List for Benin*. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria. 365p

Neang T. (2010). A preliminary assessment of the herpetofauna of Veun Sai Protected Forest, Ratanakiri, Cambodia. Unpublished report.

Neang T., Holden J. (2008). A field guide to the amphibians of Cambodia. Flora & Fauna International. 127p.

Nechad, I., El Harchli, E., Fadil, F. (2014) . Caractérisation physico-chimique des eaux de la source Tataw à Imouzzer Marmoucha (Maroc) ; Science Lib Editions Mersenne : Volume 6, N ° 140103

Nichols D.K., Lamirande E.W., Pessier A.P., Longcore J.E. (2001). Experimental transmission of cutaneous chytridiomycosis in dendrobatid frogs. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(1); 1-11.

Norris, K.J., Evans, M.R. (2000). Ecological immunology: life history trade-offs and immune defense in birds. *Behavioural Ecology* 11:19-26.

Nsikak, B. (2008). Encyclopedia of Global Warming and Climate Change. Ed. S. Philander. Thousand Oaks. CA: Sage Publications Inc .3:813-817

O

O'Shea M., Halliday T. (2001) Reptiles et Amphibiens. Bordas, Ed Sylvie Cattaneo. 256p

P

Penchmann, J.H.K. (2003). Natural population fluctuations and human influences: Null models and interactions. In *Amphibian conservation*, ed. R. D. Semlitsch, 85–93. Washington, DC: Smithsonian Books .

Pounds, J. A., Bustamante, M. R., Coloma, L. A., Cosuegra, J. A., Fogden, P. L., Foster, P. N., La Marca, E., Masters, K. L., Merino-Viteri, A., Puschendorf, R., Santiago, S. R., Sanchez-Azofeifa, G. A., Still, C. J., Young, B. E. (2006). Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. *Nature* 439:161–167

R

Raharimanga. (2002). Hémoparasites des oiseaux sauvages à Madagascar. *Arch Inst Pasteur de Madagascar*; 68 (1&2): 90-9.

Redouane, A., Aouali, A. (2012) . Caractérisation physico-chimique des eaux superficielles de l'Oued Agrioun de la région de Bejaia, Diplôme d'Ingénieur, Université de Bejaia, 88p

Rejsek, F. (2002). Analyse des eaux, Aspects réglementaire et techniques. Série : Sciences et techniques de l'environnement. Paris, 360p.

Relyea, R. A., Schoeppner, N. M., Hoverman, J. T. (2005). Pesticides and amphibians: the importance of community context. *Ecological Applications* 15:1125–1134.

Rodier, J., Legube, B., Merlet, N. (2009). *L'Analyse de l'eau*, 9ème édition, Dunod, paris, pp : 1-79.

Rouag, R., Benyacoub, S. (2006). Inventaire et écologie des reptiles du Parc national d'El Kala (Algérie). *Bull. Soc. Herp. Fr.* 117: 25-40 p.

S

Schloegel L.M., Hero J.M., Berger L., Speare R., McDonald K., Daszak P. (2006). The decline of the sharp-snouted day frog (*Taudactylus acutirostris*): the first documented case of extinction by infection in a free-ranging wildlife species? *Eco Health*, 3(1) ; pp35-40.

Schonweger, G., Schwerte, T., Pelster, B. (2000). Temperature-dependent development of cardiac activity in unrestrained larvae of the minnow *Phoxinus-Phoxinus*. *American Journal of Physiology Regulatory Integrative and Comparative Physiology*. 27: 1634-1640.

T

Thirion, J. M., Gouraud, C., Vollette, J., Texier, A., Sudraud, J. (2016). Suivi des Amphibiens des mares de bordure du Maraispoitevin in 2011-2015. Rapport. Observatoire du Patrimoine Naturel du Maraispoitevin: <http://www.biodiversite.parc-marais-poitevin.fr/>

Thurre, D. (2009). Grenouilles, crapauds et autres amphibiens, le Muséum d'histoire–naturelle de Genève.

Trauth, J. B., Trauth, S. E., Johnson, R. L. (2006). Best management practices and drought combine to silence the Illinois Chorus Frog in Arkansas. *Wildlife Society Bulletin* 34:514–518.

