

REPUBLIQUE DE CÔTE D'IVOIRE

Union-Discipline-Travail

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



Année : 2018-2019

N° : 2049/19

THESE

Présentée en vue de l'obtention du

DIPLOME D'ETAT DE DOCTEUR EN PHARMACIE

Par

KOUAMÉ AHI MARLÈNE NANCY

**CARACTÉRISATION PHYSICOCHIMIQUE ET
MICROBIOLOGIQUE DE DEUX EAUX DE
BAIGNADES DE LA VILLE D'AGBOVILLE DE MAI À
DÉCEMBRE 2018**

Soutenue publiquement le lundi 04 novembre 2019

COMPOSITION DU JURY

PRÉSIDENT : Monsieur GBASSI KOMENAN GILDAS, Professeur titulaire

DIRECTEUR : Monsieur AMIN N'CHO CHRISTOPHE, Professeur titulaire

ASSESSEURS : Monsieur OUASSA THIMOTEE, Maître de Conférences agrégé

: Madame KOUASSI-AGBESSI THÉRÈSE, Maître-Assistante

**ADMINISTRATION ET PERSONNEL
ENSEIGNANT DE L'UFR SCIENCES
PHARMACEUTIQUES ET BIOLOGIQUES**

I. HONORARIAT

Directeurs/Doyens Honoraires

Professeur RAMBAUD André
Professeur FOURASTE Isabelle
Professeur BAMBA Moriféré
Professeur YAPO Abbé †
Professeur MALAN KlaAnglade
Professeur KONE Moussa †
Professeur ATINDEHOU Eugène

II. ADMINISTRATION

Directeur

Professeur KONE-BAMBA Diénéba

Sous-Directeur Chargé de la Pédagogie

Professeur Ag IRIE-N'GUESSAN A.

Sous-Directeur Chargé de la Recherche

Professeur Ag DEMBELE Bamory

Secrétaire Principal

Madame NADO-AKPRO Marie Josette

Documentaliste

Monsieur N'GNIMMIEN Koffi Lambert

Intendant

Monsieur GAHE Alphonse

Responsable de la Sclolarité

Madame DJEDJE Yolande

III. PERSONNEL ENSEIGNANT PERMANENT

1. PROFESSEURS TITULAIRES

M.	ABROGOUA Danho Pascal	Pharmacie Clinique
Mme	AKE Michèle	Chimie Analytique, Bromatologie
MM.	AMARI Antoine Serge	Législation pharmaceutique
	AMIN N'Cho Christophe	Chimie Analytique, Bromatologie
Mme	ATTOUNGBRE HAUHOUOT M.L.	Biochimie et Biologie Moléculaire
MM.	DANO Djédjé Sébastien	Toxicologie

	GBASSI K. Gildas	Chimie Physique Générale
	INWOLEY Kokou André	Immunologie
Mme	KONE BAMBA Diéneba	Pharmacognosie
M.	KOUADIO Kouakou Luc	Hydrologie, Santé Publique
Mme	KOUAKOU-SIRANSY Gisèle	Pharmacologie
MM.	MALAN Kla Anglade	Chimie Ana., contrôle de qualité
	MENAN Eby Ignace	Parasitologie - Mycologie
	MONNET Dagui	Biochimie et Biologie Moléculaire
Mme	SAWADOGO Duni	Hématologie
M.	YAVO William	Parasitologie - Mycologie

2. MAITRES DE CONFÉRENCES AGRÉGÉS

M	AHIBOH Hugues	Biochimie et Biologie moléculaire
Mme	AKE-EDJEME N'guessan Angèle	Biochimie et Biologie moléculaire
Mme	BARRO-KIKI Pulchérie	Parasitologie - Mycologie
M	BONY François Nicaise	Chimie Analytique
M	DALLY Laba Ismael	Pharmacie Galénique
M	DEMBELE Bamory	Immunologie
Mmes	DIAKITE Aïssata	Toxicologie
M	DJOHAN Vincent	Parasitologie – Mycologie
Mme	FOFIE N'Guessan Bra Yvette	Pharmacognosie
Mme	IRIE-N'GUESSAN Amenan	Pharmacologie
M.	KASSI Kondo Fulgence	Parasitologie - Mycologie
M.	KOFFI Angely Armand	Pharmacie Galénique
Mme	KOUAKOU-SACKOU Julie	Santé Publique
M.	KOUASSI Dinard	Hématologie
M	LOUKOU Yao Guillaume	Bactériologie – Virologie
M.	MANDA Pierre	Toxicologie
M	OGA Agbaya Stéphane	Santé publique et Economie de la santé

M	OUASSA Timothée	Bactériologie - Virologie
M	OUATTARA Mahama	Chimie organique, Chimie thérapeutique
Mme	POLNEAU-VALLEE Sandrine	Mathématiques - Statistiques†
Mme	SANGARE TIGORI Béatrice	Toxicologie
M.	YAPI Ange Désiré	Chimie organique, chimie thérapeutique
M.	YAYO Sagou Éric	Biochimie et Biologie moléculaire
M	ZINZENDORF Nanga Yessé	Bactériologie – Virologie

3. MAITRES ASSISTANTS

M.	ADIKO Aimé Cézaire	Immunologie
	ADJAMBRI AdiaEusebé	Hématologie
	ADJOUNGOUA Attoli Léopold	Pharmacognosie
Mmes	ABOLI-AFFI Mihessé Roseline	Immunologie
	AKA ANY-GRAH Armelle Adjoua S.	Pharmacie Galénique
	ALLA-HOUNSA Annita Emeline	Santé Publique
M.	ANGORA Kpongbo Etienne	Parasitologie-Mycologie
Mmes	AYE-YAYO Mireille	Hématologie
	BAMBA-SANGARE Mahawa	Biologie Générale
M.	CABLAN Mian N'DédeyAsher	Bactériologie-Virologie
	CLAON Jean Stéphane	Santé Publique
	COULIBALY Songuigama	Chimie Organique-Thérapeutique
Mme	DONOU-N'DRAMAN Aha Emma	Hématologie
M.	EFFO Kouakou Etienne	Pharmacologie
	KABRAN Tano Kouadio Mathieu	Immunologie
Mmes	KABLAN-KASSI Hermance	Hématologie
	KONAN-ATTIA Akissi Régine	Santé Publique
M.	KONAN Konan Jean Louis	Biochimie et Biologie Moléculaire
Mmes	KONATE Abibatou	Parasitologie-Mycologie

	KOUASSI-AGBESSI Thérèse	Bactériologie-Virologie
M.	KOUAME Denis Rodrigue	Immunologie
	KPAIBE Sawa André Philippe	Chimie Analytique
	N'GUESSAN Alain	Pharmacie Galénique
	N'GUESSAN Déto Ursul Jean-Paul	Chimie Organique-Thérapeutique
Mme	VANGA ABO Henriette	Parasitologie-Mycologie

4. ASSISTANTS

MM.	ADIKO Aimé Cézaire	Immunologie
	AMICHIA Attoumou Magloire	Pharmacologie
Mmes	AKOUBET-OUAYOGODE Aminata	Pharmacognosie
	ALLOUKOU-BOKA Paule-Mireille	Législation pharmaceutique
	APETE Sandrine	Bactériologie-Virologie
	BEDIAKON-GOKPEYA Mariette	Santé Publique
	BLAO-N'GUESSAN Amoin Rebecca	Hématologie
M.	BROU Amani Germain	Chimie Analytique, Bromatologie
	BROU N'Guessan Aimé	Pharmacie clinique
MM.	DJADJI Ayoman Thierry Lenoir	Pharmacologie
	DJATCHI Richmond Anderson	Bactériologie-Virologie
	DOTIA Tiepordan Agathe	Bactériologie-Virologie
MM.	KACOU Alain	Chimie Organique-Thérapeutique
	KAMENAN Boua Alexis Thierry	Pharmacologie
	KOFFI Kouamé	Santé Publique
	KONAN Jean Fréjus	Biophysique
Mmes	KONE Fatoumata	Biochimie et Biologie Moléculaire
	KONE-DAKOURI Yekayo Benedicte	Biochimie et Biologie Moléculaire
M.	KOUAHO AviKadio Tanguy	Chimie Organique-Thérapeutique
	KOUAKOU Sylvain Landry	Pharmacologie

	KOUAME Jérôme	Santé Publique
Mme	KRIZO Gouhonon Anne-Aymonde	Bactériologie-Virologie
M.	LATHRO Joseph Serge	Bactériologie-Virologie
	MIEZAN Jean Sébastien	Parasitologie-Mycologie
	N'GBE Jean Verdier	Toxicologie
	N'GUESSAN Déto Ursul Jean-Paul	Chimie Organique-Thérapeutique
Mmes	N'GUESSAN Kakwokpo Clémence	Pharmacie Galénique
	N'GUESSAN-AMONKOU Anne C.	Législation pharmaceutique
	ODOH Alida Edwige	Pharmacognosie
	SIBLI-KOFFI Akissi Joëlle	Biochimie et Biologie moléculaire
	SICA-DIAKITE Amelanh	Chimie Organique-Thérapeutique
	TANOAH-BEDIA Valérie	Parasitologie-Mycologie
M.	TRE Eric Serge	Chimie Analytique, Bromatologie
Mme	TUO Awa	Pharmacie Galénique
M.	YAPO Assi Vincent De Paul	Biologie Générale
Mme	YAPO-YAO Carine Mireille	Biochimie
	YEHE Désirée Mariette	Chimie Générale
	ZABA Flore Sandrine	Bactériologie-Virologie

5. CHARGES DE RECHERCHE

Mme	ADIKO N'dri Marcelline	Pharmacognosie
	OUATTARA N'gnôh Djénéba	Santé publique

6. ATTACHÉ DE RECHERCHE

M.	LIA Gnahoré José Arthur	Pharmacie Galénique
----	-------------------------	---------------------

7. IN MÉMORIAM

Feu KONE Moussa	Professeur Titulaire
Feu YAPO Abbé Etienne	Professeur Titulaire

Feu COMOÉ Léopold	Maître de Conférences Agrégé
Feu VALLEE-POLNEAU Sandrine	Maître de Conférences Agrégé
Feu GUEU Kaman	Maître Assistant
Feu ALLADOUM Nambelbaye	Assistant
Feu COULIBALY Sabali	Assistant
Feu TRAORE Moussa	Assistant
Feu YAPO Achou Pascal	Assistant

IV. ENSEIGNANTS VACATAIRES

1. PROFESSEURS

M.	DIAINE Charles	Biophysique
	OYETOLA Samuel	Chimie Minérale

2. MAITRES DE CONFÉRENCES

M.	KOUAKOU Tanoh Hilaire	Botanique et Cryptogamie
	YAO N'Dri Athanase	Pathologie Médicale

3. MAITRE-ASSISTANT

M.	KONKON N'Dri Gilles	Botanique, Cryptogamie
----	---------------------	------------------------

4. NON UNIVERSITAIRES

MM.	AHOUSSE Daniel Ferdinand	Secourisme
	COULIBALY Gon	Activité sportive
	DEMPAH Anoh Joseph	Zoologie
	GOUEPO Evariste	Techniques officinales
Mme	KEI-BOGUINARD Isabelle	Gestion
MM	KOFFI ALEXIS	Anglais
	KOUA Amian	Hygiène

KOUASSI Ambroise	Management
N'GOZAN Marc	Secourisme
KONAN Kouacou	Diététique
Mme PAYNE Marie	Santé Publique

**COMPOSITION DES DEPARTEMENTS DE L'UFR
SCIENCES PHARMACEUTIQUES ET BIOLOGIQUES**

I. BACTÉRIOLOGIE-VIROLOGIE

Professeur	LOUKOU Yao Guillaume	Maître de Conférences Agrégé Chef de département
Professeurs	OUASSA Timothée	Maître de Conférences Agrégé
	ZINZENDORF Nanga Yessé	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	CABLAN Mian N'Dédey Asher	Maître-Assistant
	KOUASSI AGBESSI Thérèse	Maître-Assistant
	APETE Sandrine	Assistante
	DJATCHI Richmond Anderson	Assistant
	DOTIA Tiepordan Agathe	Assistante
	KRIZO Gouhonon Anne-Aymonde	Assistante
	LATHRO Joseph Serge	Assistant

II. BIOCHIMIE, BIOLOGIE MOLÉCULAIRE, BIOLOGIE DE LA REPRODUCTION ET PATHOLOGIE MÉDICALE

Professeur	MONNET Dagui	Professeur Titulaire Chef de Département
Professeurs	HAUHOUOT ép. ATTOUNGBRE M.L.	Professeur Titulaire
	AHIBOH Hugues	Maître de Conférences Agrégé
	AKE-EDJEME N'Guessan Angèle	Maître de Conférences Agrégé
	YAYO Sagou Eric	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	KONAN Konan Jean Louis	Maître-Assistant
	KONE Fatoumata	Assistante
	SIBLI-KOFFI Akissi Joëlle	Assistante
	YAPO-YAO Carine Mireille	Assistante

III. BIOLOGIE GÉNÉRALE, HÉMATOLOGIE ET IMMUNOLOGIE

Professeur	SAWADOGO Duni	Professeur Titulaire Chef du Département
Professeurs	INWOLEY Kokou André DEMBELE Bamory KOUASSI Dinard	Professeur Titulaire Maître de Conférences Agrégé Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	ABOLI-AFFI Mihessé Roseline ADIKO Aimé Cézaire ADJAMBRI Adia Eusebé AYE-YAYO Mireille BAMBA-SANGARE Mahawa KABRAN Tano K. Mathieu KOUAME Denis Rodrigue BLAO-N'GUESSAN A. Rebecca S. DONOU-N'DRAMAN Aha Emma KABLAN-KASSI Hermance YAPO Assi Vincent De Paul	Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Maitre-Assistant Assistante Assistante Assistant

IV. CHIMIE ANALYTIQUE, CHIMIE MINÉRALE ET GÉNÉRALE, TECHNOLOGIE ALIMENTAIRE

Professeur	MALAN Kla Anglade	Professeur Titulaire Chef de Département
Professeurs	AKE Michèle AMIN N'Cho Christophe GBASSI Komenan Gildas BONY Nicaise François	Professeur Titulaire Professeur Titulaire Professeur Titulaire Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	KPAIBE Sawa André Philippe BROU Amani Germain HE-KOUAME Linda Isabelle	Maître-Assistant Assistante Assistante

TRE Eric Serge	Assistant
YAO Adjoa Marcelle	Assistante
YAO Jean Simon N'Ghorand	Assistant
YEHE Désirée Mariette	Assistante

V. CHIMIE ORGANIQUE ET CHIMIE THÉRAPEUTIQUE

Professeur	OUATTARA Mahama	Maître de Conférences Agrégé Chef de Département
Professeur	YAPI Ange Désiré	Maître de Conférences Agrégé
Docteur	COULIBALY Songuigama	Maître-Assistant
	N'GUESSAN Déto Ursul Jean-Paul	Maître-Assistant
	KACOU Alain	Assistant
	KOUAHO Avi Kadio Tanguy	Assistant
	SICA-DIAKITE Amelanh	Assistante

**VI. PARASITOLOGIE, MYCOLOGIE, BIOLOGIE ANIMALE ET
ZOOLOGIE**

Professeur	MENAN Eby Ignace H.	Professeur Titulaire Chef de Département
Professeurs	YAVO William	Professeur Titulaire
	BARRO KIKI Pulchérie	Maître de Conférences Agrégé
	DJOHAN Vincent	Maître de Conférences Agrégé
	KASSI Kondo Fulgence	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	ANGORA Kpongbo Etienne	Maître-Assistant
	KONATE Abibatou	Maître-Assistant
	VANGA ABO Henriette	Maître-Assistant
	MIEZAN Jean Sébastien	Assistant

TANOH-BEDIA Valérie

Assistante

**VII. PHARMACIE GALÉNIQUE, BIOPHARMACIE, COSMÉTOLOGIE,
GESTION ET LÉGISLATION PHARMACEUTIQUE**

Professeur	KOFFI Armand A.	Maître de Conférences Agrégé Chef de Département
Professeurs	AMARI Antoine Serge G. DALLY Laba Ismaël	Professeur Titulaire Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	AKA ANY-GRAH Armelle A.S. N'GUESSAN Alain ALLOUKOU-BOKA P. Mireille LIA Gnahoré José Arthur NGUESSAN Kakwokpo Clémence N'GUESSAN-AMONKOU A. Cynthia TUO Awa	Maître-Assistant Maître-Assistant Assistante Attaché de recherche Assistante Assistante Assistante

**VIII. PHARMACOGNOSIE, BOTANIQUE, BIOLOGIE VÉGÉTALE,
CRYPTOGAMIE,**

Professeur	KONE BAMBA Diénéba	Professeur Titulaire Chef de Département
Professeur	FOFIE N'Guessan Bra Yvette	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	ADJOUGOUA Attoli Léopold ADIKO N'dri Marcelline AKOUBET-OUAYOGODE Aminata ODOH Alida Edwige	Maître-Assistant Chargée de recherche Assistante Assistante

**IX. PHARMACOLOGIE, PHARMACIE CLINIQUE ET
THERAPEUTIQUE ET PHYSIOLOGIE HUMAINE**

Professeurs	KOUAKOU SIRANSY N'doua G.	Professeur Titulaire Chef de Département
	ABROGOUA Danho Pascal	Professeur Titulaire
	IRIE N'GUESSAN Amenan G.	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	EFFO Kouakou Etienne	Maître-Assistant
	AMICHIA Attoumou M	Assistant
	BROU N'Guessan Aimé	Assistant
	DJADJI Ayoman Thierry Lenoir	Assistant
	KAMENAN Boua Alexis	Assistant
	KOUAKOU Sylvain Landry	Assistant

**X. PHYSIQUE, BIOPHYSIQUE, MATHÉMATIQUES, STATISTIQUES
ET INFORMATIQUE**

Professeur	POLNEAU-VALLEE Sandrine	Maître de Conférences Agrégé† Chef de Département
Docteur	KONAN Jean-Fréjus	Assistant

XI. SANTÉ PUBLIQUE, HYDROLOGIE ET TOXICOLOGIE

Professeur	KOUADIO Kouakou Luc	Professeur Titulaire Chef de département
Professeurs	DANO Djédjé Sébastien	Professeur Titulaire
	DIAKITE Aissata	Maître de Conférences Agrégé
	OGA Agbaya Stéphane	Maître de Conférences Agrégé
	KOUAKOU-SACKOU J.	Maître de Conférences Agrégé

XIV

	MANDA Pierre	Maître de Conférences Agrégé
	SANGARE-TIGORI B.	Maître de Conférences Agrégé
Docteurs	CLAON Jean Stéphane	Maître-Assistant
	HOUNSA-ALLA Annita Emeline	Maître-Assistante
	KONAN-ATTIA Akissi Régine	Maître-Assistante
	OUATTARA N'gnôh Djénéba	Chargée de Recherche
	BEDIAKON-GOKPEYA Mariette	Assistante
	KOFFI Kouamé	Assistant
	NGBE Jean Verdier	Assistant
	TIADE Tra-Bi Marie Laure	Assistante

DEDICACES

*Je ne pourrais introduire ce modeste travail sans rendre gloire et honneur à mon **DIEU TOUT PUISSANT, L'OMNISCIENT, LE MISERICORDIEUX**, qui m'a donné la force et les moyens nécessaire à la réalisation de ce travail.*

Tous les jours de ma vie je te glorifierai !!!

❖ **A MON PERE ERIC CHRISTIAN DOGBO KOUAME**

Autant de phrases et d'expressions aussi éloquentes soient-elles ne sauraient exprimer ma gratitude et ma reconnaissance. Tu as su m'inculquer le sens de la responsabilité, de l'optimisme et de la confiance en soi face aux difficultés de la vie. Tes conseils ont toujours guidé mes pas vers la réussite. Je te dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et je ferai toujours de mon mieux pour rester ta fierté et ne jamais te décevoir. Que Dieu le tout puissant te préserve, te donne longue vie, t'accorde santé, bonheur, quiétude de l'esprit et te protège de tout mal.

❖ **A MA MERE KOUASSI AMOIN THERESE epse KOUAME**

Autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. Tu m'as comblée avec ta tendresse et affection tout au long de mon parcours. Tu n'as cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours été présente à mes côtés pour me consoler quand il fallait. En ce jour mémorable, pour moi ainsi que pour toi, reçois ce travail en signe de ma vive reconnaissance et ma profonde estime. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie afin que je puisse te combler à mon tour.

**❖ A MES PETITS FRERES KOUAME AKPRO ULYSSE KAREL et
KOUAME BESSIKOUA CHRIS EMMANUEL**

J'espère avoir atteint le seuil de vos espérances. Que ce travail soit l'expression de ma profonde affection, je vous remercie pour le soutien moral et l'encouragement que vous m'avez accordés. Je vous souhaite tout le bonheur que vous méritez. Que Dieu vous accorde un brillant avenir, je vous aime.

❖ A TOI MON MEILLEUR, ATTA ANGUI AMOIKON FREDERIC

Merci de m'avoir soutenu et cru en mes capacités Ton encouragement et ton soutien étaient la bouffée d'oxygène qui me ressourçait dans les moments pénibles, de solitude et de souffrance. Merci d'être toujours à mes côtés, par ta présence, par ton amour dévoué et ta tendresse. En témoignage de mon amour, de mon admiration et de ma grande affection, je te prie de trouver dans ce travail l'expression de mon estime et mon sincère attachement. Je prie Dieu le tout puissant pour qu'il te donne bonheur et prospérité.

❖ A MAMAN KOUADIO AKOUA AMELIE

Je ne pourrai jamais exprimer le respect que j'ai pour vous. Vos prières, vos encouragements et votre soutien m'ont toujours été d'un grand secours. Puisse Dieu, le tout puissant vous préserver du mal, vous combler de santé, de bonheur et vous procurer une longue vie.

**❖ A MES GRANDS PARENTS PARTENELS ET MATERNELS MR ET
MME YEMAN/ MR ET MME APKRO/ MME TCHIMON BRIGITTE**

Que ce modeste travail, soit l'expression des vœux que vous n'avez cessé de formuler dans vos prières. Que Dieu vous accorde santé et longue vie.

**❖ AU COLONEL YEMAN SRAN ACHILLE ET A TOUTE SA
FAMILLE**

Votre affection et votre soutien m'ont été d'un grand secours au long de ma vie professionnelle et personnelle. Veuillez trouver dans ce modeste travail ma reconnaissance pour tous vos efforts.