W

Wake D., Vredenburg V. (2008). Are we in the midst of the sixth mass extinction? A view from the world of amphibians. *Proceedings of the national academy of science* 105: 11466-11473.

Warkentin I.G., Bickford D., Sodhi N.S., Bradshaw C.J.A. (2009). Eating frogs to extinction. *Conservation Biology*, 23; pp1056–1059.

Whitaker, B.R., Wright, K.M. (2001). Clinical techniques. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 90-110. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

Wright K.M. (2006). Overview of amphibian medicine. In: Mader DR, (ed). *Reptile Medicine and Surgery*. 2nd ed. St. Louis: Saunders, Elsevier; pp941-971.

Z

Zaïme, S. (2010). Etude du système hemoparasites- lizards dans le parc *national d'el kala*.

Thèse magister, Université Badji Mokhtar d'Annaba, p 140.

Les site

- [1] :<http://groupamphibien.forumactif.com/t48-la-peau-des-amphibiens>. Consulté le 04/03/2023.
- [2]:http://www.ulb.ac.be/sciences/biolhc/chap02/chap03/atlas_s_tg20.jpg&Imgrefurl. Consulté le 05/03/2023.
- [3]: <http://www.lasciencesimplement.fr/la-communication-chez-les-grenouilles/>. Consulté le 01/04/2023.
- [4]:<http://www.ikonet.com/fr/ledictionnairevisuel/regne-animal/amphibiens/grenouille/anatomie-de-la-grenouille-male.php>. Consulté 06/03/2023.
- [5]:https://www.google.com/url?sa=i&url=https%3A%2F%2Fwww.swissinfo.ch%2Ffre%2Ftoute-l-actu-en-bref%2Fpour-les-batraciens--chaque-gouille-compte--selon-une-%25C3%25A9tude%2F47969878&psig=AOvVaw3FROILU_t7gYUG9ZX1JLU6&ust=1682761849614000&source=images&cd=vfe&ved=0CBMQjhxqFwoTCNjPoMWmzP4CFQAAAAAdAAAAABAZ. Consulté le 12/03/2023.
- [6]:https://www.google.com/url?sa=i&url=https%3A%2F%2Fanimauxinfo.com%2Fqui-est-le-male-de-la-grenouille%2F&psig=AOvVaw3FROILU_t7gYUG9ZX1JLU6&ust=1682761849614000&source=images&cd=vfe&ved=0CBMQjhxqFwoTCNjPoMWmzP4CFQAAAAAdAAAAABAh. Consulté le 12/03/2023.
- [7]:https://www.google.com/url?sa=i&url=https%3A%2F%2Fmanuelnumeriquemax.belin.education%2Fsciences_et_technologie-sixieme%2Ftopics%2Fsciences-6-t02c09-143-01_decouvre-le-cycle-de-vie-d-une-grenouille&psig=AOvVaw0hpKyKz4mFpryotr4pbj6R&ust=1682533054520000&source=images&cd=vfe&ved=0CBMQjhxqGAoTCIC85J3Sxf4CFQAAAAAdAAAAABCtAQ. Consulté le 14/03/2023.
- [8]:<https://www.alamyimages.fr/grenouille-ecrasee-sous-la-roue-de-voiture-sur-la-route-la-mort-d-animaux-sur-les-routes-image264289945.html>. Consulté le 18/03/2023.
- [9]: <https://www.alamyimages.fr/grenouille-ecrasee-sous-la-roue-de-voiture-sur-la-route-la-mort-d-animaux-sur-les-routes-image264208655.html>. Consulté le 18/03/2023.