❖ A MES TATAS CHERIES SABINE, FRANCINE et MARIE-NOELLE YEMAN

Vous m'avez toujours écouté attentivement et aidé inlassablement, j'espère que cette œuvre pourra vous exprimer mon profond respect. Que Dieu accomplisse vos vœux, je vous aime très fort

❖ A MR ET MME DANHO ET FAMILLE

Vous qui aviez cru en moi, vous qui m'aviez toujours soutenue et encouragée trouvez ici l'assurance de mon profond respect et de mon fidèle attachement. Que ce travail soit pour vous un modeste témoignage de ma profonde affection

❖ A LA FAMILLE TANOH ET DOUDJON ainsi qu'à mes cousines Leticia, Grace, Orlane et Livia ;

Je vous dédie ce travail en réponse à l'affection que vous avez toujours eu à mon égard, sachez qu'elle est réciproque. Puisse Dieu vous combler de bonheur et de santé.

❖ A TOUS LES MEMBRES DE LA FAMILLE KOUAME PETITS ET GRANDS

Que ce travail soit pour vous un témoignage de mon respect et de mon affection. Merci et que Dieu vous bénisse.

❖ A MES AMIS

Leticia, Elodie, Grace, Yannick, Dr N'douba, M'bra et Tanoh, (feu) Moussako Emmanuel, Victoria, Cyrielle, Michelle,

Je ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi des frères, sœurs et des amis sur qui je peux compter. En témoignage de l'amitié qui nous unis et des souvenirs de tous les

XVIII

moments que nous avons passés ensemble, je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de santé et de bonheur.

❖ A MES FIEULLES Yvonne et Danielle ;

Merci pour le respect que vous m'accordez, pour chacun des moments que nous partageons ensemble. Je n'aurais jamais imaginé rencontrer des personnes qui m'estiment, me font confiance, m'admirent, m'aiment à ce point en venant sur cette faculté. Veuillez recevoir ici mon entière gratitude et ma reconnaissance. Puisse Dieu vous bénir pour que vous puissiez terminer en bonne santé et de la plus belle des manières vos cursus sur la faculté.

❖ AUX MEMBRES DE LA PHARMA 35

Merci à toute la famille Merci pour ces années passées ensemble. Que Dieu ne cesse de nous bénir et à préserver ce lien familial.

❖ A LA TEAM CACQ 2019.

Merci pour ses moments de joie

Dr KOUAKOU Effai Carine Esmone Laure,

Dr SILUE Fougny Ezechiel,

Dr KOMENAN Mahossi Marie Faustine,

Dr AKASSI Linda Marielle

Dr YAVO Renée Paule Myriam

❖ A MA FAMILLE SPIRITUELLE JPC

Merci particulier à Roxanne, Nelly, Andi, Manou, Malick Priscille, Sissy, Ophelia, et à tous ces membres. Merci pour vos prières que Dieu vous benisse.

**❖ A MES PERES SPIRITUELS : bergers Kanga Joel, Prince Attobla et
ABBE Ange Pacome Diaya**

*Merci pour vos prières et que Dieu le très haut puisse continuer l'œuvre qu'Il a
si bien commencé dans vos vies.*

REMERCIEMENTS

Au Professeur AMIN CHRISTOPHE

Je vous remercie pour votre disponibilité, vos remarques pertinentes, votre rigueur dans le travail et votre esprit paternel. Vous m'avez accueilli, aidé et guidé dans la réalisation de ce travail, je vous serai toujours redevable cher Maître. La patience et le soutien sans faille dont vous avez fait preuve à notre égard depuis le début de cette thèse m'ont impressionné. Vous vous êtes investi et les mots sont faibles pour montrer ma reconnaissance. Je tiens à vous exprimer, ma profonde gratitude.

Merci pour la formation rigoureuse reçue de votre part. Recevez cher Maître l'expression de notre profonde admiration.

Aux membres du jury

Merci pour l'honneur qu'ils m'ont fait en acceptant d'apprécier mon travail.

Au personnel du service du LABORATOIRE DES EAUX ET ALIMENTS de l'INHP

Un merci spécial à monsieur DEGNY et monsieur N' GBAKOU ALPHONSE pour votre collaboration surtout pour vos conseils et votre disponibilité tout au long de ce travail. Vous avez été pour moi des guides, des encadrateurs et ce travail est le fruit de votre engagement. Je vous suis reconnaissante pour tout.

A M. Berté Djakaridja, Amal Dahonto, et Mme Assovié Rita

Je vous remercie pour votre aide dans la réalisation de ce travail.

A NOS MAITRES ET JUGES

À NOTRE MAÎTRE ET PRÉSIDENT DE JURY

Monsieur le Professeur GBASSI KOMENAN GILDAS

- Professeur Titulaire en Chimie et Physique Générale à l'UFR des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques de l'université Félix Houphouët-Boigny d'Abidjan ;
- Chef du service Contrôle des Aliments, des Eaux, et Boissons du Laboratoire National de la Santé Publique (LNSP) ;
- Titulaire d'un Doctorat en Chimie de l'Université de Strasbourg (France) ;
- Titulaire d'un Master en Science du Médicament de l'Université de Strasbourg (France) ;
- Titulaire d'un DEA en Chimie Physique de l'Université Félix Houphouët-Boigny ;
- Titulaire d'un DESS en Contrôle de qualité de l'Université Félix Houphouët-Boigny d'Abidjan ;
- Titulaire d'un Doctorat en Pharmacie de l'Université Félix Houphouët-Boigny d'Abidjan ;
- Membre de la Société Ouest Africaine de Chimie (SOACHIM) ;
- Membre de la Société Pharmaceutique de Côte d'Ivoire (SOPHACI) ;
- Membre du Réseau des Chercheurs en Génie des Procédés de l'Agence Universitaire de la Francophonie (AUF);
- Membre du Groupe de Recherche sur la Bioencapsulation (BRG).

Cher Maître,

Vous nous faites l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse malgré vos multiples occupations. Recevez notre infinie reconnaissance.

Que ce travail soit le gage de notre profond respect et de notre grande admiration pour vos qualités humaines et pédagogiques exceptionnelles.

Que la paix de l'Eternel soit avec vous !

XXIII

À NOTRE MAÎTRE ET DIRECTEUR DE THÈSE

Monsieur le Professeur AMIN N'CHO CHRISTOPHE

- Professeur titulaire en Chimie Analytique, Bromatologie à l'UFR des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques de l'université Félix Houphouët-Boigny d'Abidjan ;
- Chef de service adjoint du laboratoire d'hygiène de l'Institut National d'Hygiène publique
- Ancien Interne des Hôpitaux d'Abidjan
- Docteur en pharmacie diplômé de l'Université de Cocody
- Docteur des sciences pharmaceutiques et biologiques de l'Université de Montpellier 1
- Titulaire du DESS option Contrôle Qualité des médicaments, aliments et produits cosmétiques, du DEA en conception, réalisation, valorisation du médicament issu de la pharmacopée africaine option Chimie Analytique, du DEA option Chimie des matériaux, du CES de biochimie clinique, du CES d'hématologie-biologie, du CES d'immunologie générale et médicale, de la Maîtrise professionnalisée option santé publique de l'Université Félix Houphouët-Boigny
- Membre de la Société Ouest Africaine de Chimie (SOACHIM) et de la Société Pharmaceutique de Côte d'Ivoire (SOPHACI)

Cher Maître,

Vous avez accepté malgré vos multiples charges d'assurer l'encadrement de cette thèse. Tout au long de ce travail nous avons pu apprécier non seulement votre ardeur au travail, mais aussi et surtout votre disponibilité, votre simplicité

XXIV

*et votre bienveillance. Travailler sous votre direction fut très enrichissant.
Puisse ce travail vous rendre hommage.*

Que dieu vous comble de ses graces

À NOTRE MAÎTRE ET JUGE

Monsieur le professeur OUASSA THIMOTEE

- Pharmacien-Biologiste
- Maître de Conférences Agrégé en Bactériologie-Virologie
- Responsable des unités de Bactériologie et de Mycobactériologie du Centre de Diagnostic et de Recherche sur le SIDA (CeDReS) et les autres maladies infectieuses, CHU de Treichville
- Ancien interne des Hôpitaux d'Abidjan
- Membre de l'American Society for Microbiology (ASM)
- Membre de l'European Respiratory Society (ERS)
- Membre de l'European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases (ESCMID)
- Membre de la Société Française de Microbiologie (SFM)
- Membre de la Société Ivoirienne de Microbiologie (SIM)
- Membre de l'Observatoire pour la surveillance des microorganismes en Côte d'Ivoire (ORMICI)
- Membre du Côte d'Ivoire Fulbright Alumni Association (CIFA)

Cher Maître,

En acceptant de siéger au sein de ce jury, vous confirmez votre caractère d'humilité, de disponibilité et simplicité. Nous avons eu le privilège de bénéficier de vos qualités d'enseignant au cours de notre cursus universitaire.

XXV

Nous vous prions de bien vouloir accepter, à travers ces mots l'expression de notre profonde gratitude.

À NOTRE MAÎTRE ET JUGE

Madame le Docteur KOUASSI-AGBESSI THERESE

- Docteur en pharmacie
- Maître-assistante au département de bactériologie virologie, à l'UFR Sciences Pharmaceutiques et Biologiques
- Pharmacien biologiste (CES biochimie clinique, CES hématologie, CES parasitologie-mycologie, CES bactériologie-virologie)
- Titulaire du DEA de biologie humaine tropicale option bactériologie-virologie
- Responsable de l'unité de biologie à l'INHP (Institut national d'hygiène publique)
- 1er prix d'infectiologie en 1992
- Lauréat du concours d'internat (1989-1990)
- Membre de la SOPHACI

Cher maître,

Merci d'avoir accepté de participer au jury de cette thèse. Nous avons eu de l'admiration pour vos qualités pédagogiques ; et votre présence dans ce jury est pour nous un très grand honneur. Nous vous en sommes infiniment reconnaissants. Puisse Dieu vous bénir!

SOMMAIRE

DEDICACES.....	XVI
REMERCIEMENTS	XXI
LISTE DES TABLEAUX.....	XXVIII
LISTE DES FIGURES	XXIX
ABREVIATION-ACRONYMES	XXXI
INTRODUCTION.....	1
Premier Partie : REVUE DE LA LITTÉRATURE	4
I. Généralités sur les eaux de loisir	5
II. Eaux de baignade	5
Deuxième Partie : ETUDE EXPERIMENTALE.....	25
I. MATERIEL ET METHODES	26
II. RESULTATS	56
III. DISCUSSION	78
CONCLUSION	83
RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	85
REFERENCES	88
TABLE DE MATIERE	94

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Principaux types de pollution des eaux de baignade, nature des polluants et leur origine	7
Tableau II : Microorganismes rencontrés dans l'eau de baignade.....	13
Tableau III : Microorganismes et pathologies associées	14
Tableau IV : Recommandations concernant les eaux de baignade.....	22
Tableau V : Classes de turbidités usuelles (UNT, Unité Néphélométrique de Turbité).....	35
Tableau VI : Classification de l'eau selon la dureté totale	47
Tableau VII : Paramètres organoleptiques et physicochimiques du fleuve Agnéby	57
Tableau VIII : Paramètres organoleptiques et physicochimiques de la rivière Moutcho.....	58
Tableau IX : Valeurs Statistiques pour évaluation de la significativité au test de T-Student et de Mann-Whitney des variables physico-chimiques	70
Tableau X : Profil physico-chimique différentiel du fleuve Agnéby et la rivière Moutcho.....	71
Tableau XI : Paramètres microbiologiques du fleuve Agnéby	72
Tableau XII : Paramètres microbiologiques de la rivière Moutcho.....	73
Tableau XIII : Comparaison aux normes ivoiriennes	75
Tableau XIV : Comparaison aux normes algériennes	76
Tableau XV : Comparaison aux normes américaines	76
Tableau XVI : Comparaison aux normes canadiennes	76
Tableau XVII : Comparaison aux normes européennes et OMS.....	77

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Carte du bassin versant de l'Agnéby	27
Figure 2 : Aperçu du fleuve Agnéby	30
Figure 3 : Aperçu de la rivière Moutcho	31
Figure 4 : Echantillons prélevés pour les différentes analyses.	32
Figure 5 : pH-mètre électronique à sonde HACH HQ 11 d France	37
Figure 6 : Conductimètre électrique à sonde HACH HQ 14 d France	38
Figure 7 : Rampe de filtration (SARTORIUS Goethingen- Germany)	50
Figure 8 : Évolution de la turbidité des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	59
Figure 9 : Évolution de la couleur des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	60
Figure 10 : Évolution de la conductivité des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	60
Figure 11 : Évolution du pH des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	61
Figure 12 : Évolution des matières organiques des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	62
Figure 13 : Évolution du TAC des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	62
Figure 14 : Évolution du DHT des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	63
Figure 15 : Évolution des Nitrates des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	63
Figure 16 : Évolution des Nitrites des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	64

Figure 17 : Évolution du Zinc des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	64
Figure 18 : Évolution du Calcium des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps	65
Figure 19 : Schéma comparatif du Fer total du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho.....	66
Figure 20 : Schéma comparatif de Chlorures du fleuve Agneby et de la rivière Moutcho.....	66
Figure 21 : Schéma comparatif de Fluorures du fleuve Agneby et de la rivière de Moutcho.....	67
Figure 22 : Schéma comparatif du Manganèse entre le fleuve de l'Agnéby et la rivière de Moutcho	67
Figure 23 : Schéma comparatif du Calcium du fleuve de l'Agnéby et de la rivière de Moutcho	68
Figure 24 : Schéma comparatif du Zinc entre le fleuve Agnéby et la rivière Moutcho.....	68
Figure 25 : Schéma comparatif des Silicates entre le fleuve de l'Agnéby et la rivière de Moutcho	69
Figure 26 : Schéma comparatif des teneurs en germes au niveau du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho.....	74

ABREVIATION-ACRONYMES

AS2	: Acide Sulfurique
ASR	: Anaérobies Sulfito-Réducteurs
BCYE	: Buffered Charcoal Yeast Extract
BEA	: Bile Esculine Azide
°C	: Degré Celsius
CF	: Coliformes Fécaux
CLHP	: Chromatographie Liquide à Haute Performance
CT	: Coliformes Totaux
CTh	: Coliformes Thermotolérants
DHT	: Degré Hydrotimétrique Total
EDTA	: Acide Ethylène Diamine Tétracétique
GAL	: β - Galactosidase
GPS	: Global Positionning System
GLUC	: β - Glucuronidase
HAP	: Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques
INHP	: Institut National d'Hygiène Publique
LD	: Limite de Détection
LQ	: Limite de Quantification
ND	: Non Détecté
OMS	: Organisation Mondiale de la Santé
OS1	: Oxalate de Sodium
PCB	: Polychlorobiphenyls
PED	: Pays En Développement
pH	: Potentiel d'Hydrogène
PP1	: Permanganate de Potassium
TAC	: Titre Alcalimétrique Complet
TCBS	: Thiosulfate Citrate Bile Saccharose

TSN : Tryptone Sulfite Néomycine

UCV : Unités de Couleur Vraie



INTRODUCTION

L'hydrosphère est le fondement de la vie et des équilibres écologiques. Ses usages sont donc multiples. Mais s'agissant de santé humaine, ils sont dominés par l'agriculture, l'aquaculture, l'industrie, l'artisanat, la fourniture collective ou individuelle d'eau potable et les loisirs aquatiques dont la baignade [1]. La baignade est pratiquée dans les eaux de surface qui regroupent toutes les eaux s'écoulant à la surface du sol, des versants jusqu'aux cours d'eau, en passant par les mares, les étangs et les lacs [2].

La baignade, très appréciée du grand public, comporte cependant des risques sanitaires d'origine physique divers : les noyades, les traumatismes divers..., mais également des risques d'origine chimique ou biologique dus à une mauvaise qualité de l'eau de la baignade ou du milieu environnant [3].

En Côte d'Ivoire, un arrêté est pris en 1993 pour garantir la qualité des eaux de baignades aménagées au plan physicochimique et microbiologique [4]. Cependant aucune mise en œuvre n'a été effective jusqu'à ce jour.

La région de l'Agnéby dont le chef-lieu est la ville d'Agboville a été identifiée comme une zone à haut risque de maladies d'origine hydrique. La ville d'Agboville est située à 79 km de la ville d'Abidjan (capitale économique de la Côte d'Ivoire). Elle est desservie par le fleuve de l'Agnéby et la rivière Moutcho. Ces cours d'eau regorgent de nombreux sites de baignades. Cependant, une seule étude d'une durée de cinq mois a été effectuée sur la qualité de ces eaux entre décembre 2017 et avril 2018 [5].

Dans le but de disposer des données de douze mois sur ces eaux, cette étude a eu pour objectif de caractériser les deux principales eaux de baignades de la ville d'Agboville, du mois de mai 2018 au mois décembre 2018 en vue d'identifier les risques encourus par les populations qui s'y baignent. Les objectifs spécifiques de cette étude ont été les suivantes :

- déterminer les paramètres physicochimiques de l'eau.
- dénombrer les germes indicateurs de pollution fécale.

- comparer les résultats obtenus aux critères de qualité d'eau de baignade aménagée.

Pour atteindre ces objectifs, notre travail s'articulera donc en deux parties:

- La première partie consacrée à des généralités sur les eaux de surface et les eaux de loisirs.
- La seconde partie, sur l'étude expérimentale, comprendra :
 - le matériel et les méthodes
 - les résultats et la discussion.
 - la conclusion suivie des recommandations

Premier Partie : REVUE DE LA LITTÉRATURE

I. Généralités sur les eaux de loisir

I-1. Définition

Les eaux de loisir sont des eaux utilisées à des fins récréatives, plus précisément des activités ludiques et sportives : la plongée, la planche à voile, le surf, le canoé et le ski nautique. La plus répandue parmi ces activités sportives, est la natation. Celle-ci joue un rôle social important, car elle peut être pratiquée à tous les âges de la vie de l'homme. La natation nécessite des conditions physiques et des techniques particulières lors de son apprentissage. Elle est donc recommandée aux personnes souffrant de handicaps, aux femmes enceintes et aux bébés ; c'est donc une activité accessible à tous [6].

I-2. Différentes eaux de loisir

Les sites où se pratiquent les activités de loisir incluent principalement :

- les piscines :

Elles sont éventuellement ouvertes au grand public. Dans celles-ci, l'eau est traitée et désinfectée afin d'assurer sa qualité microbiologique,

- les sites naturels :

- Ils font parfois l'objet d'aménagements particuliers pour l'accueil du public. Dans cette dernière par contre, l'eau n'est pas traitée [6].

II. Eaux de baignade

II-1. Baignades

Les sites naturels, regroupés sous le terme générique de baignades, peuvent faire l'objet d'aménagements particuliers en vue d'accueillir du public. Les baignades se répartissent en deux sous-groupes :

- Les baignades en eau de mer :

Elles s'agrémentent souvent de plages très fréquentées; la qualité de l'eau et des plages dépendent des rejets de polluants, de la fréquentation du

public, des phénomènes de marée dont l'amplitude varie suivant la région littorale et le moment de l'année.

➤ Les baignades en eau douce :

Elles présentent une grande variété de sites tels que les rivières, les torrents, les retenues naturelles (lacs) ou artificielles (étangs, gravières, barrages-réservoirs) [6].

Diverses formes de pollutions affectent les eaux de loisirs et peuvent entraîner des risques pour les baigneurs.

II-2. Pollution des eaux de baignade

La plupart des plages et des zones de baignade se trouvent à proximité des villes. Le déversement dans ces eaux de loisirs d'eaux usées urbaines et industrielles, avec leur forte concentration d'agents pathogènes et autres polluants, suscite une inquiétude quant aux conséquences pour la santé et l'écologie. La vaste gamme de micro-organismes pathogènes présents dans l'eau et leur faible concentration rendent leur détermination plus que difficile. Par conséquent, certains organismes indicateurs, utilisés pour la qualité de l'eau reflètent la présence de pollution [7]. Il existe divers types de pollution, dont les majoritaires sont de nature chimique et microbiologique. Ce sont :

- La pollution chimique : produits chimiques en solution, changeant les caractères de l'eau (acides, bases...) ou directement toxiques pour les organismes (pesticides d'origine agricole...).
- La pollution microbiologique : elle est essentiellement d'origine fécale due aux déjections humaines et animales aux travers des eaux usées.

Tableau I : Principaux types de pollution des eaux de baignade, nature des

Type de pollution	Nature	Sources
➤ Physique		
Pollution thermique	Rejet d'eau chaude	Centrale thermique
Pollution radioactif	Radio-isotope	Installations nucléaires
➤ Chimique		
Engrais	Nitrates, phosphates	Agriculture, lessives
Eléments toxiques	Mercure, cadmium, plomb, aluminium, arsenic	Industries, agriculture, pluies, acide, combustion
Pesticides	Insecticides, herbicide, fongicide	Agriculteur, industries
Organochlorée	PCB, solvants	Industries
Composés organiques de synthèses	Nombreuses molécules	Industries
Détergifs	Agents tensio-actifs	Effluents domestiques
Matières organiques fermentescibles	Glucides, lipides, protides, acides nucléiques	Effluents domestiques, agricoles, industries
Hydrocarbures	Pétrole et dérivés	Industrie pétrolière, transport
➤ Microbiologiques	Bactéries, virus, champignons	Effluents urbains et délavage

polluants et leur origine

II-2-1. Pollution chimique

La majorité des pollutions chimiques proviennent de l'agriculture, de l'industrie, de la pêche, des municipalités et aussi des déjections d'animaux. Les engrais et les pesticides libèrent dans l'environnement des produits minéraux dérivés de l'azote et du phosphore. Ces substances toxiques retrouvées dans l'eau peuvent constituer une menace notamment pour l'équilibre de l'écosystème mais aussi pour la santé de l'homme.[6,8,9]

II-2-1-1. Pesticides chlorés

Les dérivés chlorés sont des produits généralement utilisés pour la protection des récoltes (en agriculture) contre les ravageurs et pour la lutte contre les insectes vecteurs de maladies, notamment dans les pays tropicaux. Ces produits sont catégorisés dans différentes familles à savoir :

- les insecticides organochlorés : l'usage de la plupart de ces substances, comme le DDT (par exemple), est réglementé ou interdit dans un grand nombre de pays industrialisés compte tenu de leur toxicité et de leur rémanence dans l'environnement.
- les insecticides organophosphorés, les herbicides du type aryloxyacides, triazines, urées substituées etc...[10].

II-2-1-2. Hydrocarbures

Les hydrocarbures proviennent du lessivage de l'essence, de l'huile lubrifiant, des produits de combustion déposés sur les surfaces des eaux urbaines et du renversement accidentel des véhicules de transport d'hydrocarbures qui détermine un facteur de pollution redoutable de l'environnement, et en particulier des eaux superficielles et souterraines [11]. Ceux-ci constituent l'un des éléments les plus visibles de la pollution par les eaux pluviales par les irisations qu'ils produisent à la surface. Ces derniers, produisent un film extrêmement fin empêchant les échanges entre l'eau et l'air et diminuant les possibilités de ré-oxygénation de l'eau par dissolution de l'oxygène atmosphérique. Il est cependant important de noter que l'essence, lors de sa combustion, produit des hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP), réputés fortement cancérigènes [9,12,13].