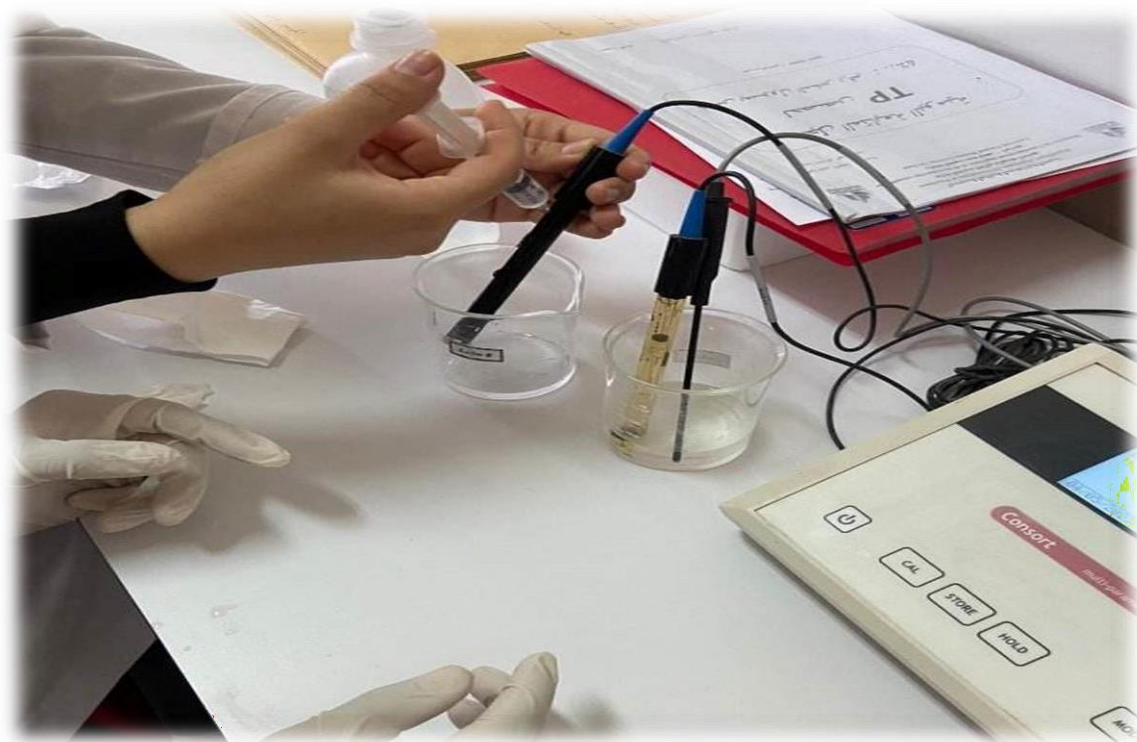
Bernard Dery. (2016). <https://infovisual.info/fr/biologie-animale/squelette-dune-grenouille>. Consulté le 20/03/2023.

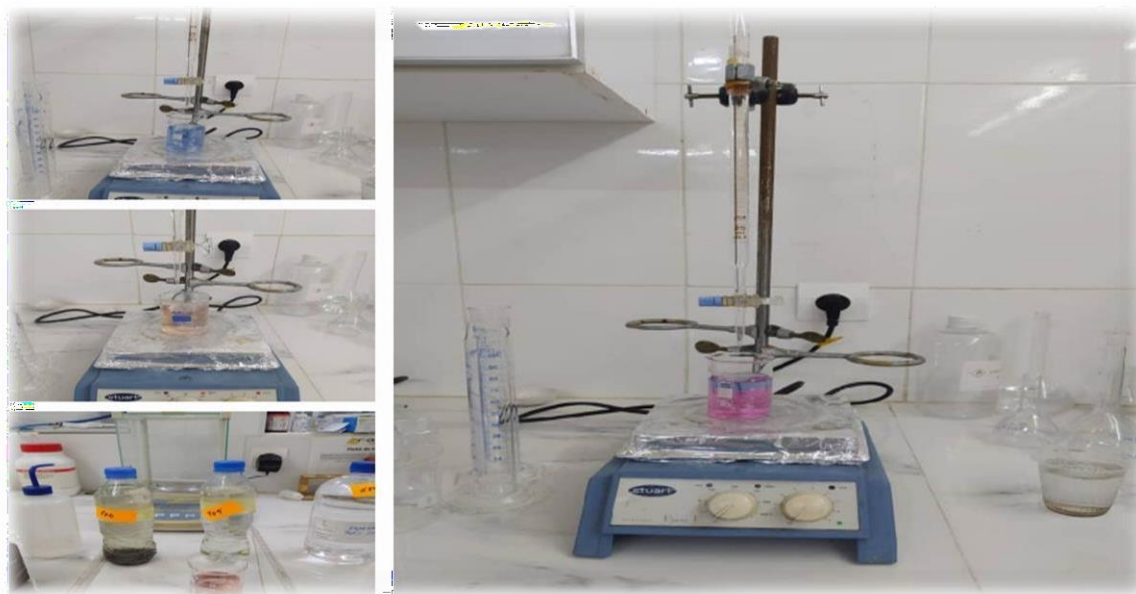
Leipzig et Brunswick. (2015). Communiqué de presse de 26. Février 2015 :L'épidémie de chytridiomycose affectant les amphibiens atteint Madagascar <https://www.ufz.de/index.php?fr=37215>. Consulté le 17/03/2023.