II-2-1-3. Métaux lourds

La définition des métaux lourds varie d'un groupe à l'autre. Certains auteurs prennent en considération la notion de toxicité, et d'autre les définissent comme étant des éléments à l'état de trace au vu de leurs faible concentration en milieu naturels [14,15]. Les proportions de métaux lourds en particuliers les éléments plomb, nickel, mercure, arsenic, cadmium et cuivre que l'on trouve dans les eaux de surface sont très variable et leur accumulation en certains points fluviaux et littoraux sont à l'origine de véritables intoxications humaines [6,16]. Ces effluents provenant des zones industrielles et d'exploitation de l'or par l'utilisation de mercure et de cyanure conduisent ainsi à la pollution de l'eau et du sol avec des risques sanitaires [9,17].

➤ PLOMB

Le plomb existe dans le milieu naturel sous forme Pb^{+2} . Il se trouve naturellement à l'état de trace [18]. Son origine dans les ressources en eau est en partie naturelle et en partie anthropique. Dans les eaux potables distribuées, la présence du plomb provient exclusivement du contact de l'eau avec les tuyauteries en plomb pouvant provoqué sur un long terme le saturnisme [19].

➤ CUIVRE

Le cuivre un élément chimique naturellement présent dans la croûte terrestre. Il est essentiel au développement de toute forme de vie ; cependant son excès affecte le bon fonctionnement de divers organes [20].

➤ CADMIUM

Le cadmium est un métal blanc argenté, brillant, relativement mou et déformable [21]. Il est principalement utilisé pour la fabrication des batteries et comme matériel de contrôle ou de protection dans les centrales nucléaires [19]. C'est l'un des métaux les plus toxiques et relativement rares. Il a pris de

l'importance comme contaminant de l'environnement seulement au cours des soixante dernières années [22,23].

➤ **MERCURE**

Le mercure existe sous trois formes :

- le mercure élémentaire ou métallique,
- le mercure inorganique
- le mercure organique,

C'est un métal blanc argenté, brillant, très dense et très mobile. Il est le seul métal liquide à température ambiante, ce qui lui a valu son symbole (Hg) du mot grec latinisé hydrargyrum (argent liquide). De plus, il peut être à l'origine d'intoxication due à la forme volatile élémentaire insoluble dans l'eau [20].

➤ **ARSENIC**

A l'état naturel, les émissions volcaniques entretiennent 90 % des rejets d'arsenic. Il se trouve également dans presque tous les sulfures métalliques naturels. Les émissions, dues à l'activité humaine, proviennent du brûlage de charbon et du fioul qui rejettent une quantité non négligeable dans l'environnement. C'est un poison à effet cumulatif; il peut engendrer plusieurs maladies cutanées (cancer de la peau), neurologiques (douleurs névrites), anémie, gangrènes, ictères et cancers hépatiques. L'OMS définit, la dose journalière maximale admissible de 2 µg des produits arsenicaux/kg avec un maximum de 150 µg/jour dans l'eau de boisson [24]

II-2-2. Pollution microbiologique

La majorité des épidémies liées aux maladies d'origine hydrique associées à l'utilisation à des fins récréatives d'eaux non traitées (par exemple, les lacs et les océans) sont causées par des micro-organismes pathogènes, notamment des parasites, des bactéries, des champignons et des virus [21].

II-2-2-1. Différents types de germes

II-2-2-1-1. Parasites

Les protozoaires entéro-pathogènes, en particulier *Cryptosporidium spp*, *Giardia spp*, et les amibes (*Naegleria spp*) sont les agents étiologiques responsables de la majorité des épidémies d'origine récréative. De plus, ces parasites sont impliqués dans les affections d'origine féco-orale dues à l'ingestion accidentelle de ces eaux de surface non traitées au cours des baignades [21–23,25].

II-2-2-1-2. Bactéries

Les bactéries pathogènes les plus souvent rencontrées parmi les effluents microbiologiques contenus dans les eaux récréatives sont des stéréotypes virulents d'*Escherichia coli* (par exemple, O157 : H7), *Campylobacter jejuni*, *Legionella spp*, *Shigella sonnei*, *Salmonella spp*, *Vibrio cholerae* et *Pseudomonas aeruginosa*, reconnus comme agents étiologiques les plus couramment identifiés [21,23].

D'autres micro-organismes fécaux généraux, tels que *Clostridium perfringens* et divers bactériophages sont considérés comme des organismes indicateurs alternatifs, agents étiologiques pour la majorité des épidémies d'origine récréative [21].

II-2-2-1-3. Champignons

Les champignons recherchés dans l'eau se transmettent par voie cutanéomuqueuse et sont à l'origine d'affections cutanées. Ce sont pour la plupart d'entre eux des dermatophytes, des moisissures et des levures.

Les principaux dermatophytes pathogènes appartiennent aux genres *Trichophyton*, *Microsporum* et *Epidermophyton*. La contamination se fait habituellement par contact interhumain (lutteurs, judokas, ..) ou l'intermédiaire

de sols souillés par des squames issues de la peau parasitée (salle de bains, salles de sport, ou douches collectives, piscines...), mais aussi par des objets divers (peignes, brosses, tondeuses, vêtements, chaussettes...) pouvant véhiculer les squames contenant les spores ou des filaments infectants.

Les moisissures rencontrées en pathologie humaine sont généralement *Aspergillus fumigatus* et *Geotrichum candidum*.

Parmi les levures, il y a *Candida albicans*, espèce très répandue, d'origine fécale et responsables de diverses mycoses (infections cutanéomuqueuses, buccales, vaginales) [26].

II-2-2-1-4. Virus

Les virus sont des agents pathogènes microscopiques dont la dimension varie de 18 à 1 500 nm et se retrouvent en abondance dans les milieux hydriques [27,28]. Ils sont scindés en virus entériques et en virus bactériophages présentant un intérêt spécial dans les études environnementales et de santé humaine.

➤ Virus entériques

Plusieurs voies potentielles assurent la transmission virale à l'Homme notamment l'utilisation domestique des eaux de surface ou souterraines contaminées, la baignade dans des eaux souillées, la consommation de fruits de mer infectés ou encore de récoltes cultivées dans des sols contaminés. L'Homme est, en fait, considéré comme le contamineur primaire et le récepteur secondaire. Les plus grandes familles connues des virus entériques sont : les *Picornaviridae* (ex : poliovirus, hépatite A), les *Retroviridae* (ex : rotavirus), les *Reoviridae* (ex : rotavirus), les *Adenoviridae* (ex. : adenovirus A.), les *Coronaviridae*, (ex : coronavirus), les *Caliciviridae* (ex : calicivirus) et les petits virus ronds (ex : astrovirus) [28].

➤ Virus bactériens

Les virus bactériens ou bactériophages (ou encore phages) sont présents partout où il y a une vie bactérienne. Dans chaque milieu, il y a des phages de bactéries autochtones et des phages venant d'ailleurs. L'abondance des phages dans les milieux hydriques, en particulier ceux pollués par les matières fécales, est grande. Ils proviennent de différentes niches écologiques dont le tube digestif. Les phages qui infectent *Escherichia coli* sont appelés coliphages. Ils constituent le groupe le plus fréquemment recherchée dans les eaux polluées.

Selon leurs sites de fixation, on distingue des coliphages somatiques et des coliphages F-spécifique. Mais il existe un autre groupe qui retient depuis quelques années l'attention des chercheurs ; il s'agit des phages qui infectent la bactérie anaérobie *Bacteroides fragilis*. [27,29].

De ce fait grâce à leurs caractéristiques, les bactériophages sont considérés par les chercheurs comme indicateurs de pollution fécale et comme modules pour suivre le devenir des virus entériques dans les différentes eaux de baignade [28].

Les microorganismes que véhiculent les eaux de baignades sont : non pathogènes d'origine tellurique, et pathogène d'origine environnementale et fécale illustrés dans le tableau II.

Tableau II : Microorganismes rencontrés dans l'eau de baignade

Microorganismes		Origine	Lieux contaminés
Champignons	Dermatophytes	Peau (squames)	Eau, Sols
	Levures	Peau, muqueuses	
	Moisissure (peu pathogènes)		
Bactéries	Staphylocoques	Peau, lésions cutanées	Eau (film superficiel)
	Streptocoques	Muqueuses	goulottes bord du bassin
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Hydrotelluriques, Muqueuses	

	Salmonelles	Peau, Région péri-anale	Eau
	Légionnelles	Eau	Atmosphère
Virus	Papillomavirus, entérovirus	Peau, muqueuses	
Protozoaires	Amibes, cryptosporidies, <i>Giardia lamblia</i>	Tellurique	

Références [21–23,25–28]

II-3. Risques sanitaires liée aux eaux de baignade

Le risque hydrique survient de manière directe par l'ingestion involontaire d'eau contaminée (eau usée , eau de loisirs, eau de ressource...) ou lors des opérations professionnelles impliquant un contact avec des eaux fortement contaminées [6]. La fréquentation des baignades dans les eaux naturelles non traitées peut être sujette à un contact plus ou moins intense avec des germes pathogènes d'origine infectieux qui peuvent être présents dans l'eau en faible ou grande concentration.

Les pathologies associées à ces germes concernent la sphère Oto-rhino-laryngologique (O.R.L), l'appareil digestif, les yeux et la peau. Les agents pathogènes présents dans les eaux naturelles sont responsables de ces diverses maladies dont les plus fréquentes sont répertoriées dans le tableau III ci-dessous

Tableau III : Microorganismes et pathologies associées

p=					

Référence : [26]

II-4. Contrôle qualité des eaux de baignade

II-4-1. Contrôle microbiologique

II-4-1-1. Méthodes de recherche des germes

II-4-1-1-1. Recherche des bactéries

La recherche des bactéries se fait suivant trois (3) méthodes [30,31] :

- Les méthodes classiques
- Les méthodes enzymatiques
- Les méthodes moléculaires

II-4-1-1-1-1. Méthodes classiques

Communément appelé méthodes traditionnelles, celles-ci sont approuvées pour la détection des coliformes incluant la technique de fermentation multitube (FTM) et la technique du filtre à membrane (MF) qui utilisent différents milieux et des conditions d'incubation spécifiques.[31]

➤ Technique de fermentation multitube (FTM)

La technique de numération des bactéries par la technique de la fermentation multitube (MTF) a été utilisée pendant plus de 80 ans comme méthode de surveillance de la qualité de l'eau. La méthode consiste à inoculer une série de tubes avec des dilutions décimales appropriées de l'échantillon d'eau. La production de gaz, la formation d'acide ou la croissance abondante dans les

éprouvettes après 48 heures d'incubation constitue une réaction présomptive positive. Tous les tubes avec une réaction présomptive positive sont ensuite soumis à un test de confirmation. La formation de gaz dans un bouillon de bile de lactose vert brillant dans les 48 h à 35° C constitue un test de confirmation positive. Les résultats de la technique MTF sont exprimés en termes du nombre le plus probable (NPP) de micro-organismes présents. Ce nombre est une estimation statistique du nombre moyen de coliformes dans l'échantillon. En conséquence, cette technique offre une approche semi-quantitative de dénombrement des coliformes.[31].

➤ Technique du filtre à membrane (MF)

La technique du filtre à membrane (MF) est entièrement acceptée et approuvée comme procédure de surveillance la qualité microbienne de l'eau potable dans de nombreux pays.

Cette méthode consiste à filtrer un échantillon d'eau donné sur un filtre stérile dont la taille de pore mesure 0,45 µm qui permet de retenir des bactéries. Ce filtre est ensuite déposé sur un milieu de culture sélectif, puis incubé l'ensemble pendant 18h à 24h voire 48h et énumérer les colonies typiques [31].

II-4-1-1-1-2. Méthodes enzymatiques

Les enzymes β -D galactosidase et β -D glucuronidase sont largement utilisées pour la détection et le dénombrement des coliformes totaux et d'*Escherichia coli*, respectivement. L'ajout de substrats fluorogènes et chromogènes aux milieux de culture (agar et milieux liquides) permet de détecter l'activité enzymatique des coliformes totaux, thermo tolérants avec notamment *Escherichia coli*. Cela a permis d'augmenter la sensibilité et la rapidité de la méthode classique d'estimation de la contamination microbienne.[31]

II-4-1-1-3. Méthodes moléculaires

Les méthodes moléculaires telles que la réaction de la polymérisation en chaîne (PCR) et d'hybridation in situ (ISH) ont été développées pour augmenter la rapidité de l'analyse. Elles sont capables d'atteindre un haut degré de sensibilité et de spécificité sans la nécessité d'une culture et d'une étape de confirmation. En conséquence, certaines de ces méthodes permettent la détection de cultures spécifiques de bactéries cultivables ou non cultivables en quelques heures, au lieu des jours requis avec les méthodes traditionnelles.[30,31]

II-4-1-1-2. Recherche des virus

La détection et le dénombrement des virus sont réalisés par culture de cellules humaines ou animales. La culture cellulaire est une technique qui permet de ne détecter que les particules virales infectieuses. La culture cellulaire est une méthode sensible, spécifique et quantitative.

Elle est à l'heure actuelle la méthode de référence de détection des virus dans l'eau, les aliments et l'environnement car c'est la seule méthode qui permet d'affirmer le caractère infectieux des particules virales.[31]

II-4-1-1-3. Recherche de cryptosporidies et des champignons

Les méthodes d'analyses utilisées pour l'identification et le dénombrement des cryptosporidies sont l'immunofluorescence directe pour les oocystes et la PCR pour le génome. [32]

Les méthodes d'identification et de dénombrement des champignons peuvent être également réalisées par une méthode spectrale (spectrophotométrie Infrarouge) et par l'utilisation de milieux de culture artificiels (Sabouraud-Chloramphénicol...). [33]

II-4-1-2. Germes recherchés au cours du contrôle de la qualité de l'eau

Les analyses microbiologiques de l'eau de mer n'ont pas pour but de recenser toutes les espèces microbiologiques présentes dans le milieu, mais uniquement celles qui sont soit susceptibles d'être pathogènes ; soit celles qui les accompagnent et qui par leur présence indiquent une contamination fécale. Ce qui est beaucoup plus pratiqué car plus facile. [34]

En effet, il est impossible de baser la surveillance de la qualité de l'eau sur la détection des germes pathogènes eux-mêmes pour de multiples raisons :

- la très grande diversité des micro-organismes pathogènes qui peuvent être présents dans l'eau (virus, bactéries, protozoaires,...) [35] ;
- la faible abondance de chaque espèce de pathogène (nécessité de concentrer de grands volumes d'eau pour les détecter)
- et enfin, l'absence de méthodes standardisées et rapides pour la détection de tous ces micro-organismes pathogènes.

L'évaluation de la qualité microbiologique des eaux de baignade, porte donc sur la recherche des germes indicateurs de pollution de l'eau. Leur présence dans l'eau correspond à une contamination d'origine fécale plus ou moins forte en fonction des concentrations relevées.

II-4-1-3. Bactéries indicatrices de contamination fécale





Les bactéries indicatrices de contamination fécale n'ont pas nécessairement par elles-mêmes un caractère pathogène mais, leur présence indique l'existence d'une contamination par des matières fécales. Leur concentration est une indication du niveau de risque de présence de microorganismes pathogènes. Sept (07) critères sont définis pour qu'une espèce bactérienne soit dite indicatrice de pollution fécale ;

- appartenir à la flore intestinale des personnes en bonne santé ;

- avoir pour seul habitat le milieu intestinal ;
- être absente chez les autres espèces animales et présentes chez l'homme ;
- être plus abondant que les pathogènes ;
- facile à détecter et à dénombrer ;
- être plus résistante dans le milieu extérieur que les pathogènes ;
- ne pas proliférer dans l'environnement.

Aucun groupe de microorganismes ne remplit entièrement toutes ces exigences.

Seuls 4 groupes de bactéries les vérifient en partie. Ce sont :

-  les coliformes
-  les entérocoques
-  les clostridies
-  les Pseudomonas

Il existe deux sortes de coliformes :

II-4-1-3-1. Coliformes totaux

Le groupe des coliformes totaux (CT) est défini comme l'ensemble des bactéries aérobies et anaérobies facultatives Gram négatif, non sporulantes, en forme de bâtonnet, qui sont capables de se multiplier en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface ayant des propriétés équivalentes et de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 48 heures entre 35-37°C. La pertinence de ce groupe comme indicateur est aujourd'hui fortement contestée du fait que toutes les espèces incluses dans les CT ne sont pas spécifiques de la flore intestinale des animaux à sang chaud. En effet, certaines espèces sont d'origine tellurique ou aquatique et sont capables de se développer dans l'environnement aquatique[36,37]. Il s'agit des bactéries appartenant aux genres *Citrobacter*, *Enterobacter* et *Klebsiella*.

II-4-1-3-2. Coliformes thermotolérants

Les Coliformes thermotolérants (CTT) sont des coliformes qui présentent les mêmes propriétés de structure et de culture que les coliformes totaux, mais après incubation à la température de 44°C. Ce sont les plus représentatifs d'une contamination fécale car ils sont hôtes du tube digestif de l'homme ou de l'animal. Ils sont en grande majorité représentés par *Escherichia coli* (entre 95 et 98%) [37,38].

II-4-1-3-3. Entérocoques

Ils constituent un sous-groupe des Streptocoques fécaux ; ce sont des bactéries Gram positifs, catalase négatifs, en forme de Cocci, commensaux du tube digestif, considérés comme des indicateurs spécifiques de contamination fécale. L'abondance des entérocoques intestinaux est mieux corrélée à l'apparition de maladies gastro-intestinales chez les baigneurs fréquentant des eaux contaminées que l'abondance des CT ou CF [1].

Les entérocoques se caractérisent par leur aptitude à répondre aux critères suivants :

- croissance à des températures variant de 10 à 45° C,
- résistance à 60° C pendant 30 minutes,
- croissance en présence d'une concentration de 6,5 % de chlorure de sodium et à un pH de 9 [1,39].

• Principe de recherche des entérocoques

Les entérocoques sont cultivés sur gélose BEA (Bile Esculine Azide). L'Azide de sodium provoque l'inhibition des bactéries contaminantes Gram négatif. Les sels biliaires empêchent la croissance des bactéries Gram positif. Les Entérocoques dans la gélose hydrolysent l'esculine en esculétine. Ce dernier

composé forme un complexe noir en présence des ions ferriques apportés par le citrate de fer.

II-4-1-3-4. Bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR)

Les bactéries anaérobies strictes Gram positif et sporulées réduisent les sulfites en sulfure de fer. La plus caractéristique est *Clostridium perfringens*, seule espèce exclusivement fécale et seule pathogène du groupe. Ces spores sont résistantes au stress environnemental et peuvent survivre plus longtemps dans l'eau et résister à la désinfection quand la concentration en désinfectant et le pH ou la durée de contact ne sont pas satisfaisants. Leur persistance dans l'eau désinfectée peut être un signe de défaut dans le traitement ou de pollution fécale ancienne.

• **Principe pour la recherche des anaérobies sulfito-réductrices**

Il s'agit d'une réaction de réduction du sulfite de sodium avec production de sulfure de fer qui se manifeste par l'apparition d'un halo noir autour des colonies.

Les bactéries ASR représentés essentiellement par *Clostridium perfringens* sont des micro-organismes capables de sporuler. Ces spores résistent à un chauffage de 15 minutes à $(75 \pm 5) ^\circ\text{C}$. Elles sont capables de se développer à $37 \pm 1 ^\circ\text{C}$ en 44 ± 4 heures en anaérobiose sur un milieu gélosé contenant des sels de fer.

Au Canada et dans certains pays développés, des recommandations concernant la qualité des eaux de baignade ont été établies. Elles sont consignées dans le Tableau IV [40].

Tableau IV : Recommandations concernant les eaux de baignade

Pays ou organisation	Indicateur des eaux douces	Paramètres et recommandations
U.S.EPA et canadienne	Entérocoques	Moyenne géométrique de la concentration : 35/100 ml, la concentration maximale dans un seul échantillon : 104/100 ml pour l'U.S.EPA et 70/100 ml pour le Canada
OMS	Entérocoques	<p>➤ 95^e centile / 100 ml</p> <p>Classe A : ≤ 40</p> <p>Classe B : 41-200</p> <p>Classe C : 201-500</p> <p>Classe D : > 500</p>
Union Européenne	Entérocoques	<p>➤ 95^e centile / 100 ml</p> <p>Excellente : 100/100 ml</p> <p>Bonne : 200/100 ml</p> <p>➤ 90^e centile / 100 ml</p> <p>Acceptable : 185/100 ml</p>
	<i>Escherichia coli</i>	<p>➤ 95^e centile / 100 ml</p> <p>Excellente : 250/100 ml</p> <p>Bonne : 500/100 ml</p> <p>➤ 90^e centile / 100 ml</p> <p>Acceptable : 500/100 ml</p>

Classe A : Une atteinte à la santé par l'eau de baignade n'est pas à craindre

Classe B : Une atteinte à la santé par l'eau de baignade n'est pas à craindre

Classe C : Une atteinte à la santé par l'eau de baignade n'est pas à exclure

Classe D : Une atteinte à la santé par l'eau de baignade est possible

II-4-2. Contrôle physico-chimique

II-4-2-1. Température

La détermination de la température est faite à l'aide d'un thermomètre incorporé à l'oxymétrie étalonné avant chaque manipulation. On lit directement la température exprimée en degré Celsius (°C) .[19,41]

II-4-2-2. Potentiel d'Hydrogène (pH)

La détermination du pH se fait selon la méthode électro-métrique avec une électrode combinée selon la norme AFNOR. Cette méthode consiste à plonger dans l'échantillon, une électrode spécifique [19].

L'échelle du pH varie entre 0 et 14. Un pH inférieur à 6,5 est dit acide et basique lorsqu'il est supérieur à 8,5.

Le principe de la mesure électrométrique du pH à l'aide d'un pH-mètre est basé sur la différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence (calomel – chlorure de potassium saturé) laquelle différence de potentielle est liée à la présence d'ions hydrogène $[H^+]$ dans le milieu.[42]

II-4-2-3. Turbidité

La turbidité est la réduction de la transparence d'un liquide, dans notre cas les eaux de baignade, due à la présence de matières colloïdales et/ou en suspension[43].

Le principe est basé sur la méthode néphélométrique, selon laquelle un faisceau lumineux traverse horizontalement une cuve contenant l'échantillon, une partie de cette lumière est diffusée par effet Tyndall grâce aux particules en suspension.

Un photomultiplicateur d'électron situé à un angle de 90° par rapport au faisceau lumineux capte les photons diffusés et transforme cette énergie lumineuse en signal électrique dont le potentiel est fonction de la turbidité [19].

II-4-2-4. Conductivité électrique

La conductivité d'une solution est la mesure de la capacité des ions à transporter le courant électrique. Elle dépend de la présence des ions et de leur concentration relative, ainsi que de la température à laquelle s'opère la mesure. La mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement, mais approximativement la minéralisation globale de l'eau. Elle s'effectue à l'aide d'un conductimètre [19,44,45].

II-4-2-5. Matières azotées

L'azote est un élément indispensable à l'édification de la cellule vivante. Il est utilisé comme indicateur majeur de la pollution organique. Dans le domaine aquatique, l'azote existe sous forme moléculaire (N_2) ou ionisée : nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-) et ammonium (NH_4^+) ainsi que sous forme organique dissoute ou particulaire (protéine, acides aminés, urée, etc.) Les formes d'azote étudiées sont : les nitrites (NO_2^-), les nitrates (NO_3^-) et ammonium (NH_4^+). La présence des nitrites et nitrates dans l'eau en quantité importante dégrade la qualité de l'eau et pourrait affecter la santé humaine[19,46].

II-4-2-6. Paramètres indésirables

Les paramètres indésirables que l'on pourrait trouver dans une eau de baignade sont : les sulfates (SO_4^{2-}), les chlorures, le fer total.

Les sulfates (SO_4^{2-}) proviennent du ruissellement ou d'infiltration dans les terrains à gypse et de l'activité de certaines bactéries (chlorothiobactéries, rhodothiobactéries, etc.). Les eaux trop riches en chlorures sont laxatives et corrosives, leur concentration dans l'eau dépend aussi du terrain traversé.

Le fer est un élément assez abondant dans les roches (quelques %) sous forme de silicates, d'oxydes et hydroxydes, de carbonates et de sulfures.

La présence de fer dans l'eau peut favoriser la prolifération de certaines souches de bactéries qui précipitent le fer où corrodent les canalisations [46]

Deuxième Partie : ETUDE EXPERIMENTALE

I. MATERIEL ET METHODES

I-1. Type, cadre et durée de l'étude

Le bassin versant de l'Agnéby d'une superficie de 4693km² est situé en zone forestière entre les longitudes 340000 à 420000 mètres et les latitudes 650000 à 770000 mètres. Il est drainé par le fleuve Agnéby (figure 1) qui se jette dans la lagune Ebrié au voisinage de l'Océan Atlantique au Sud de la Côte d'Ivoire(8). Le bassin versant de l'Agnéby est sous l'influence du climat équatorial de transition marqué par quatre saisons : une grande saison sèche, décembre à mars précède d'une grande saison pluvieuse, d'avril à juillet tandis que la petite saison pluvieuse d'octobre à novembre fait suite à la petite saison sèche d'août à septembre. L'inégale répartition des saisons est due aux mouvements ascendant et descendant du FIT (Front Intertropical). La pluviométrie annuelle atteint et dépasse souvent les 2000 mm (9).

Les analyses d'échantillons d'eau prélevés dans l'Agnéby ont été réalisées à l'Institut National Hygiène Publique (INHP) d'Abidjan Treichville. L'étude s'est étendue sur une période de 8 mois de Mai à Décembre 2018.

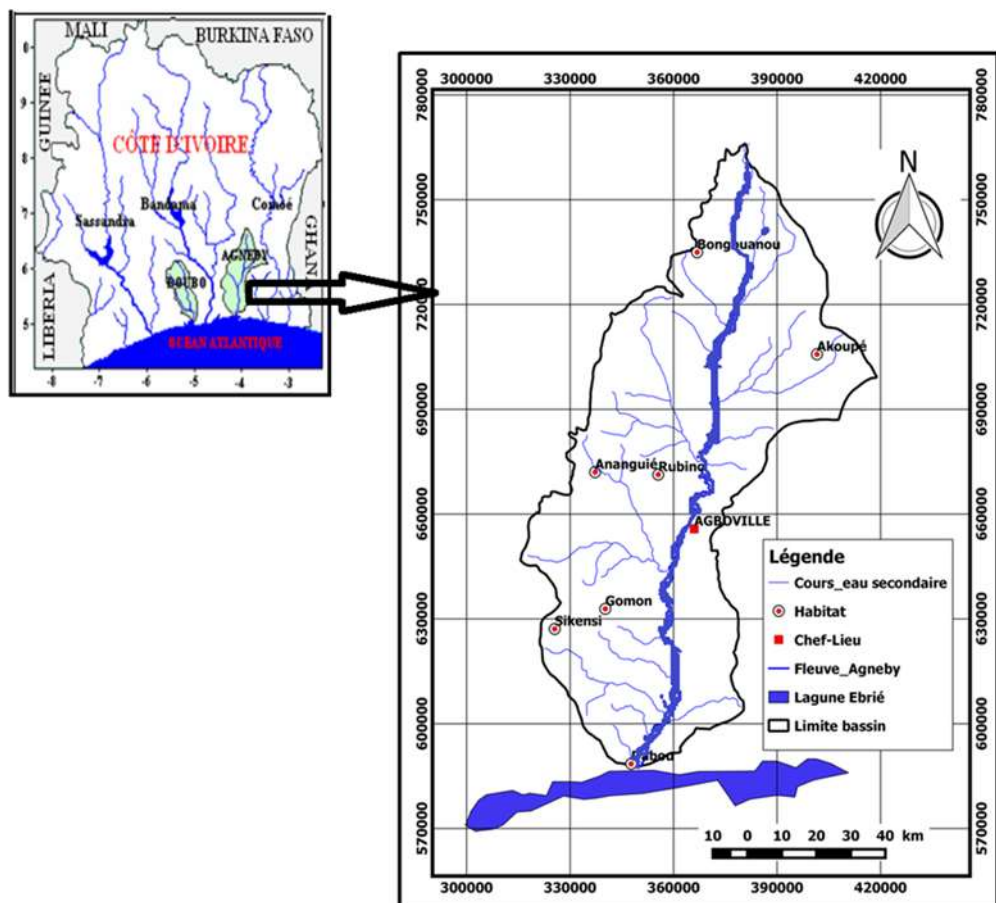


Figure 1 : Carte du bassin versant de l'Agnéby

I-2. Matériel

I-2-1. Appareillage

L'appareillage est constitué de:

- pH-mètre à sonde (HACH HQ 11d-France),
- Turbidimètre (TURB 430 IR-France),
- Conductimètre à sonde (HACH HQ 14 d-France),
- Bain marie (MEMMERT-France),
- Rampe de filtration (SARTORIUS Goethingen- Germany),
- Incubateurs de terrain (LABNET),
- Stérilisateurs UV,
- Autoclaves de paille (P SELECTA),

- GPS (GARMIN-Etats-unis),
- Appareil photo numérique (SONY-Japon)
- De consommables et la verrerie

I-2-2. Réactifs

Les réactifs utilisés sont de qualité analytique. Ils sont constitués de réactifs de chimie et de microbiologie.

Réactifs de chimie:

Les réactifs de chimie utilisés sont de marque PALINTEST® (Grande Bretagne).

Ils sont constitués de :

- DPD1 et DPD3 pour le dosage du chlore libre et du chlore total,
- Pastille Nitratest et poudre de Zinc pour le dosage des nitrates,
- Pastille Nitricol pour le dosage des nitrites,
- Pastilles Ammonia N°1 et N°2 pour le dosage de l'ammonium,
- Pastille Iron HR pour le dosage du fer,
- Pastilles Aluminium N° 1 et N° 2 pour le dosage de l'aluminium,
- Pastilles de Manganèse N°1 et N°2 pour le dosage du manganèse,
- Pastilles Hardicol N°1 et N°2 pour le dosage de la dureté totale,
- Pastilles Fluorure N°1 et N°2 pour le dosage des fluorures,
- Pastille Alkaphot pour le dosage de l'alcalinité,
- Pastille Acidifying CD et la pastille Chloridol pour le dosage des chlorures,
- Pastille SulphateTurb pour le dosage des sulfates,
- Pastille Potassium K pour le dosage du potassium,
- Pastilles Phosphate HR et SR pour le dosage des phosphates,
- Pastilles Calcicol N°1 et N°2 pour le dosage du calcium,
- Pastille Magnecol pour le dosage du magnésium...

Les réactifs d'étalonnage pour le pH sont les étalons pH 4, pH 7 et pH 9.

L'acide sulfurique (d=1,84), l'oxalate de sodium et le permanganate de potassium pour le dosage de la matière organique selon la méthode AFNOR.

Réactifs de microbiologie

Les réactifs de microbiologie sont constitués des Milieux de culture Rapid'*E coli* 2 Agar (Bio Rad France), BEA (Bio Rad France), gélose TSN (Bio Rad France), EPT (Eau Peptonée Tamponnée), Pseudosel, YGC (Yeast Glucose Chloramphenicol), Milieu CHAPMAN, gelose Bird Parker, bouillon cœur cerveau, gélose à l'ADN plasma de lapin, gelose SS, gelose Hektoen, gélose TCBS, eau peptonée alcaline, bouillon Rappaport.

I-3. Méthodes

I-3-1. Géolocalisation de la rivière de Moutcho et du fleuve

Agnéby : repérages par GPS

I-3-1-1. Principe de fonctionnement du GPS

Le GPS, Global Positionning System (en anglais) ou Système de Positionnement Global, est un appareil qui permet de déterminer les coordonnées spatiales d'un objet ou de se repérer dans l'espace géographique. Adapté pour les travaux de terrain, il a été utilisé pour le repérage du site.

I-3-1-2. Mode opératoire du GPS

L'appareil est d'abord mis sous tension. Il est ensuite placé sur ou près de la cible. Son écran fait face au ciel. Pour déterminer la position d'un objet, il lui faut capter le signal d'au moins trois satellites. En situation de bonnes conditions atmosphériques où le ciel est très dégagé, il peut capter un grand nombre de satellites et cela ne fait qu'affiner la précision des coordonnées de l'objet.

Une fois les satellites captés, l'appareil détermine la longitude; la latitude pour un repérage en Degré.

I-3-1-3. Campagne de prélèvement des échantillons d'eau

Au total, huit campagnes de prélèvement d'échantillons d'eau ont été réalisées sur la rivière Moutcho et le fleuve Agnéby.

➤ Fleuve Agnéby

Le point de prélèvements des échantillons du fleuve Agnéby avait pour coordonnées 005°56''380' de latitude nord, 004°12''944' de longitude ouest (figure 2).



Figure 2 : Aperçu du fleuve Agnéby

➤ Rivière Moutcho

Les coordonnées GPS de la rivière Moutcho ont donné une longitude de 005°57''610' et une latitude de 004°11''610' (figure 3).



Figure 3 : Aperçu de la rivière Moutcho

I-4. Analyse des paramètres organoleptiques et physico-chimiques

I-4-1. Méthodes de prélèvement, transport et conservation des échantillons

I-4-1-1. Critères de choix des sites de prélèvement

La ville d'Agboville est une ville touristique qui regorge de plusieurs sites pour la baignade.

Deux cours d'eau ont été visités :

- La rivière de Moutcho se trouve dans le village de Moutcho à 5 km du centre-ville. Les habitants de ce village s'adonnent à plusieurs activités dans cette eau à savoir la baignade, la lessive, la toilette etc
- Le fleuve de l'Agnéby. Le site choisi est proche du forage où la population se rend massivement pour plusieurs activités notamment la pêche, la baignade, les toilettes. De plus, le quartier Artisanal est à proximité.

I-4-1-2. Echantillonnage

L'échantillonnage s'est fait au cours de huit campagnes de prélèvements bien distinctes : de Mai à Décembre 2018, à raison d'un prélèvement mensuel. Le nombre d'échantillons par point de prélèvement était constitué de:

- un (1) échantillon de 1000 ml pour les analyses physicochimiques sur l'eau brute
- un (1) échantillon de 1000 ml pour la recherche de vibrio
- trois (03) échantillons de 500 ml pour les autres analyses microbiologiques sur l'eau brute.



Figure 4 : Echantillons prélevés pour les différentes analyses.

I-4-1-3. Mode de prélèvements des échantillons

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté ; il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera faite.

L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modifier les caractéristiques physico-chimiques de l'eau (gaz dissous, matières en suspension, etc...). Etant donné que dans la plupart des cas le responsable du prélèvement n'est pas l'analyste, il convient que le préleveur ait une connaissance précise des conditions du prélèvement et de son importance pour la qualité des résultats analytiques [15,47].

I-4-1-4. Suivi des échantillons

Les échantillons ont été prélevés entre 9 heures et 12 heures conformément aux directives des organismes internationaux (OMS) [48].

Les échantillons d'eau étaient rangés dans une glacière en vue de les transporter au laboratoire tout en respectant la chaîne de froid assurée par des accumulateurs de froid. Les échantillons prélevés étaient transportés à l'abri de la lumière à une température allant de 4°C à 8°C. Les échantillons prélevés pour la recherche de vibrio avaient été mis dans une glacière sans accumulateur de glace. Ils ont été acheminés au laboratoire le plus rapidement possible c'est-à-dire dans les 4 heures qui suivaient le prélèvement pour les différentes analyses.

Avant la détermination des paramètres physicochimiques classiques, les échantillons sont disposés sur la pailasse le temps que leur température revienne à la température ambiante.

I-4-2. Analyses des échantillons

I-4-2-1. Analyses organoleptiques et physicochimiques

I-4-2-1-1. Analyse des paramètres organoleptiques

Les caractères organoleptiques constituent les facteurs d'alerte pour une pollution sans présenter à coup sûr un risque pour la santé. Les paramètres organoleptiques analysés dans notre étude sont la couleur et la turbidité.

Mesure de la couleur

La coloration de l'eau est liée à la présence de matières organiques colorées, de métaux tels que le fer, le manganèse ou de déchets industriels [49].

La détermination de la couleur repose sur le principe de comparateur de couleur. La couleur est évaluée par simple observation visuelle. Elle est mesurée par comparaison visuelle avec une série de solutions standards.

Détermination de la Turbidité

La turbidité a été mesurée grâce à un turbidimètre portable de marque, dont le principe repose sur la méthode néphélométrique consistant à mesurer la lumière diffusée qui forme un angle de 90° avec la lumière incidente. Elle est exprimée en Unité Néphélométrique de Turbidité (UNT).

La technique est réalisée selon les étapes suivantes :

- Calibrer le turbidimètre avec la solution d'étalons (0 UNT .40 UNT) ;
- Rincer le flacon avec environ 10 ml de l'échantillon d'eau, boucher le flacon avec le capuchon à vis et retourner le flacon plusieurs fois. Verser l'échantillon utilisé et répéter la procédure de rinçage deux ou trois fois.
- Remplir le flacon rincé avec l'échantillon jusqu'au repère indiqué sur le flacon. Boucher le flacon avec le bouchon à vis fourni.
- Essuyer le flacon avec un chiffon doux ou pelucheux fourni. Vérifier que l'extérieur du flacon est sec, propre et dépourvu de tâches.
- Appliquer une fine couche d'huile de silicone (fournie) sur le flacon contenant l'échantillon. Essuyer avec un chiffon doux pour obtenir une répartition homogène sur toute la surface du flacon.
- Placer le flacon dans la cuve échantillon et aligner le repère du flacon sur le repère de mesureur.
- Pousser sur le flacon jusqu'à ce qu'il soit bien placé.

- Obstruer le flacon avec le capuchon pare-lumière.
- Allumer le mesureur en appuyant sur ON/OFF et attendre quelques secondes pour lire la valeur affichée sur l'écran de l'appareil (valeur en UNT).

Tableau V : Classes de turbidités usuelles (UNT, Unité Néphélométrique de Turbidité).

UNT < 5	Eau claire
5 < UNT < 30	Eau légèrement trouble
UNT > 50	Eau trouble

I-4-2-1-2. Analyse physico-chimique

Mesure du pH

Le pH des systèmes aqueux mesure l'équilibre acido-basique atteint par différents composés en solution. Il représente la concentration en ions H_3O^+ (hydronium) exprimée en cologarithme **pH = - log H_3O^+**

L'échelle du pH varie entre 0 et 14. Un pH inférieur à 6,5 est dit acide et basique lorsqu'il est supérieur à 8,5.

✓ Principe

Il s'agit de la mesure électrométrique du pH des échantillons d'eau prélevés à l'aide d'un pH-mètre. Cette mesure est basée sur la différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence (calomel – chlorure de potassium saturé) laquelle différence de potentiel est liée à la présence d'ions hydrogènes $[\text{H}^+]$ dans le milieu.

✓ Mode Opérateur

- Rincer l'électrode avec de l'eau distillée. Si l'électrode à pH est desséchée, la tremper durant 30 minutes dans une solution de KCl 2M – 4M.
- Allumer le pH-mètre.
- Etalonner le pH-mètre avec une solution d'étalonnage de pH= 4, pH=7 et pH = 10
- Plonger l'électrode dans l'échantillon. La membrane de verre doit être totalement immergée. Agiter légèrement l'électrode pour homogénéiser le milieu.
- Attendre que la mesure se stabilise et procéder à la lecture directement sur l'affichage digital de l'appareil.



Figure 5 : pH-mètre électronique à sonde HACH HQ 11 d France

Détermination de la conductivité

✓ Principe

La conductivité est l'expression numérique de la capacité d'un échantillon à laisser passer le courant électrique. Elle indique de façon générale le degré de minéralisation d'une eau et peut être un indicateur de salinité.

✓ Mode Opératoire

- Rincer la cellule à l'eau distillée ou déionisée. Egoutter.
- Afin d'éviter une dilution ou une contamination, rincer la cellule avec la solution de mesure.
- Appuyer sur ON pour allumer l'appareil.
- Etalonner l'appareil.
- Plonger la cellule dans l'échantillon en s'assurant que les deux anneaux en acier sont immergés (Ne pas retirer la protection en plastique jaune). Remuer légèrement à l'aide de la cellule.
- Attendre que la mesure soit stabilisée et procéder à la lecture

Remarque: La conduction d'un liquide dépend largement de la température. Celle-ci est relevée au cours de la mesure de la conductivité. Lorsque la température est différente de 20°C, une correction est effectuée selon la formule générale.

$$Cd_{20^{\circ}C} = 0,95 \times Cd_{lue \text{ (à } 25^{\circ}C)}$$

La lecture de la conductivité à 25°C s'effectue après affichage à l'écran.



Figure 6 : Conductimètre électrique à sonde HACH HQ 14 d France

Mesure de la température

La température est mesurée sur le terrain à l'aide du même appareil de mesure que celui de la conductivité. Le résultat est lu directement sur l'écran de l'appareil en degré Celsius (°C), juste après avoir plongé l'électrode dans l'échantillon prélevé.

Dosage de l'Ammonium (NH_4^+)

✓ Principe

En présence d'un catalyseur, le nitroprussiate de sodium, l'ion ammonium réagit avec le chlorure et le salicylate de sodium en milieu basique et donne une coloration dite bleu d'indophénol susceptible de dosage colorimétrique.

✓ Mode Opérateur

- Remplir un tube jusqu'à 10 mL de l'échantillon;
- Ajouter une pastille « Ammonia N°1 » et une pastille « Ammonia N°2 », écraser et remuer pour dissoudre;
- Attendre 10 minutes pour permettre le développement complet de la couleur;
- Sélectionner Phot 62 pour mesurer l'ammonium en milligramme par litre d'eau (mg/L NH_4^+);
- Lecture du résultat à 640 nm.
- Le résultat s'affiche en mg/L NH_4^+ .

Dosage des Nitrites (NO_2^-)

La méthode utilisée pour le dosage des nitrites est la méthode à la sulfanilamide.

✓ **Mode Opérateur**

- Remplir un tube jusqu'à 10 mL de l'échantillon à analyser ;
- Ajouter une pastille « Nitricol », écraser et remuer pour dissoudre ;
- Attendre 10 minutes pour permettre le développement de la couleur ;
- Sélectionner Phot 64 pour mesurer les nitrites en milligramme par litre d'eau (mg/L NO_2^-) ;
- Lire le résultat à la longueur d'onde de 520 nm.

Dosage des Nitrates (NO_3^-)

Le dosage des nitrates s'effectue par variation de la méthode à la sulfanilamide.

✓ **Mode Opérateur**

- Prélever 20 ml d'échantillon dans le tube Nitratest;
- Ajouter une cuillère de poudre de Zinc et une pastille Nitratest, ne pas écraser la pastille. Fermer le tube avec le capuchon et agiter pendant une minute;

- Attendre une autre minute puis remuer le tube trois ou quatre fois pour permettre la floculation. Attendre encore deux minutes ou jusqu'à l'obtention d'une solution claire;
- Enlever le capuchon et nettoyer le haut du tube avec un papier propre. Transférer le contenu de cette solution claire dans une éprouvette ronde, jusqu'au trait 10 ml;
- Ajouter une pastille Nitricol, écraser et remuer pour dissoudre;
- Attendre 10 minutes jusqu'au développement complet de la couleur;
- Sélectionner la longue d'onde 570 nm du photomètre;
- Lire le résultat qui s'affiche en milligramme de nitrates par litre d'eau (mg/L NO_3^-).

Dosage des Chlorures (Cl^-) et du Sodium (Na^+)

✓ **Mode Opérateur**

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Acidifying CD », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Chloridol », laisser la pastille se dissoudre pendant 2 minutes. Ecraser ensuite toutes particules restantes (Une solution nuageuse indique la présence de chlorure).
- Sélectionner Phot 46.
- Lire le résultat à la longueur d'onde de 520 nm.
- Le résultat s'affiche en milligramme de Chlorure par litre d'eau (mg/L Cl)
- Aller à la concentration en mg/L de Chlorure de sodium (NaCl)
- Déduire la concentration de sodium par un calcul ($[\text{Na}] = [\text{NaCl}] - [\text{Cl}]$)

Dosage du Fer (Fe)

✓ **Mode Opérateur**

- Remplir le tube de 10 ml de l'échantillon à analyser.

- Ajouter une pastille « Iron HR », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre une minute pour permettre le développement de la couleur.
- Sélectionner Phot 19.
- Lire le résultat à la longueur d'onde de 520 nm.
- Le résultat s'affiche en milligramme de fer par litre d'eau (mg/L Fe).

Dosage du Manganèse (Mn)

✓ **Mode Opératoire**

- Dans un tube, introduire 10 ml d'eau à analyser.
- Ajouter une pastille de manganèse N°1, écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille de manganèse N°2, écraser et remuer pour dissoudre.
- Fermer le tube et attendre 20 minutes pour permettre le développement de la couleur.
- Sélectionner Phot 20.
- Lire le résultat par rapport à une longueur d'onde de 640 nm.
- Le résultat s'affiche en milligramme de manganèse par litre d'eau (mg/L Mn).