Marwaha Komal. (2010). Practical hematology for BDS .Jaypee Digital,p59

Nick A. Romero H., (2023). <https://www.planeteanimal.com/auteur/nick-a-romero-h-37.html>

Annexes

Annexe 01: mesure de température dans les deux sites d'étude.**Annexe 2:** mesure des pH et conductivité électrique.

Annexe 03: mesure de l'oxygène dissous de l'eau de deux zones d'étude.**Annexe 04:** dosage colorimétrique de l'eau.

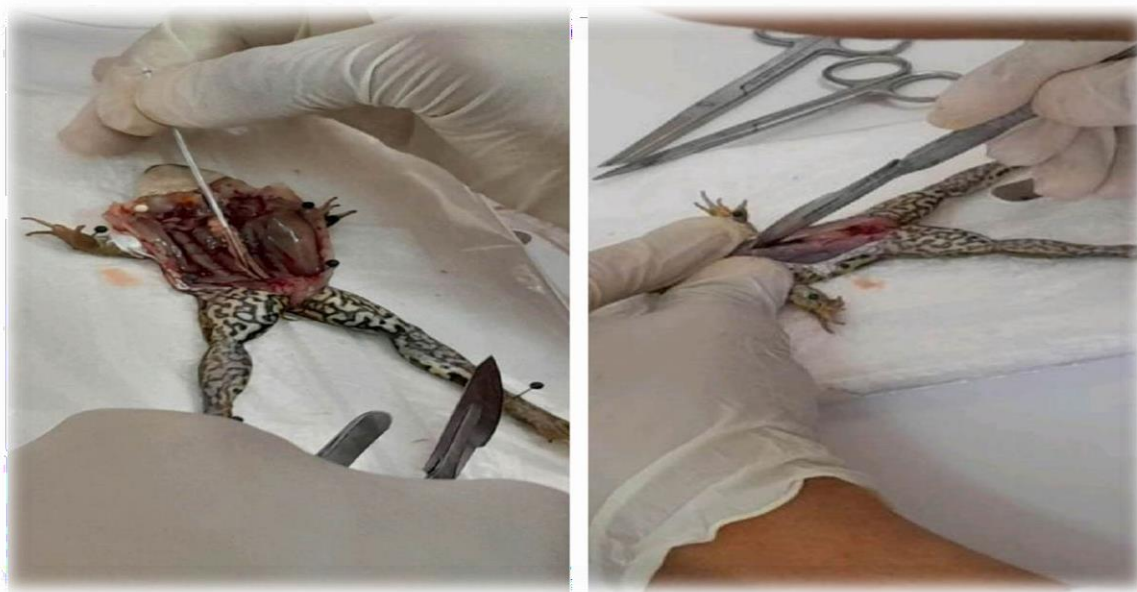
Annexe 05: capture des espèces dans 2 zones différentes.