Dosage des Fluorures (F⁻)

Le dosage des fluorures s'effectue de la façon suivante:

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Fluorure N°1 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Fluorure N°2 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 5 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 14.

- Lire le résultat qui s'affiche en milligramme de fluorure par litre d'eau (mg/L F).

Dosage de l'Aluminium (Al)

Le dosage de l'Aluminium s'effectue par méthode colorimétrique.

✓ **Mode Opérateur**

- Prélever 10 ml de l'échantillon dans un tube ;
- Ajouter une pastille « Aluminium N°1 », écraser et remuer pour dissoudre ;
- Ajouter une pastille « Aluminium N°2 », écraser et remuer doucement pour dissoudre. Eviter d'agir vigoureusement ;
- Attendre 5 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 3 ;
- Lire le résultat par rapport à une longueur d'onde de 520 nm ;
- Le résultat s'affiche en milligramme d'Aluminium par litre d'eau (mg/L Al.)

Dosage des minéraux (Calcium, Potassium, Magnésium, des Sulfates, des Phosphates, silice, silicate, soufre, zinc)

✓ **Procédure de dosage du calcium**

- Filtrer l'échantillon pour obtenir une solution claire.
- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon
- Ajouter une pastille « Calcicol N°1 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Calcicol N°2 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 2 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 60.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L Ca.

✓ **Procédure de dosage du potassium**

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Potassium », écraser et remuer pour dissoudre.
- Sélectionner Phot 30.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L K.

✓ **Procédure de dosage du magnésium**

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Magnecol », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 5 minutes pour permettre à la couleur de se développer et à la turbidité de se dissiper.
- Sélectionner Phot 21.
- Lire le résultat s'affiche en mg/L Mg.

✓ **Procédure de dosage des sulfates et du soufre**

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Sulphate Tub », écraser et remuer pour dissoudre.
- Une solution nuageuse indique la présence de sulfate.
- Attendre 5 minutes puis mélanger encore pour assurer l'homogénéité.

- Sélectionner Phot 32.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L SO_4^- .
- ✓ **Procédure de dosage des phosphates**
- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon
- Ajouter une pastille « Phosphate SR », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Phosphate HR », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 10 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 29.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L PO_4^- .
- ✓ **Procédure de dosage des silices, silicates**
- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon
- Ajouter une pastille « Silica PR », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Silica N1 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Silica N2 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 5 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 56.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L SiO_2 .
- ✓ **Procédure de dosage du zinc**
- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille zinc
- Ajouter une pastille « Dechlor », écraser et remuer pour dissoudre.
- Attendre 5 minutes pour permettre le développement complet de la couleur.
- Sélectionner Phot 35.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L SO_4^- .

Détermination du Titre Alcalimétrique Complet (TAC) et bicarbonates

✓ **Mode Opérateur**

- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Alkaphot », écraser et remuer pour dissoudre totalement la pastille.
- Attendre une minute et mélanger encore.
- Sélectionner Phot 2.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L CaCO_3 .

Détermination du Degré Hydrotimétrique Total (DHT) ou Dureté Totale

✓ **Principe**

C'est une qualité particulière de l'eau due à la présence des bicarbonates, des chlorures et des sulfates de calcium (Ca^{2+}) et de magnésium (Mg^{2+}), détectée principalement par le fait qu'elle empêche plus ou moins l'eau savonneuse de mousser (Marcel, 1986).

Elle est mesurée par la somme des concentrations en degré de calcium et de magnésium avec un complexant (sel dissodique de l'EDTA) en présence d'un indicateur coloré et s'exprime par le titre hydrométrique (TH). L'unité du titre hydrométrique est le milliéquivalent par litre (ou le degré français °F) (WHO., 1994).

✓ **Mode Opérateur**

- Filtrer l'échantillon pour obtenir une solution claire.
- Remplir le tube jusqu'à 10 ml de l'échantillon.
- Ajouter une pastille « Hardicol N°1 », écraser et remuer pour dissoudre.
- Ajouter une pastille « Hardicol N°2 », écraser et remuer pour dissoudre.

- Attendre 5 minutes pour permettre le développement de la couleur.
- Sélectionner Phot 15.
- Lire le résultat qui s'affiche en mg/L CaCO_3 .

Tableau VI : Classification de l'eau selon la dureté totale

TH en degrés français (°F)	Spécificité de l'eau
0<DHT<10	Eau très douce
10<DHT<20	Eau douce
20<DHT<30	Eau moyennement dure
30<DHT<40	Eau dure
DHT>40	Eau très dure

NB : 1°F = 10 mg / L CaCO_3

Détermination de la matière organique

✓ **Mode Opératoire**

- Transférer 25 ml de l'échantillon dans un tube à essai et y ajouter 5 ml d'Acide Sulfurique (AS2), mélangé en agitant doucement.
- Placer le tube à essai dans un bain d'eau bouillante pendant 10 min
- Ajouter 5 ml de la solution de Permanganate de Potassium (PP1) et démarrer le chronométrage.
- Après 10 min, ajouter 5 ml de la solution Oxalate de Sodium (OS1), et attendre que la solution se décolore.
- Titre pendant que la solution est encore chaude, avec PP1 jusqu'à une coloration rose pâle persistante pendant 30s. Noter le volume V1 de PP1 consommé
- Effectuer parallèlement à la détermination, un essai à blanc en utilisant le même mode opératoire, mais en remplaçant la prise d'essai par 25ml d'eau distillée. Noter le volume V0 de PP1 consommé.
- Conserver la solution (de l'essai à blanc) titrée pour l'étalonnage de la solution de PP1 décrit comme suit
- Ajouter 5 ml de la solution OS1 a la solution titrée conservée à l'étape 7. Réchauffer si nécessaire a environ 80 degré Celsius et titrer avec le PP1 jusqu'à l'apparition d'une coloration rose pâle persistant pendant 30s. Noter le volume V2 de PP1 consommé.

I-4-2-2. Analyse microbiologique

I-4-2-2-1. Description de la méthode par la membrane filtrante

La méthode par la membrane filtrante est la plus utilisée au laboratoire et nécessite un appareil de filtration constitué :

- D'un entonnoir cylindrique recevant le liquide ;

- D'un poste de filtration en acier fritté sur lequel la membrane filtrante sera posée
- D'un flacon à vide destiné à recueillir le filtrat et relié à une pompe à eau ou pompe à vide.

Les membranes filtrantes utilisées pour la filtration sont généralement en ester de cellulose et d'une porosité de 0,45µm.

✓ **Procédure de la membrane filtrante**

Activités préopératoires :

- Stériliser l'unité de filtration (le poste de filtration et l'entonnoir cylindrique) de préférence par flambage soit à l'alcool ou à l'aide d'un camping gaz ;
- Étiqueter les milieux de culture en fonction du numéro des échantillons ;
- Sécher les milieux de cultures pour ramener leur température à 37°C ;
- Allumer le feu du bec Bunsen favorisant un environnement stérile;

Filtration :

- Ouvrir les robinets des postes de filtration (seuls les robinets des postes de filtration à utiliser sont ouverts) ;
- Porter la membrane sur le poste de filtration et placer l'entonnoir cylindrique ;
- Prélever 100 ml de l'échantillon d'eau à analyser et transvaser dans l'entonnoir ;
- Ouvrir le robinet servant à faire le vide pour permettre la filtration ;
- Ôter l'entonnoir cylindrique pour retirer la membrane du poste de filtration avec une -paire de pinces stérilisée à nouveau puis porter la membrane sur un milieu correspondant pour la recherche d'une bactérie donnée ;

- Incuber les milieux ainsi cultivés aux températures correspondantes pendant 18 heures à 24 heures ;
- À la fin du temps d'incubation, procéder à la lecture du milieu pour dénombrement les bactéries ;
- Si nécessaire, confirmer les résultats de la culture par des tests de confirmation.

L'analyse microbiologique a porté sur :

- La recherche et le dénombrement des coliformes totaux, thermotolérants, streptocoques fécaux, salmonelles/ shigelles, vibrions, pseudomonas, legionnelles ;
- La recherche et le dénombrement des germes Anaérobies Sulfite Réducteurs (ASR), des levures et des moisissures.



Figure 7 : Rampe de filtration (SARTORIUS Goethingen- Germany)

I-4-2-2-2. Les coliformes totaux et thermo tolérants

Mode opératoire

- Filtration sur une membrane d'une prise d'essai (100 ml) de l'échantillon d'eau soigneusement homogénéisée à analyser. La membrane est ensuite placée à la surface de la gélose Rapid'E coli 2 ;

- Incubation durant 24 à 48 heures à une température de 30°C pour les coliformes totaux et 44°C pour les coliformes thermotolérants;
- Dénombrement des colonies :
- Colonies de couleur violet foncé : (*E. coli*)
- Colonies de couleur bleue-vert : coliformes totaux et thermotolérant

I-4-2-2-3. Dénombrement des streptocoques fécaux

La culture des streptocoques s'est faite sur la gélose BEA (Bile-Esculine-Azide de sodium).

Mode opératoire

- Filtrer sur une membrane une prise d'essai (100 mL) de l'échantillon d'eau soigneusement homogénéisée à analyser. La membrane est ensuite placée à la surface de la gélose BEA
- Incuber durant 18 à 24 heures à une température de 44°C
- Dénombrer les colonies entourées d'un halo noir

I-4-2-2-4. Recherche des spores de micro- organismes anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) par filtration sur membrane

Mode opératoire

- Sélectionner les spores bactériennes dans l'échantillon par un chauffage au bain-marie à 75±5°C pendant 15 minutes, pour que les cellules végétatives soient détruites.
- Filtration de 100 ml d'échantillon à travers une membrane filtrante stérile de pores de 0,45 µm pour que les spores de bactéries soient retenues à l'intérieur de la membrane filtrante.
- Dépôt de la membrane à l'envers sur un milieu de culture spécialement sélectif (gélose Tryptone Sulfite Néomycine: milieu TSN).

- L'anaérobiose est créée par une seconde couche de ce milieu sur la membrane.
- Incubation des boîtes à 46°C pendant 24 h et 48 heures.
- Dénombrement des spores de micro-organismes ASR
- Durant l'incubation, il y a réduction du sulfite de sodium et donc production de sulfure de fer se manifestant par un halo noir autour des colonies. Seul ce type de colonie est compté.

I-4-2-2-5. Dénombrement des vibrions

Mode opératoire

- Filtrer 1000 ml d'échantillon à travers une membrane filtrante stérile dont les pores présentent une dimension de 0,45 µm.
- Placer les membranes enroulées dans de l'eau peptonée alcaline
- Incuber pendant 16 h à 37°C
- les vibrions se situent en surface sous forme de film blanchâtre
- Ensemencement sur milieu TCBS
- Les colonies plates, lisses, saccharose + et de couleur jaune (*vibron cholerae*) ou verte, saccharose - (*vibron parahaemolyticus*) sont dénombrées.

I-4-2-2-6. Dénombrement des salmonelles

Mode opératoire

- Filtrer 250 ml d'eau brute
- Faire le pré-enrichissement en mettant la membrane dans 100 ml eau peptonée tamponnée à 37 °C pendant 18 à 24 heures
- Mettre 0,1 ml de subculture à l'aide d'une pipette stérile dans deux tubes contenant chacun du bouillon de Rappaport Vassiliadis,
- Un des tubes est incubé à 42°C pendant 4 heures

- Le deuxième est incubé à l'étuve à 37°C pendant un temps de 18 à 24 heures.
- Ensemencer sur gélose SS et Hektoen par technique de stries ou d'épuisement à partir du bouillon d'enrichissement
- Incubation à l'étuve 37°C pendant 18 à 24 heures
- Après 24 heures, les colonies isolées sur les géloses présentant les caractéristiques macroscopiques des salmonelles (colonies incolores à centre noir sur SS et colonies verdâtre ou bleuâtres à centre noir sur Hektoen)
- Portoir réduit de le Minor est utilisé pour l'identification biochimique

I-4-2-2-7. Dénombrement des pseudomonas

Mode opératoire

- Filtrer 100 ml d'eau
- Placer les membranes sur la gélose pseudosel et incuber à 37°C
- Après 18 à 24 heures dénombrer les colonies suspectes bleues-vert

I-4-2-2-8. Dénombrement des levures et moisissures

Mode opératoire

- Filtrer 100 ml d'eau
- Placer les membranes sur le milieu YGC
- Après 24 à 48 heures dénombrer les colonies
- Grosses colonies blanchâtres muqueuses : levures
- Grosses colonies duveteuses : moisissures

I-4-2-2-9. Dénombrement des staphylocoques

Mode opératoire

- Filtrer 100 ml d'eau

- Placer les membranes sur le milieu Baird Parker
- Incuber 24 à 48 heures à 37°C
- Repérer les colonies noires entourées d'un halo translucide et d'un halo transparent
- Coloration de Gram (Cocci Gram positif en amas ou en diplocoques)
- Ensemencement des milieux : Chapman mannitée, bouillon cœur cervelle, gélose à ADN et la gélose ordinaire (Cinq colonies suspectes). Après on les met dans le plasma de lapin.
- Les *staphylococcus aureus* sont mannitol positif, staphylocoagulase libre, DNase, catalase et thermonuclease positive.

I-4-2-2-10. Dénombrement des légionnelles

Mode opératoire

- Traiter l'eau pour la débarrasser des bactéries interférentes par chauffage à 50°C ou par ajout d'acide chloridrique.
- Filtrer 100 ml de l'échantillon
- Placer le filtre sur deux milieux (milieux BCYE avec L cysteine et sans cysteine)
- Dénombrer les colonies blanchâtres qui pousseraient sur le milieu BCYE avec L cysteine.

I-4-3. L'analyse statistique

Les données ont été saisies avec le logiciel Excel 2016 et analysées avec le logiciel R version 3.6.1 (<http://cran.r-project.org>). Les courbes et graphes ont été réalisés sur excell 2016, et les boxplots sur R.

Les tests paramétriques de t-Student et non paramétrique de Wilcoxon Mann Whitney ont été utilisés pour la comparaison des moyennes au seuil de significativité de 5%.

II. RESULTATS

Les résultats de la présente étude sont présentés en trois volets :

- l'analyse des paramètres organoleptiques et physico-chimiques ;
- le dénombrement des germes ;
- la comparaison aux normes d'eaux de baignade.

II-1. Campagne de prélèvement des échantillons d'eau

II-1-1. Paramètres organoleptiques et physico-chimiques du fleuve Agnéby

La turbidité du fleuve était inférieure à la norme de 50 UNT et la couleur très supérieure à 15 UCV sur toute la période d'étude. Le pH est compris dans l'intervalle de 6 à 9. Les teneurs en fer sont toutes supérieures à 0,3 mg/l. Celles des chlorures et des marqueurs azotés nitrites, nitrates et ammoniums sont très inférieures aux valeurs normales (Tableau VII).

II-1-2. Paramètres organoleptiques et physico-chimiques de la rivière Moutcho

La turbidité de la rivière était supérieure à la norme de 50 UNT aux mois de juin, juillet et octobre 2018. La couleur était très élevée sur toute la période d'étude. Le pH est compris dans l'intervalle de 6 à 9. Les teneurs en fer sont très élevées tandis que celles des chlorures et des marqueurs azotés nitrites, nitrates et ammoniums sont très inférieures aux valeurs normales.

Tableau VII : Paramètres organoleptiques et physicochimiques du fleuve Agnèby

	Mai-18	Juin-18	Juil-18	Août-18	Sept-18	Oct-18	Nov-18	Déc-18	Moyenne	Ecart type	Norme
Turbidité (UNT)	37,6	13,2	13,2	21,6	26,7	14,3	23,9	18	21,1	8,39	50
Couleur (UCV)	310	230	230	220	250	220	260	180	237,5	37,70	≤ 15
Conductivité (µs/cm)	274	44,03	6,04	276	204,9	114,5	189	212,6	165,1	100,77	
Ph	6,4	7,25	7,25	7	6,81	6,47	6,66	7,4	6,9	0,38	6-9
Température (°C)	28,2	27,4	27,5	27,9	28,3	28,3	30,3	29,1	28,4	0,94	
Fer total (mg/L)	0,6	2,35	0,4	0,4	0,85	0,6	0,7	0,85	0,8	0,63	0,3
TAC (mg/L)	125	120	145	155	125	135	170	195	146,3	26,02	
DHT (mg/L)	55	40	55	25	75	70	110	80	63,8	26,15	
Chlorures (mg/L)	13,5	6,1	5,7	18	8	14	22	19,5	13,4	6,26	250
Aluminium (mg/L)	0,08	0,05	0,1	0,13	0,2	0,05	0,23	0,01	0,1	0,08	0,2
Fluorures (mg/L)	0,7	0,97	0,4	0,7	0,69	0,64	0,14	0,25	0,6	0,27	1,5
Nitrites (mg/L)	0,03	0,05	0,11	0,08	0,06	0,04	0,08	0,07	0,1	0,03	2
Nitrates (mg/L)	0,36	1,26	1,22	0,78	0,92	1	1,28	1,1	1,0	0,31	50
Ammonium (mg/L)	0,01	0,21	0,33	0,37	0,14	0,24	0,44	0,16	0,2	0,14	1,5
Manganèse (mg/L)	0,002	0,001	0,038	0,038	0,004	0,01	0,026	0,011	0,0	0,02	
Matières-organiques (mg/L)	11,3	13,16	14,95	5,91	11	13,56	7,65	2,78	10,0	4,21	
Sodium (mg/L)	9	4	3,7	11,5	5,2	9	14	13	8,7	4,03	
Magnésium (mg/L)	46	29	40	60	50	44	65	47	47,6	11,22	
Calcium (mg/L)	10	11	22	16	14	20	20	24	17,1	5,17	
Sulfates (mg/L)	9	0	0	3	9	8	10	0	4,9	4,55	150
Potassium (mg/L)	7,8	4,9	4,5	4,2	5,2	1,7	4,2	1,3	4,2	2,04	
Phosphates (mg/L)	11,4	13,8	11,4	13,5	19,1	18,5	17,2	12,1	14,6	3,18	
Bicarbonate (mg/L)	75	70	30	95	75	80	105	115	80,6	25,97	
Soufre (mg/L)	3	0	0	1	3	3	3	0	1,6	1,51	
Phosphores (mg/L)	3,8	4,6	3,8	4,5	6,3	6,1	5,7	4	4,9	1,04	1
Zinc (mg/L)	0,01	0,19	0,18	0,01	0,03	0,14	0,09	0,01	0,1	0,08	5
Silicates (mg/L)	11,5	11,5	8,5	14	12,5	22	16	8,5	13,1	4,41	
Silice (mg/L)	5,5	5,5	4	6,5	6	10	7,5	4	6,1	1,96	

Tableau VIII : Paramètres organoleptiques et physicochimiques de la rivière Moutcho

Paramètres physico-chimiques	Mai-18	Juin-18	Juil-18	Août-18	Sept-18	Oct-18	Nov-18	Déc-18	Moyenne	Ecart type	Norme
Turbidité (UNT)	31,7	61,3	61,3	35,3	47,1	67,5	43,5	39,7	48,4	13,36	50
Couleur (UCV)	500	680	540	320	510	590	410	330	485,0	125,24	≤ 15
Conductivité (µs/cm)	129,6	62,4	62,4	96,7	70,1	35,8	59,4	62,8	72,4	28,46	
pH	6,4	7,1	7,1	6,5	6,99	6,59	6,92	7,4	6,9	0,35	06-09
Température (°C)	25,9	24,9	23,3	24,4	27,5	27,8	26,3	26,6	25,8	1,55	
Fer total (mg/L)	1,35	1,8	1,85	0,85	1,5	1,75	1,3	6,25	2,1	1,72	0,3
TAC (mg/L)	165	55	95	95	105	130	135	255	129,4	60,44	
DHT (mg/L)	35	60	40	115	35	65	45	20	51,9	29,27	
Chlorures (mg/L)	6,4	5	3,8	3,2	3,4	4,4	5,7	2,7	4,3	1,29	250
Aluminium (mg/L)	0,06	0,25	0,17	0,28	0,29	0,13	0,22	0,05	0,2	0,09	0,2
Fluorures (mg/L)	0,41	0	0,17	0,01	0,14	0,01	0,01	0,02	0,1	0,14	1,5
Nitrites (mg/L)	0,08	0,16	0,01	0,07	0,12	0,17	0,11	0,08	0,1	0,05	2
Nitrates (mg/L)	1,38	1,46	1,16	0,76	0,96	1,42	0,88	1,04	1,1	0,27	50
Ammonium (mg/L)	0,01	0,18	0,12	0,27	0,8	0,59	0,29	0,22	0,3	0,26	1,5
Manganèse (mg/L)	0,003	0,003	0,002	0,003	0,002	0,05	0,004	0,01	0,0	0,02	
Matières-organiques (mg/L)	13,96	12,52	12,56	10,08	13,66	11,82	9,04	3,82	10,9	3,33	
Sodium (mg/L)	4,2	3,3	2,5	2,1	2,2	2,9	3,7	2,2	2,9	0,78	
Magnésium (mg/L)	14	21	17	15	19	1	24	10	15,1	7,16	
Calcium (mg/L)	6	4	4	12	6	2	80	20	16,8	26,21	
Sulfates (mg/L)	15	19	16	11	19	22	19	11	16,5	4,00	150
Potassium (mg/L)	4,4	3	3	2,7	4,2	2,3	3,3	3,3	3,3	0,71	
Phosphates (mg/L)	24,6	46	38,8	26,1	39,3	51	35,4	29,1	36,3	9,40	
Bicarbonate (mg/L)	100	35	60	60	65	80	80	150	78,8	34,51	
Soufre (mg/L)	5	6	5	4	6	7	6	4	5,4	1,06	
Phosphores (mg/L)	8,1	15,2	12,8	8,6	13	17,3	11,7	9,6	12,0	3,22	1
Zinc (mg/L)	0,04	0,46	0,2	0,08	0,04	0,33	0,16	0,07	0,2	0,15	5
Silicates (mg/L)	23	22,5	19,5	17	26,5	49	70	22	31,2	18,56	
Silice (mg/L)	11	10,5	9	8	12,5	23	30	10,5	14,3	7,86	

II-1-3. Evolution globale des paramètres en fonction de la période

- La turbidité

La mesure de la turbidité a permis de donner des informations visuelles sur l'eau. La turbidité est plus élevée dans l'eau de la rivière de juin à décembre 2018 par rapport à celle du fleuve. La turbidité a varié dans l'intervalle de 13,2 à 37,6 UNT pour le fleuve et de 31,7 à 61,3 UNT pour la rivière (Figure 8).