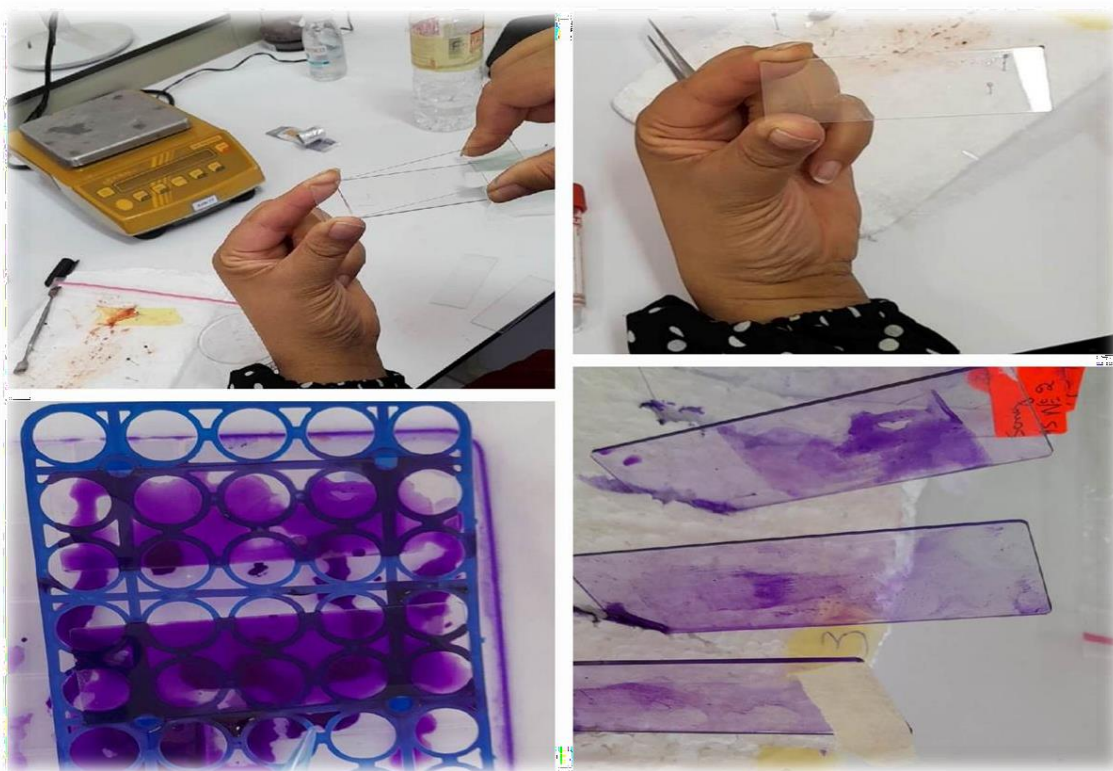
Annexe 06:anatomie de l'individu.



Annexe 07: prélèvement du sang.



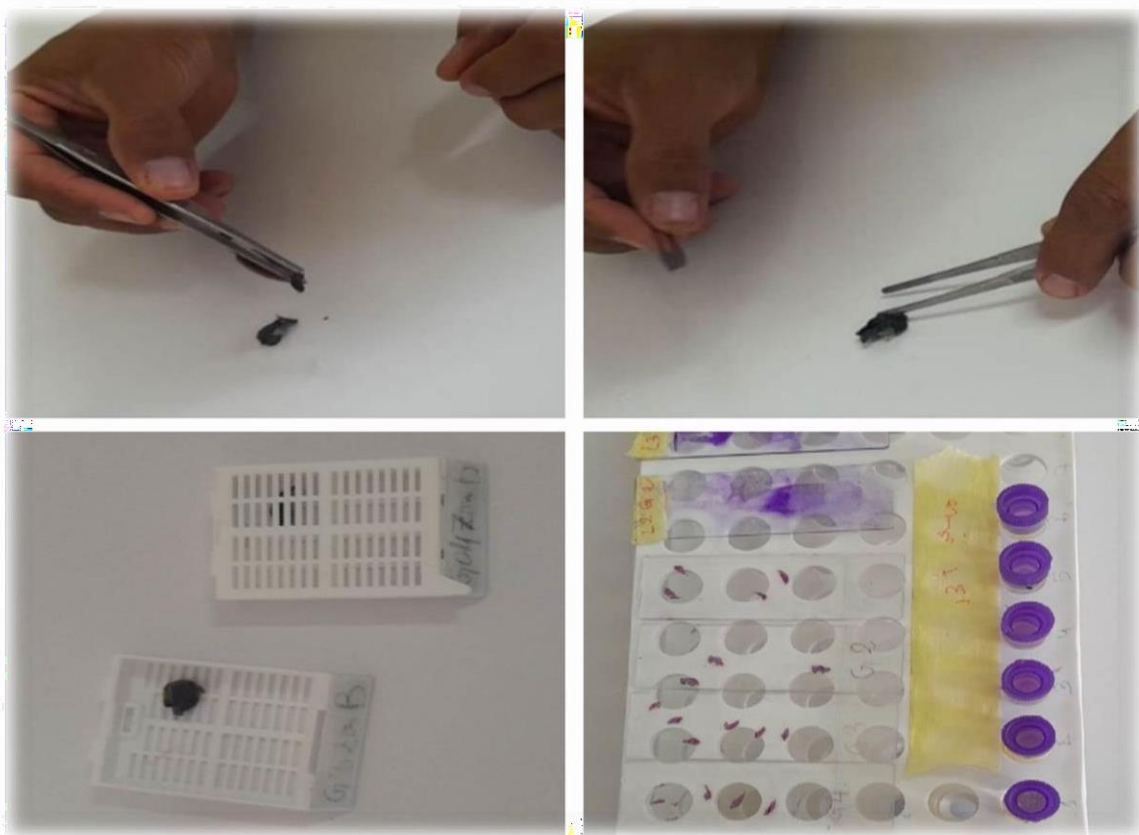
Annexe 08: fortis sanguins.