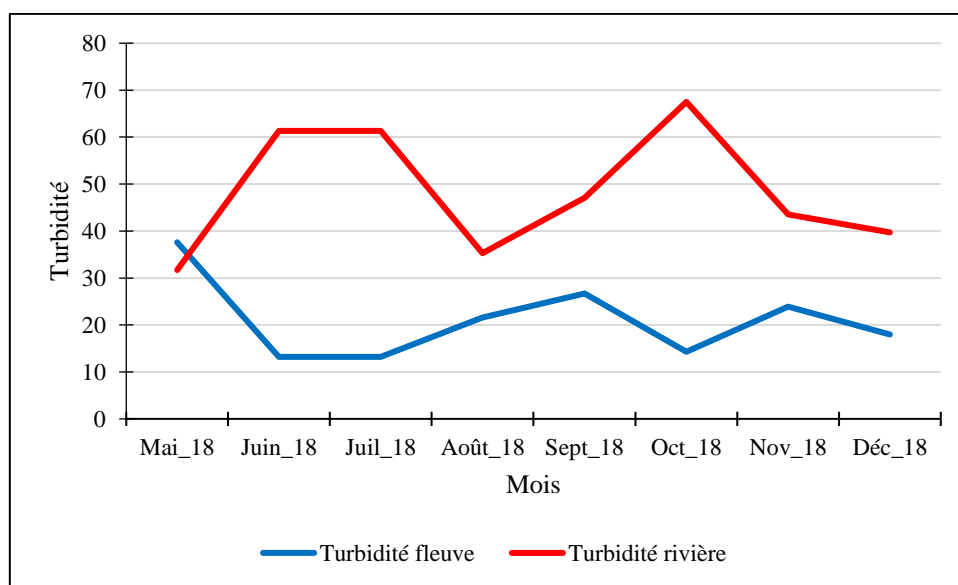


Figure 8 : Évolution de la turbidité des eaux de baignade du fleuve Agnèby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- La couleur

La coloration est largement supérieure à 15 UCV. La coloration de la rivière Moutcho était plus élevée que celle du fleuve avec deux pics observés aux mois de juin et octobre 2018. (Figure 9).

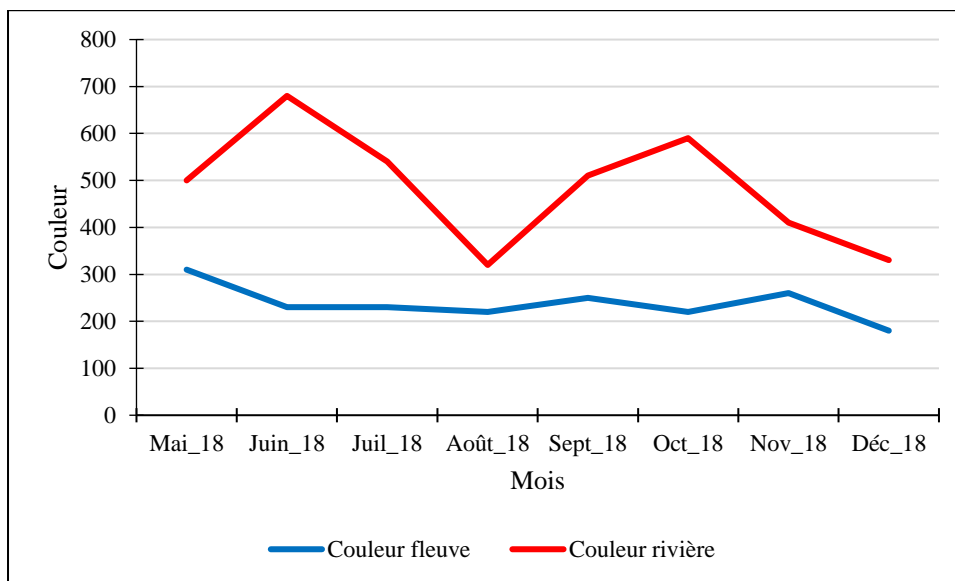


Figure 9 : Évolution de la couleur des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- Conductivité

Les conductivités du fleuve étaient plus élevées que celles de la rivière aux mois de mai et août à décembre 2018 (Figure 10).

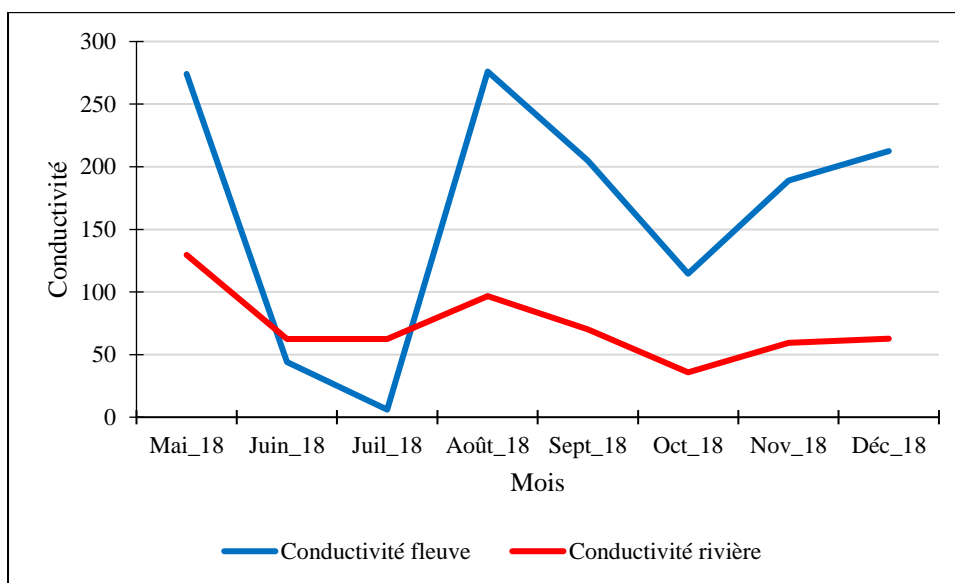


Figure 10 : Évolution de la conductivité des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- pH

Le pH de l'eau renseigne sur son acidité et son alcalinité.

Les pH des deux sources ont évolué pratiquement dans le même sens à certaines périodes. Ils étaient compris entre 6,4 et 7,4 (Figure 11).

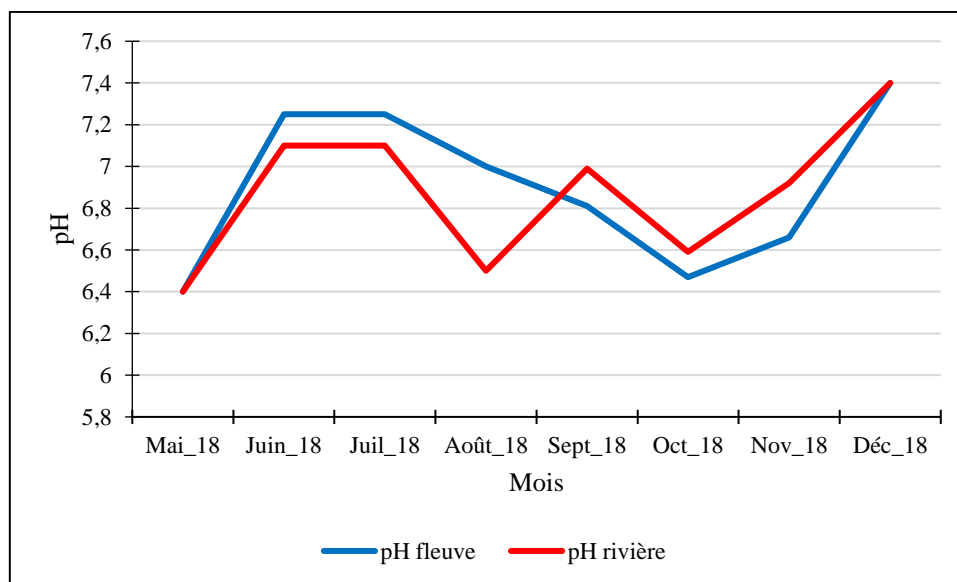


Figure 11 : Évolution du pH des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- Les matières organiques

Les matières organiques des eaux du fleuve et de la rivière sont supérieures à 5 mg/l de mai à novembre 2018 (Figure 12).

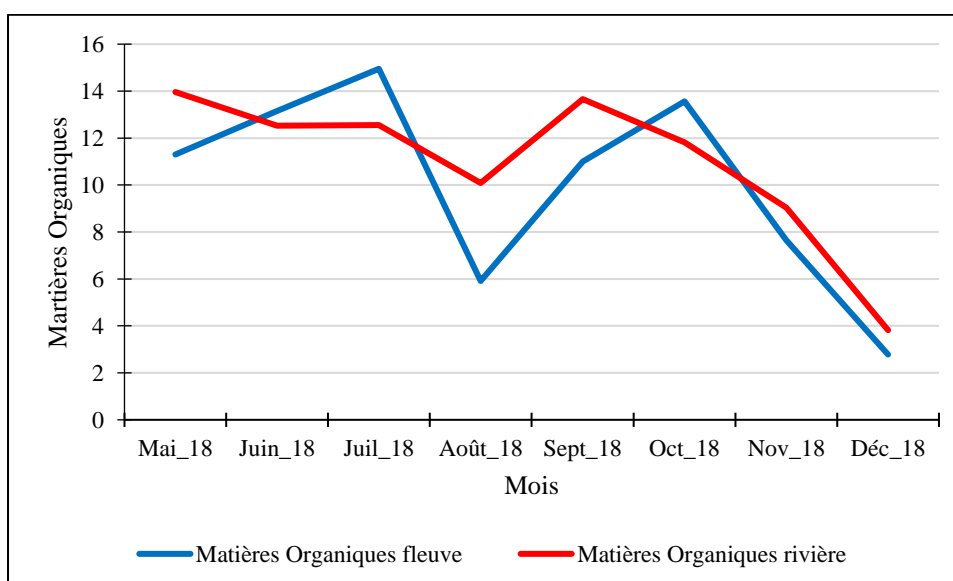


Figure 12 : Évolution des matières organiques des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- TAC et DHT

Le TAC des deux sources d'eau évoluait pratiquement dans le même sens, tandis que la dureté évoluait en sens inverse (Figures 13 et 14).

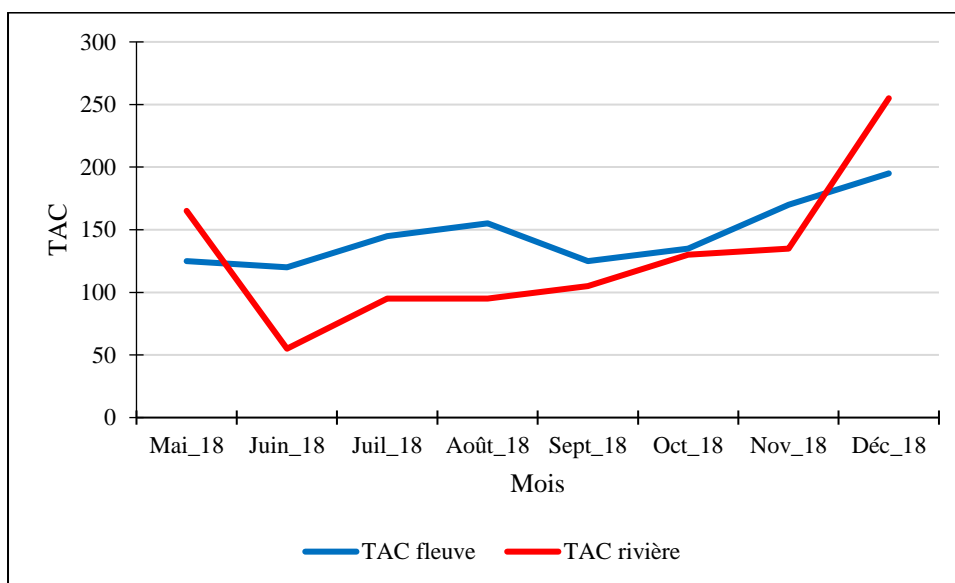


Figure 13 : Évolution du TAC des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

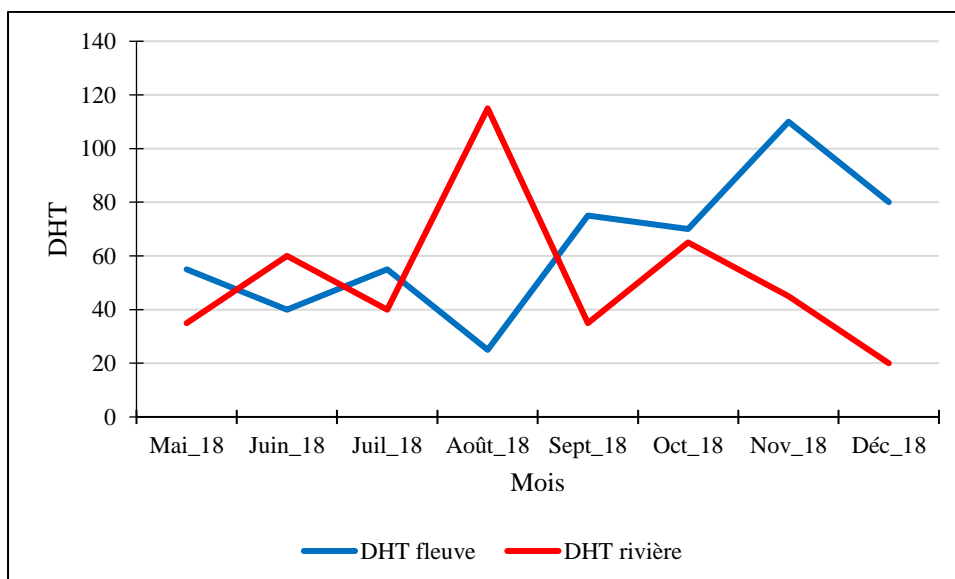


Figure 14 : Évolution du DHT des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- Nitrates et Nitrites

Les valeurs de nitrates et nitrites des deux sources d'eaux étaient très faibles. Elles oscillaient entre 0,36 et 1,46 mg/l pour les nitrates (Figure 15) et entre 0,01 et 0,17 pour les nitrites (Figure 16).

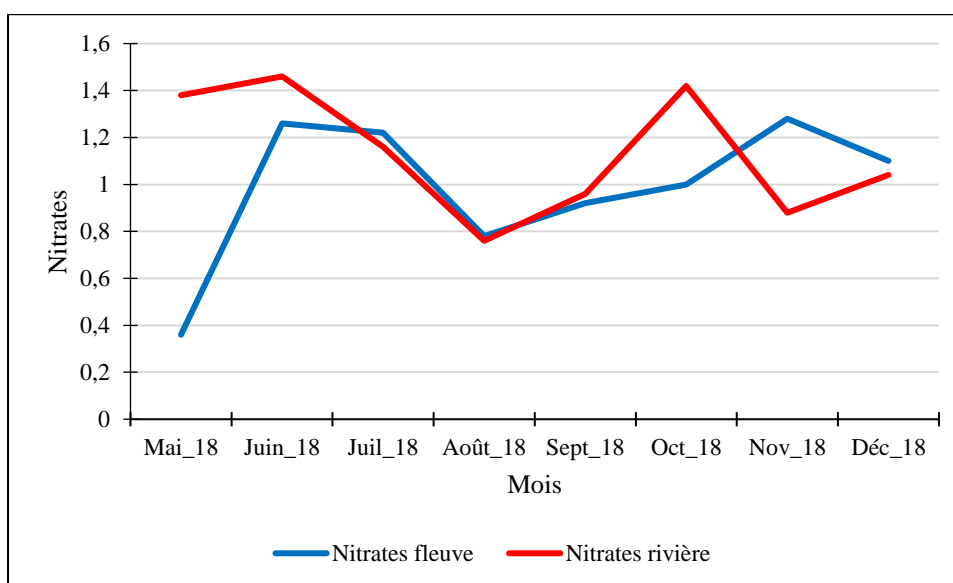


Figure 15 : Évolution des Nitrates des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

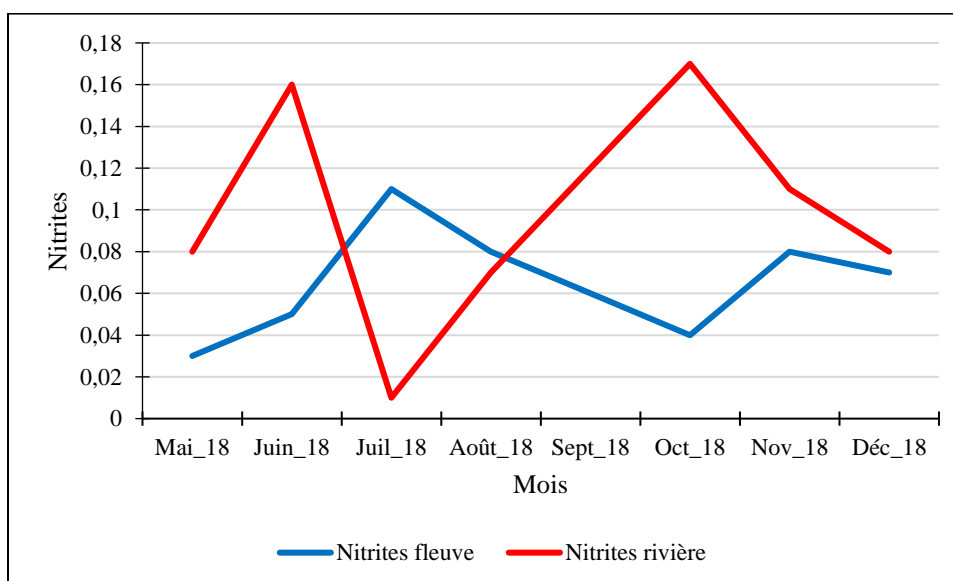


Figure 16 : Évolution des Nitrites des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- Zinc

Les teneurs en Zinc étaient plus élevées dans l'eau de Moutcho que dans celle de l'Agnéby avec des pics en juin et en décembre 2018 (Figure 17).

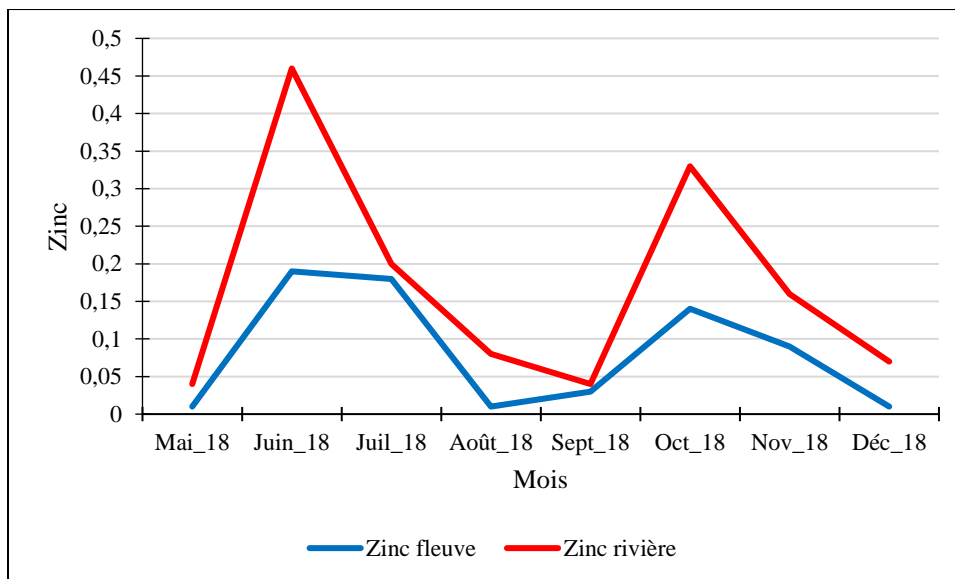


Figure 17 : Évolution du Zinc des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

- Calcium

Pour ce qui en était de la teneur en calcium, elle était plus élevée sur l'Agnéby à l'exception du mois de novembre où un pic a été noté dans la rivière Moutcho (Figure 19).

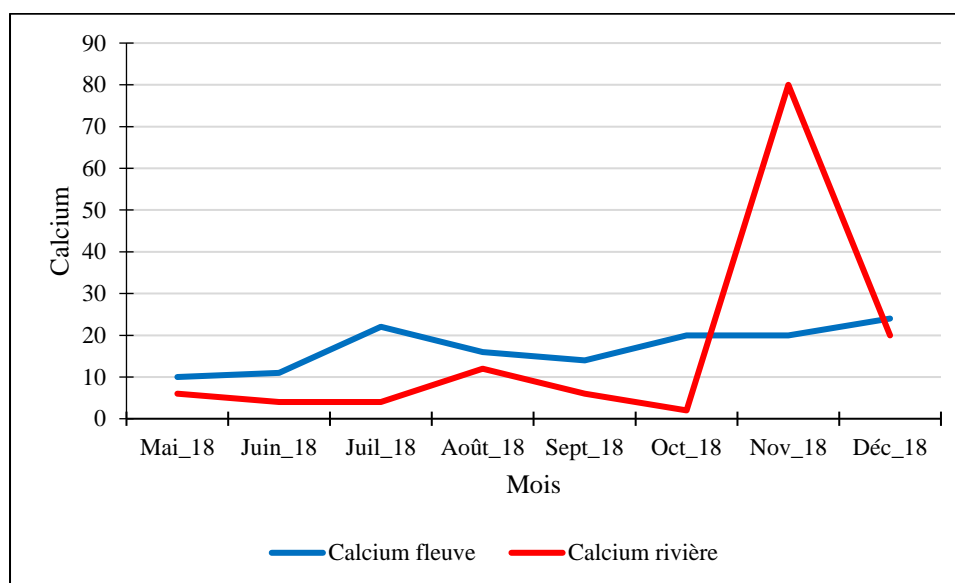


Figure 18 : Évolution du Calcium des eaux de baignade du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho en fonction du temps

II-1-4. Comparaison de moyennes des différents paramètres physico-chimiques

Les valeurs des variables étudiées des deux sources ont été comparées l'une à l'autre à l'aide du test paramétrique de T student et non paramétrique de Mann Whitney Wilcoxon (wilcox.test()) (Tableau IX).

Pour chacune des variables non paramétriques, la variation entre les deux sources a été illustrée par les boxplots ci-dessous.

L'eau de la rivière contiendrait une quantité de fer total élevée par rapport à celle du fleuve, avec une différence significative ($p\text{-value} = 0,01$) (Figure 19).

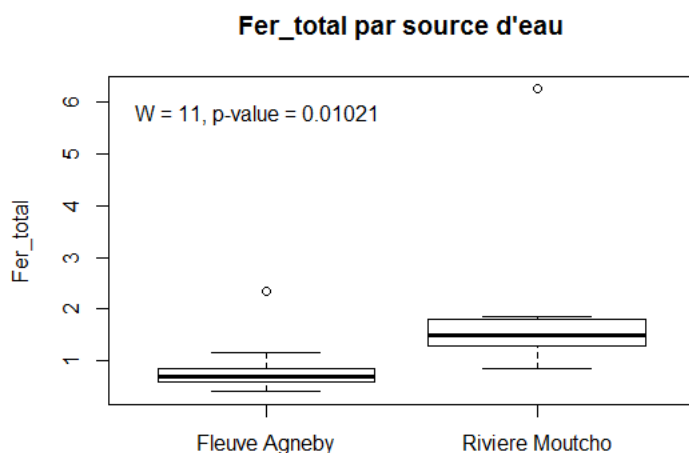


Figure 19 : Schéma comparatif du Fer total du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho.

Les teneurs en chlorures sont très faibles (inférieur à 250 mg/ml) (Figure 20). Cependant, l'eau du fleuve Agneby avait des teneurs en chlorure significativement plus élevées que dans la rivière avec un $p\text{-value} = 0,0017$ (test de Wilcoxon).

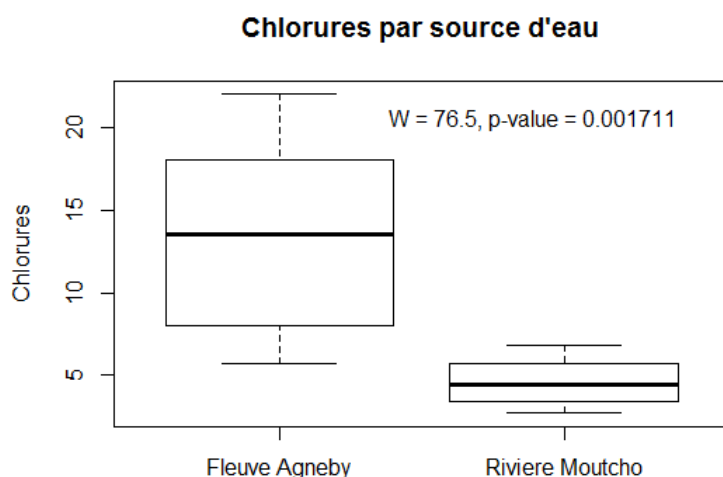


Figure 20 : Schéma comparatif de Chlorures du fleuve Agneby et de la rivière Moutcho.

Les fluorures étaient significativement plus présents dans l'eau du fleuve que dans celle de la rivière, d'après le test de Wilcoxon. (p-value= 0,0029) (Figure 21).

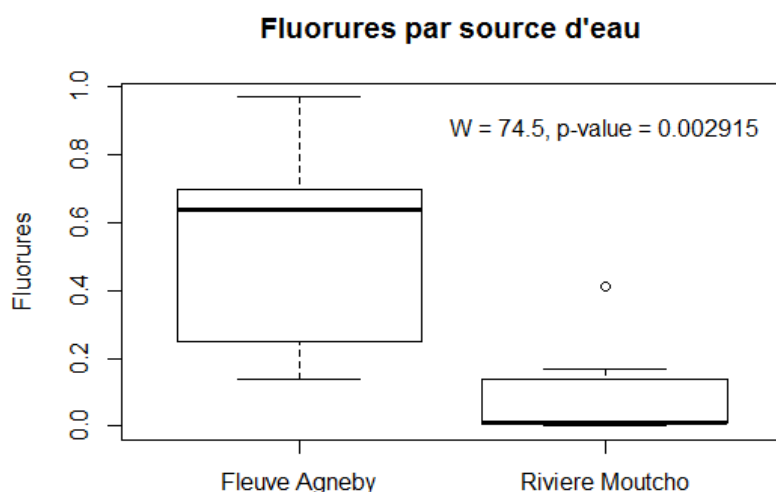


Figure 21 : Schéma comparatif de Fluorures du fleuve Agneby et de la rivière de Moutcho.

Les valeurs en manganèse sont très faibles dans les deux eaux. La différence observée entre les deux eaux sur la figure 22 était non significative (p-value=0,6241).

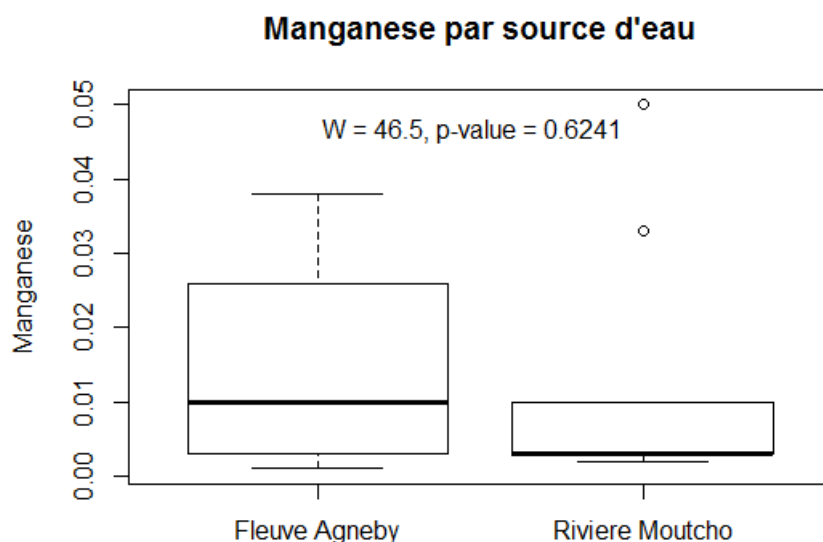


Figure 22 : Schéma comparatif du Manganèse entre le fleuve de l'Agnéby et la rivière de Moutcho

Le taux de calcium était significativement plus élevé au niveau du fleuve que dans la rivière avec une p-value= 0,0412 (figure 23).

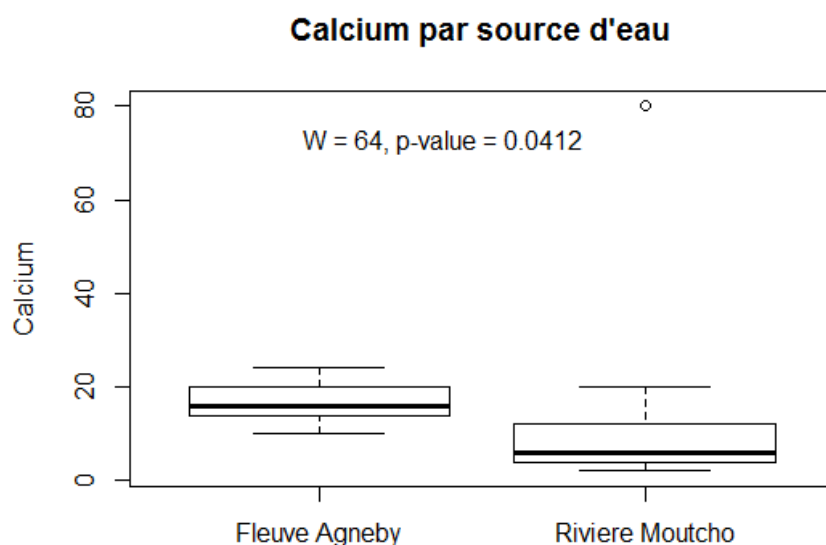


Figure 23 : Schéma comparatif du Calcium du fleuve de l'Agnéby et de la rivière de Moutcho

Selon le box-plot de la figure 24, la différence de la teneur en zinc n'était pas significative entre les deux eaux.

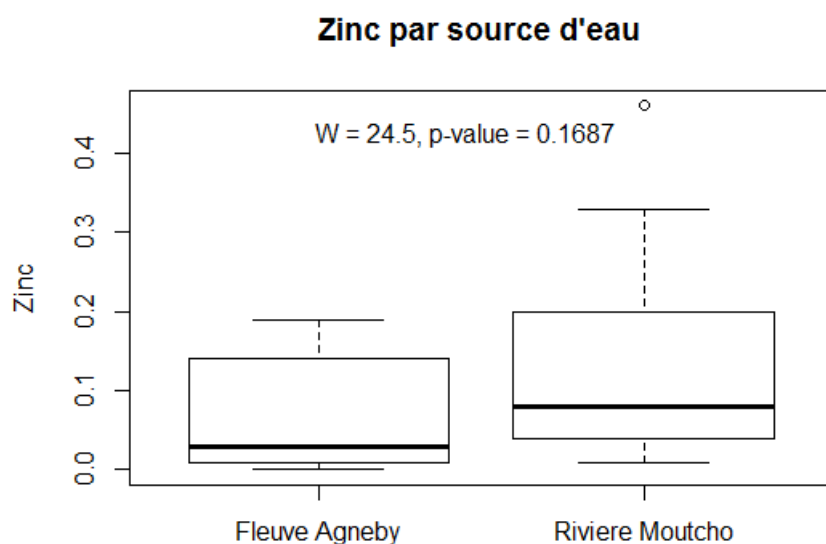


Figure 24 : Schéma comparatif du Zinc entre le fleuve Agnéby et la rivière Moutcho

L'eau de rivière Moutcho contiendrait plus de Silicates (figure 25) que celle du fleuve Agnéby. Du point de vue statistique, cette différence observée était significative.

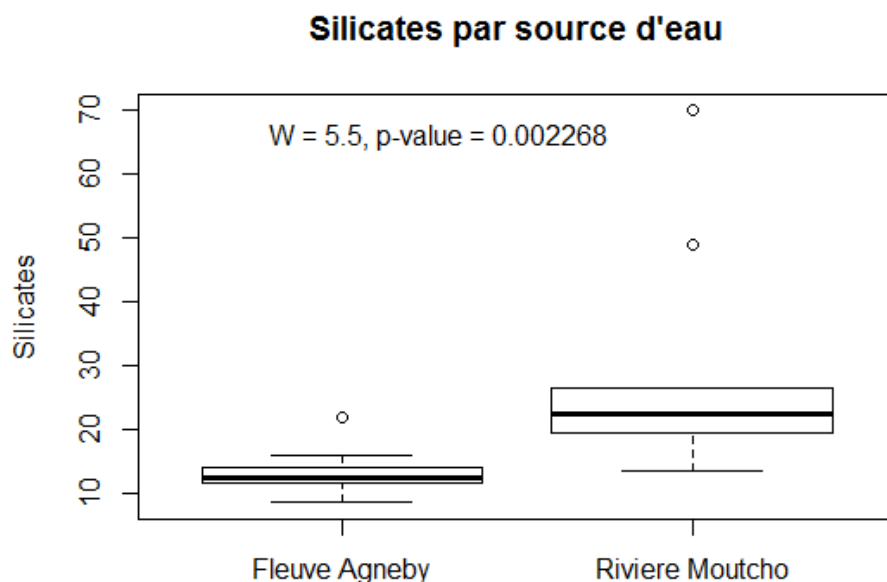


Figure 25 : Schéma comparatif des Silicates entre le fleuve de l'Agnéby et la rivière de Moutcho

Les différences observées sur ces boxplots ont été testés grâce au test de Mann Whitney Wilcoxon et les résultats consignés dans le tableau ci-dessous avec ceux du test de T-Student.

Tableau IX : Valeurs Statistiques pour évaluation de la significativité au test de T-Student et de Mann-Whitney des variables physico-chimiques

Variables	Moyenne (Agnéby)	Moyenne (Moutcho)	P-value	Tests utilisés	Significativité
Turbidité (UNT)	19,52	45,83	0,002	t-Student	S
Couleur (UCV)	228,33	442,77	0,001	t-Student	S
Conductivité (µs/cm)	174,45	79,87	0,005	t-Student	S
Ph	6,94	6,85	0,769	t-Student	NS
Température (°C)	27,97	25,92	0,032	t-Student	S
Fer total (mg/l)	0,877	1,95	0,010	t-Wilcoxon	S
Matières organiques (mg/l)	11,04	10,95	0,583	t-Student	NS
TAC (mg/l)	145,56	128,89	0,547	t-Student	NS
DHT (mg/l)	64,44	49,44	0,725	t-Student	NS
Chlorures (mg/l)	13,31	4,60	0,001	t-Wilcoxon	S
Aluminium (mg/l)	0,10	0,17	0,590	t-Student	NS
Fluorures (mg/l)	0,52	0,09	0,003	t-Wilcoxon	S
Nitrites (mg/l)	0,06	0,10	0,090	t-Student	NS
Nitrates (mg/l)	1,08	1,07	0,504	t-Student	NS
Ammonium (mg/l)	0,21	0,28	0,105	t-Student	NS
Manganèse (mg/l)	0,01	0,01	0,624	t-Wilcoxon	NS
Sodium (mg/l)	0,60	3,06	0,002	t-Student	S
Magnésium (mg/l)	48,44	15,33	$3,24 \times 10^{-6}$	t-Student	S
Calcium (mg/l)	16,77	15,33	0,041	t-Wilcoxon	S
Sulfates (mg/l)	5,33	16,22	$7,54 \times 10^{-5}$	t-Student	S
Potassium (mg/l)	4,42	3,30	0,085	t-Student	NS
Phosphates (mg/l)	15,28	35,48	0,0001	t-Student	S
Bicarbonate (mg/l)	81,11	78,33	0,099	t-Student	NS
Soufre (mg/l)	1,78	5,33	$1,55 \times 10^{-5}$	t-Student	S
Phosphores (mg/l)	5,07	11,77	0,001	t-Student	S
Zinc (mg/l)	0,07	0,15	0,169	t-Wilcoxon	NS
Silicates (mg/l)	13,00	29,22	0,002	t-Wilcoxon	S

Silice (mg/l)	6,11	13,44	0,002	t-Wilcoxon	S
----------------------	------	-------	-------	------------	---

P-value < 0,05 : Différence significative (S) ; P-value > 0,05 : Différence non significative (NS)

➤ PROFIL CARACTERISTIQUE DE CHAQUE TYPE D'EAU

Quelques valeurs paramétriques de différences significatives ont permis de différencier ces deux eaux de baignade. Les valeurs de turbidité, couleur, sulfates, phosphates, soufre, et phosphores de la rivière Moutcho sont significativement supérieures comparativement aux valeurs des dits paramètres du fleuve Agnéby. Celles de la conductivité, de la température, du sodium et du magnésium étaient significativement inférieures (tableau X).

Tableau X : Profil physico-chimique différentiel du fleuve Agnéby et la rivière Moutcho

Paramètres physicochimiques	Fleuve Agnéby	Rivière Moutcho
	Moyenne ± écart type	Moyenne ± écart type
Turbidité (UNT)	19,52 ± 9,11	45,83 ± 14,72
Couleur (UCV)	228,33 ± 44,72	442,77 ± 172,54
Conductivité (µs/cm)	174,45 ± 98,32	79,87 ± 34,87
Température (°C)	27,97 ± 1,51	25,92 ± 1,47
Sodium (mg/l)	8,60 ± 3,05	3,78 ± 0,89
Magnésium (mg/l)	48,44 ± 10,78	15,33 ± 24,87
Sulfates (mg/l)	5,33 ± 4,47	16,22 ± 3,83
Phosphates (mg/l)	15,27 ± 3,56	35,47 ± 9,12
Soufre (mg/l)	1,77 ± 1,48	5,33 ± 1,00
Phosphores (mg/l)	5,06 ± 1,16	11,76 ± 3,12

II-2. Analyse microbiologique

II-2-1. Microbiologie du fleuve Agnéby

Les coliformes totaux et thermotolérants, *E. coli* et *E. faecalis* étaient présent dans tous échantillons. Les dénombrements les plus élevés ont été notés en mai, juin et décembre 2018 avec un maximum de 3400 UFC/100 ml pour *E. faecalis* en mai et 200 UFC/100 ml pour *E. coli* en mai et juin. Les autres germes étaient quasi inexistantes. (Tableaux XI).

Tableau XI : Paramètres microbiologiques du fleuve Agnéby

Agnéby	mai.18	juin.18	juil.18	août.18	sep.18	oct.18	nov.18	déc.18
Heure de prélèvement	11H05	11H25	11H25	10H47	10H27	11H05	11H05	11H15
Heure d'analyse	12H40	13H30	12H50	13H19	12H23	13H25	13H15	13H40
C T	200	300	22	3	73	35	100	53
C TH	200	300	22	3	73	35	100	53
<i>E. coli</i>	200	200	11	3	55	35	100	53
<i>E. faecalis</i>	3400	1300	5	36	100	200	500	100
ASR	0	0	0	0	0	3	4	4
<i>Pseudomonas</i>	0	1	4	0	19	1	1	1
<i>S. aureus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Vibrio</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
Salmonelle	0	0	0	0	0	0	0	0
Légionnelle	0	0	0	0	0	0	0	0
Levure	0	0	0	0	0	0	0	0
Moisissure	0	0	0	0	1	2	1	0

II-2-2. Microbiologie de la Rivière Moutcho

Les coliformes totaux et thermotolérants, *E. coli* et *E. faecalis* étaient présent dans tous échantillons. Les maxima des dénombrements de 15 000 UFC/100 ml pour *E. faecalis* et 2 800 UFC/100 ml pour *E. coli* ont été respectivement notés en juin et août 2018 (tableau XII).

On observe néanmoins une légère présence d'ASR, de Levures, Moisissures et de *Pseudomonas*. Les autres germes étaient inexistantes.

Tableau XII : Paramètres microbiologiques de la rivière Moutcho

Moutcho	mai.18	juin.18	juil.18	août.18	sep.18	oct.18	nov.18	déc.18
Heure de prélèvement	11H37	10H47	11H00	10H22	09H58	10H30	10H35	10H50
Heure d'analyse	14H08	12H40	12H50	13H19	12H23	13H25	13H15	13H40
C T	800	2300	1500	2800	1100	1000	400	1600
C TH	800	2300	1500	2800	1100	1000	400	1600
<i>E coli</i>	800	1500	1000	2800	900	500	400	1000
<i>E. faecalis</i>	2700	15000	11	1800	1500	500	900	2300
ASR	3	1	2	0	0	5	11	14
<i>Pseudomonas</i>	0	5	0	9	1	0	3	0
<i>S. aureus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Vibrio</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
Salmonelle	0	0	0	0	0	0	0	0
Légionnelle	0	0	0	0	0	0	0	0
Levure	0	0	0	0	2	0	3	0
Moisissure	0	0	0	0	0	3	3	0

II-2-3. Comparaison de la microbiologie des eaux

Les coliformes et enterocoques sont en nombre plus élevé au niveau de la rivière Moutcho comparativement au fleuve Agnéby durant toute la période d'étude (figure 26).

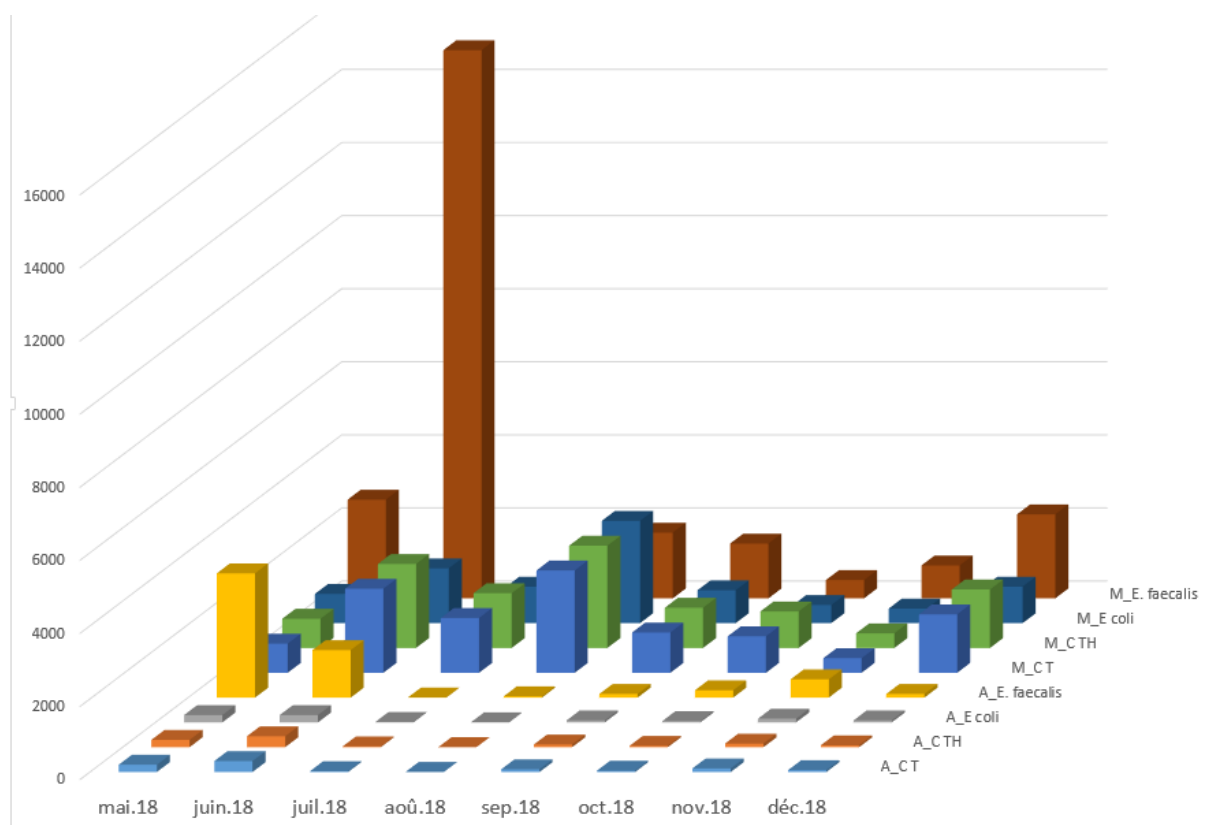


Figure 26 : Schéma comparatif des teneurs en germes au niveau du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho

A_CT (Coliformes totaux dans l'Agnéby), A_CTH (Coliformes thermotolérants dans l'Agnéby), A_E.coli (*E. coli* dans l'Agnéby), A_E.faecalis (*E. faecalis* dans l'Agnéby), M_CT (Coliformes totaux dans Moutcho), M_CTH (Coliformes thermotolérants dans Moutcho), M_E.coli (*E. coli* dans Moutcho), M_E.faecalis (*E. faecalis* dans Moutcho)

II-3. Comparaison des valeurs des paramètres des eaux aux normes d'eau de baignade

Les valeurs paramétriques microbiologiques de ces deux points d'eau sont comparées aux normes ivoiriennes, algériennes, canadiennes, américaines, européennes et de l'OMS.