Annexe 09: lecture au microscope.



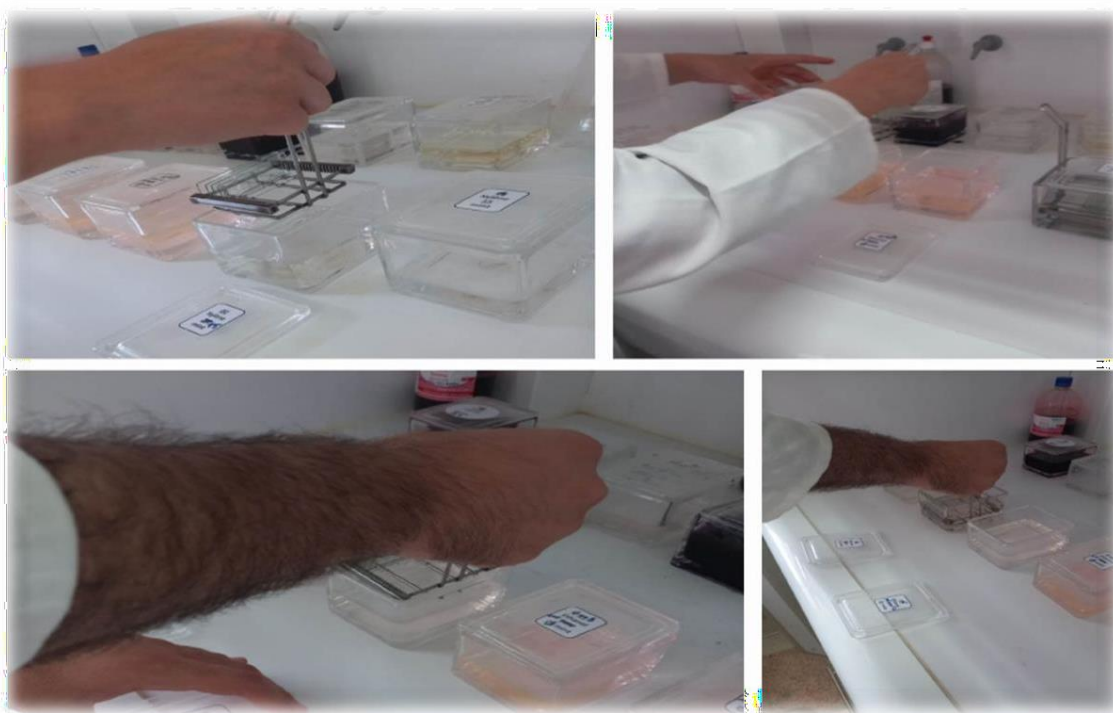
Annexe 10: coupe histologique du foie.



Annexe 11: imprégnation à la paraffine.



Annexe 12: coloration des lames des coupes histologiques de foie.



Annexe 13: les réactifs utiliser.**Annexe 14: Appareillages.****Autoclave****Microscope photonique**



Microme HM325



Slee MTP



Consort C3010



Oxymètre Profi Line Oxi 3210



Slee MPS/P1



Balance analytique