II-3-1-1. Comparaison aux normes ivoiriennes

Pour l'appréciation de la qualité de l'eau de baignade, les normes ivoiriennes tiennent compte des bactéries telles que les coliformes, Salmonelles, Staphylocoques et des paramètres physicochimiques comme le pH.

Les teneurs en germes étaient tous conformes (100%) aux normes ivoiriennes dans le fleuve Agnéby. Par contre, 25% d'échantillons non-conformes ont été notés dans la rivière Moutcho au mois de juin et août 2018 (Tableau XIII).

Tableau XIII : Comparaison aux normes ivoiriennes

Sources	Germes	Mai 18	Juin 18	Juil 18	Août 18	Sept 18	Oct 18	Nov 18	Déc 18	Normes UFC/100ml
Fleuve Agnéby	Coliformes T	200	300	22	3	73	35	100	53	< 10000
	Coliformes TH	200	300	22	3	73	35	100	53	< 2000
	Salmonella	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>S. aureus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	pH	6,4	7,25	7,25	7	6,81	6,47	6,66	7,4	6 à 9
	Conformité	C	C	C	C	C	C	C	C	
Rivière Moutcho	Coliformes T	800	2300	1500	2800	1100	1000	400	1600	< 10000
	Coliformes TH	800	2300	1500	2800	1100	1000	400	1600	< 2000
	Salmonella	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>S. aureus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	pH	6,4	7,1	7,1	6,5	6,99	6,59	6,92	7,4	6 à 9
	Conformité	C	NC	C	NC	C	C	C	C	

C : Conforme, NC : Non conforme

II-3-1-2. Comparaison aux normes algériennes

En plus des paramètres listés dans la norme ivoirienne pour l'appréciation de la qualité des eaux de baignade les normes algériennes prennent aussi en compte les Entérocoques.

Le fleuve Agnéby avait une teneur en entérocoques supérieure à la norme fixée (100 UFC/100 ml) aux mois de mai, juin, octobre et novembre 2018 soit un pourcentage de non-conformité de 50%. La rivière Moutcho a eu 7 échantillons non-conformes soit 87,5% (Tableau XIV).

Tableau XIV : Comparaison aux normes algériennes

Sources	Germes	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Dec	VG	VI
Fleuve Agnéby	Coliformes T	200	300	22	3	73	35	100	53	500	10000
	E coli	200	200	11	3	55	35	100	53	100	2000
	Entérocoques	3400	1300	5	36	100	200	500	100	100	0
	pH	6,4	7,25	7,25	7	6,81	6,47	6,66	7,4		6 à 9
	Conformité	NC	NC	C	C	C	NC	NC	C		
Rivière Moutcho	Coliformes T	800	2300	1500	2800	1100	1000	400	1600	500	10000
	E coli	800	1500	1000	2800	900	500	400	1000	100	2000
	Entérocoques	2700	15000	11	1800	1500	500	900	2300	100	0
	pH	6,4	7,1	7,1	6,5	6,99	6,59	6,92	7,4		6 à 9
	Conformité	NC	NC	C	NC	NC	NC	NC	NC		

VG : valeur guide ; VI : valeur impérative ; C : Conforme, NC : Non conforme

II-3-1-3. Comparaison aux normes américaines et canadiennes

Comparativement aux normes américaines, les eaux analysées sont impropres à la baignade, tandis que l'eau du fleuve de l'Agnéby est conforme à la baignade selon la norme canadienne avec une moyenne en *E. coli* de 43,77UFC/100 ml < 200 UFC/100ml.

Tableau XV : Comparaison aux normes américaines

Sources	Germes	Moyennes géométriques	Interprétation/ Bactérie	Décision	Normes UFC/100 ml
Fleuve Agnéby	<i>E. coli</i>	43,77	C	NC	126
	Entérocoques	172,82	NC	NC	33
Rivière Moutcho	<i>E. coli</i>	939,08	NC	NC	126
	Entérocoques	1027,77	NC	NC	33

Tableau XVI : Comparaison aux normes canadiennes

Sources	Germes	Moyennes géométriques	Décision	Normes UFC/100 ml
Fleuve Agneby	<i>E. coli</i>	43,77	C	<200
Rivière Moutcho	<i>E. coli</i>	939,08	NC	<200

II-3-1-4. Comparaison aux normes européennes et OMS

Comparativement aux normes européennes et OMS, les eaux du fleuve de l'Agnéby et de la rivière de Moutcho analysées sont non conformes (Tableaux XVII) donc impropres à la baignade.

Tableau XVII : Comparaison aux normes européennes et OMS

Sources	Germe	95 Centiles	90 Centiles	Décision	Normes	
					95 Centiles	90 Centiles
Fleuve	<i>E. coli</i>	200	200	C	<500	<500
Agnéby	Entérocoques	2665	1930	NC	<185	<200
Rivière	<i>E. coli</i>	2345	1890	NC	<500	<500
Moutcho	Entérocoques	10695	6390	NC	<185	<200

C : Conforme ; NC : Non Conforme

NB : La norme OMS repose sur les 90 centiles des entérocoques

III. DISCUSSION

III-1. Caractérisation des deux sources d'eau

Les résultats analytiques présentés pour chacune des deux eaux (fleuve et rivière) dans cette étude ont porté sur vingt-huit (28) paramètres physico chimiques et treize (13) paramètres microbiologiques analysés en référence à différentes normes en vigueur.

Les prélèvements effectués dans la ville d'Agboville durant les 8 mois (mai – décembre 2018) dans le cadre des campagnes de mesure sont de type instantané. Ils ne sont ainsi que le reflet de la caractérisation de l'eau à un moment donné.

Les paramètres organoleptiques ont donné des valeurs de turbidité (21,1-48,4 UNT) inférieures à la norme (50 UNT) et de couleur (237,5-485 UCV) supérieures à la norme (≥ 15 UCV). La turbidité a montré des eaux légèrement troubles comparées aux résultats de **Bedjilali** [41]. La coloration des eaux pourraient être liée à la présence de matières organiques colorées, de métaux tels que le fer, le manganèse ou de déchets industriels [49,50]. Les matières organiques comprennent généralement des algues, des protozoaires et des produits naturels provenant de la décomposition de la végétation (substances humiques, tanins, lignine). Le lessivage des sols peut aussi amener des acides organiques moins courants.

La conductivité des deux eaux a présenté des valeurs du fleuve (165,1 $\mu\text{s/cm}$) et de rivière (72,4 $\mu\text{s/cm}$) inférieures à celles obtenues dans la précédente étude réalisée par **Kamara** [5] où elles étaient respectivement de 243,56 $\mu\text{s/cm}$ et de 121,94 $\mu\text{s/cm}$. Cette minéralisation serait liée à la saison pluvieuse provoquant une dilution de la concentration des minéraux présents dans ces eaux. Il en ressort que ces eaux sont faiblement minéralisées. Les teneurs obtenues sont comparables à celles des eaux douces de surface de la Côte d'Ivoire [51].

Le fleuve Agnéby et la rivière Moutcho ont également présenté des moyennes identiques (6,9) en potentiel d'Hydrogène (pH), valeur comprise dans la norme OMS [6-9]. Cette neutralité du pH serait aussi fonction de la saison pluvieuse pendant la période de campagne. Selon **Rodier (2009)** et **Donovou et al (2011)**, l'eau naturelle pure est neutre (pH=7). Sa variation est liée à la nature des terrains traversés. Ainsi, le pH d'une eau représente son acidité ou son alcalinité [47,52].

Les moyennes de température variant entre 28,9°C et 25,8°C ont été enregistrées respectivement au niveau du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho durant la période d'étude. Ces températures étaient comparables à celles de **Kamara** qui étaient de 27,3°C et de 29,5°C [5]. Selon **Beldjilali**, les valeurs élevées de température ne seraient pas néfastes pour la santé humaine, mais elles jouent un rôle important dans l'augmentation de l'activité chimique des bactéries [41].

Les concentrations de phosphates obtenues pour le fleuve et la rivière (15,28 mg/L et 35,47 mg/L) sont supérieures à la limite admissible de 0,5 mg/L [52]. Ceci explique le plus souvent les problèmes d'eutrophisation sur les eaux. Les teneurs des nitrites (0,1 mg/l) et les nitrates (1,1 mg/l) dans les eaux étaient très faibles par rapport aux normes OMS (2004) qui sont de 50 mg/l et de 2 mg/l respectivement[53].

Au plan physicochimique, il est ressorti des analyses que les dix (10) paramètres que sont la turbidité, la couleur, conductivité, la température, le sodium, le magnésium, les sulfates le phosphates, le soufre, et le phosphore ont permis de différencier les eaux du fleuve Agnéby de la rivière Moutcho. Les comparaisons des valeurs de ces paramètres par des tests t-Student et de Wilcoxon sont statistiquement significatives d'une eau à une autre. De ces résultats quelques-uns sont similaires à ceux de **Kamara** qui a travaillé sur les mêmes eaux dans la période de Décembre 2017 à Avril 2018 à l'exception de la couleur, la

température, du sodium, du magnésium, du phosphate et phosphore qui eux étaient non significatif entre les deux sources d'eau [5].

La qualité microbiologique des deux eaux de baignade était fonction de la présence ou l'absence de germes indicateurs de pollution fécale, les coliformes totaux, thermotolérants, *E. coli* et *Enterococcus faecalis*.

Les coliformes avaient une moyenne de 73,25 UFC/100mL avec un maximum de 300 UFC/100mL en juin 2018. Les *E. coli* atteignaient une moyenne de 83,37 UFC/100mL avec un maximum de 300 UFC/100mL en juin sur la période de mai à décembre 2018. Quant aux *E. faecalis*, la moyenne était de 705,12 UFC/100mL avec un maximum de 3400 UFC/100mL au cours du mois de mai 2018.

La rivière Moutcho s'est distinguée du fleuve Agnéby avec des valeurs quatre fois plus élevées en coliformes totaux, coliformes thermotolérants, *E. coli* et *Enterococcus faecalis* au cours de la période de mai à juin 2018.

Cette hausse de pollution dans la rivière serait due aux déjections (défécations à l'air libre) humaines et animales, au déversement des rejets domestiques et agricoles sans traitement comme l'a signifié **Hounsou et al.** [37]. Aussi il intervient le phénomène de ruissellement dû à la saison pluvieuse qui pourrait entraîner ces déchets dans ces eaux. La détection de ces germes signale une contamination d'origine fécale de l'eau et de ce fait, la présence possible de bactéries, virus ou protozoaires fécaux pathogènes.

E. coli est le meilleur indicateur de contamination fécale des eaux douces utilisées à des fins récréatives, et les entérocoques le meilleur indicateur des eaux de mer [50]. La présence des coliformes fécaux confirme l'influence des activités anthropiques sur la qualité des eaux du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho.

III-2. Comparaison aux normes d'eaux de baignade

La qualité hygiénique des eaux de baignades est d'une importance capitale. Le risque sanitaire lié à la pollution des eaux de baignade est avant tout microbiologique. Le contrôle repose essentiellement sur la détection et le dénombrement de bactéries indicatrices de pollution fécale telles qu'*E. coli*, le meilleur indicateur de contamination fécale pour les eaux douces.

Les analyses microbiologiques du fleuve Agnéby et de la rivière Moutcho de la ville d'Agboville ont fourni des résultats comparés aux normes ivoiriennes, algériennes, canadiennes, européennes, à celle de l'Agence américaine de protection de l'environnement (US EPA) et à celle de l'OMS.

Pour une eau de baignade de qualité satisfaisante, la norme ivoirienne recommande qu'il y'ait une absence de salmonelle, de staphylocoques et moins de 10000 UFC/100 ml de coliformes totaux et 2000 UFC/100 ml de coliformes fécaux[4]. Cette norme montrait que le fleuve Agnéby avait une teneur en germes 100% conformes. Par contre, elle était 25% non-conformes dans la rivière Moutcho aux mois de juin et août 2018 (Tableau XIII). Ces résultats classent l'eau du fleuve Agnéby de qualité satisfaisante et celle de la rivière Moutcho de qualité insuffisante selon les normes ivoiriennes.

Comparativement aux normes algériennes, une eau est de qualité satisfaisante lorsque les taux des coliformes totaux, d'*E. coli* et d'*E. faecalis* sont respectivement inférieurs à 500, 100 et 100 UFC/100 ml. Une eau est de qualité acceptable et doit être mise sous surveillance lorsque les taux des coliformes totaux sont inférieurs à 10000 UFC/100 ml, d'*E. coli* à 2000 UFC/100 ml et celui d'*E. faecalis* supérieur à 100 UFC/100 ml. De cette norme il ressort que l'eau du fleuve Agnéby avait un pourcentage de non-conformité de 50% aux mois de mai, juin, octobre et novembre 2018. Celle de la rivière Moutcho a eu 7 échantillons non-conformes soit 87,5% (Tableau XIV). L'eau de baignade du

fleuve Agnéby et de la rivière de Moutcho sont donc qualifiées d'insuffisante pour la baignade au regard des normes algériennes.

Ces résultats sont semblables à ceux de Kamara qui a menée l'étude primaire de ces eaux dans la période de décembre 2017 à avril 2018[5].

La comparaison aux normes américaines et canadiennes se base sur des moyennes géométriques des valeurs paramétriques d'*E. coli* pour les eaux douces. Les deux eaux ont été qualifiées non- satisfaisantes aux normes américaines (Tableaux XV), mais pour les normes canadiennes le fleuve répondait conforme avec une moyenne géométrique en *E coli* de 43,77 UFC/ 100 ml tandis que la rivière était non-conforme avec une moyenne géométrique de 939,08 UFC/ 100 ml. (Tableaux XVI).




Comparée également aux normes européennes et OMS, les eaux du fleuve de l'Agnéby et de la rivière de Moutcho pourraient être de qualité non satisfaisante pour la baignade car les 90e et 95e centiles étaient supérieurs aux valeurs de la classe D. En effet, la classe D (eaux de mauvaise qualité) correspond à des eaux dont les percentiles (bactéries) sont supérieurs à 1000. Mais nous observons que comparé à la norme européenne le fleuve ne contenait pas une quantité suffisante de *E.coli* susceptible d'entraîner un risque microbiologique.

En somme, la présence significative durant toute la campagne des germes indicateurs de pollution fécale tels que les *E.coli*, *E. faecalis* prouvent que l'eau de la rivière Moutcho serait plus polluée que celle du fleuve Agnéby. Cette pollution s'explique par la forte fréquentation de cette rivière par les populations comparativement au fleuve.

CONCLUSION

L'étude des paramètres physico-chimiques et microbiologiques ont permis de juger de la qualité des eaux de la rivière de Moutcho et du fleuve de l'Agnéby de la ville d'Agboville.

La stratégie adoptée pour cette étude était de :

-  réaliser des campagnes de prélèvement par repérage GPS des sites ;
-  déterminer les paramètres physico chimiques et microbiologiques ;
-  et comparer les résultats obtenus aux normes.

Les points de prélèvement du fleuve de l'Agnéby sont localisés selon la longitude de 004°12'944'' et la latitude de 005°56'380'' et ceux de la rivière de Moutcho selon la longitude de 005°57''610' et la latitude de 004°11''610'.

Il en ressort au plan physicochimique que ces deux eaux sont caractérisées par :

- une faible minéralisation (72,4 et 165,1 $\mu\text{s/cm}$),
- un pH moyen de 6,9 pratiquement neutre sur toute la période de mai à décembre 2018.

L'eau de la rivière s'est distinguée de l'eau du fleuve par l'élévation significative des valeurs paramétriques de turbidité, couleur, fer total, d'aluminium, nitrites, soufre, zinc, silice et de silicate.

Au plan microbiologique, l'eau de rivière Moutcho a fait l'objet d'une forte contamination fécale par la présence d'*Enterococcus faecalis* à des taux allant jusqu'à 15000 UFC/100 ml en juin 2018.

Au regard des normes ivoiriennes d'eaux de baignade, l'eau du fleuve Agnéby est donc de qualité satisfaisante par contre celle de la rivière Moutcho est de qualité non satisfaisante donc ne devrait pas être utilisée pour la baignade.

Une surveillance sanitaire de ces eaux s'impose en vue de garantir la santé de la population qui s'adonne à cette activité, ainsi qu'une actualisation de la norme ivoirienne pour permettre le contrôle de la qualité de ces eaux.

RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

✓ RECOMMANDATIONS

❖ Aux autorités administratives

- Réaliser des contrôles réguliers de l'eau de baignade en vue de détecter toute éventuelle contamination.
- Réaliser des programmes d'éducation sanitaire pour montrer les risques liés au péril fécal.
- Contrôler les cultures réalisées aux alentours de la rivière de Moutcho et du fleuve en veillant à l'utilisation rationnelle d'engrais chimiques.
- Sensibiliser la population à éviter le rejet des déchets domestiques dans les eaux de baignade
- Eduquer la population quant aux risques liés à la pratique de la baignade dans la rivière de Moutcho

❖ Aux populations

- Respecter les instructions fournies par les autorités administratives concernant l'utilisation de la baignade à certaines périodes de l'année.
- Eviter la consommation de ces eaux de baignade

❖ Dans les centres de santé

- Réaliser des campagnes de sensibilisation sur la préservation de la propreté du fleuve et de la rivière de Moutcho
- Être le relais entre les autorités administratives et les populations pour une meilleure prévention de maladies hydriques.

✓ PERSPECTIVES

- Réaliser une surveillance sanitaire des eaux de baignade d'Agboville
- Etendre les études à toutes les eaux de surface utilisées comme eau de baignade en Côte d'Ivoire
- Rechercher les métaux lourds et les pesticides dans les eaux

REFERENCES

1. **El Attiffi El Ouadrassi A.** La qualité microbiologique des eaux de baignade. [Thèse]. [Rabat]: Université Mohammed V- Souissi; 2011. 121p
2. **Rassou KK.** Etude des interactions entre les eaux souterraines et les eaux de surface dans le bassin cotier d'Oualidia [Thèse]. [Maroc]: Université Cadi Ayyad, Faculté des Sciences Sémlalia - Marrakech; 2009. 214p
3. Eaux de loisirs : les baignades | Anses - Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail [Internet]. [cité 11 mai 2019]. Disponible sur: <https://www.anses.fr/fr/content/eaux-de-loisirs-les-baignades>
4. Ministère de la santé et de la protection sociale, République de Côte d'Ivoire. Arrêté fixant les normes sanitaires des piscines, baignades aménagées et bassins de natation ouverts au public. 74/MSPS/INHP mars 25, 1993. 11p.
5. **Kamara A.** Caractérisation des eaux de baignade de de la ville d'Agboville: cas du fleuve de l'AGNEBY et de la rivière MOUTCHO. [Thèse Pharmacie]. [Abidjan, Cote d'Ivoire]: Université Felix Houphouet Boigny de Cocody; 2018. 104p.
6. **Festy B, Hartemann P, Ledrans M, Levallois P, Payment P, Tricard D.** Qualité de l'eau. In: Qualité de l'eau. Environ Santé Publique-Fond Prat. Paris; 2003. 333-68.
7. **Prieto MD.** Recreation in coastal waters: health risks associated with bathing in sea water. J Epidemiol Community Health. 1 juin 2001;55(6):442-7.
8. **Odoulami L.** La problématique de l'eau potable et la santé humaine dans la ville de Cotonou (République du Bénin) [Thèse de Doctorat Unique]. [Bénin.]: Université d'Abomey-Calavi.; 2009. 97p.
9. **Adjagodo A, Agassounon Djikpo Tchibozo M, Kelome NC, Lawani R.** Flux des polluants liés aux activités anthropiques, risques sur les ressources en eau de surface et la chaine trophique à travers le monde : synthèse bibliographique. Int J Biol Chem Sci. 6 déc 2016;10(3):1459.
10. **Marchand M.** La contamination des eaux continentales par les micropolluants organiques. Rev Sci Eau. 1989;2(2):229.

11. **Boucheseiche C, Cremille E, Pelte T, Pojer K.** Pollution toxique et écotoxicologique: notions de base. Zone Atelier Bassin Rhône. 2002;(7):110.
12. **Omo-Irabor OO, Olobaniyi SB, Oduyemi K, Akunna J.** Surface and groundwater water quality assessment using multivariate analytical methods: A case study of the Western Niger Delta, Nigeria. Phys Chem Earth Parts ABC. janv 2008;33(8-13):666-73.
13. **Truchot MC, Chocat B, Cathelain M, Mares A, Mouchel JM.** La pollution due aux rejets urbains par temps de pluie : impacts sur les milieux récepteurs. Houille Blanche. févr 1994;(1-2):97-105.
14. **Guentri S, Rahmania F.** Contribution à la connaissance de la remontée et la pollution des eaux. Editions Universitaires Européennes. 2015. 108 p.
15. **Belhadj S, Yahia -Dahmana S.** Analyse de la qualité de l'eau suivant les normes de potabilité de quelques sources naturelle dans la commune de Feraoun (Wilaya Bejaia). [Master]. [Algérie]: Abderrahmane Mira-Bejaia; 2018. 63p.
16. **Kengni L, Tematio P, Filalirharrassi K, Ngueke JT, Tsafack EI, Mboumi TL, et al.** Pollution des eaux superficielles et des nappes en milieu urbain: cas de la zone industrielle de Douala-Bassa (Cameroun). Int J Biol Chem Sci. 2012;6(4):1838–1853.
17. **Bhattacharya P, Sracek O, Eldvall B, Asklund R, Barmen G, Jacks G, et al.** Hydrogeochemical study on the contamination of water resources in a part of Tarkwa mining area, Western Ghana. J Afr Earth Sci. 2012;66:72–84.
18. **Bliefert C, Perraud R.** Chimie de l'environnement: Air, eau, sols, déchets. 2^e éd. Bruxelles: De Boeck Supérieur; 2008. 478 p.
19. **Benderbouz H, Felahi K.** Contribution a L'étude physico-chimique et microbiologique des eaux de baignades (Salamandre _ Stidia) [Master]. [Algérie]: Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem; 2018. 126p.
20. **Bensefa-Colas L, Andujar P, Descatha A.** Intoxication par le mercure. Rev Médecine Interne. juill 2011;32(7):416-24.
21. **Korajkic A, McMinn BR, Harwood VJ.** Relationships between microbial indicators and pathogens in recreational water settings. Int J Environ Res Public Health. déc 2018;15(12):2842.

22. **Ajeegah GA.** Occurrence of bacteria, protozoans and metazoans in waters from two semi-urbanized areas of Cameroon. *Ecohydrol Hydrobiol.* janv 2013;13(3):218-25.
23. **Hlavsa MC, Roberts VA, Kahler AM, Hilborn ED, Wade TJ, Backer LC, et al.** Recreational water-associated disease outbreaks - United States, 2009–2010. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep.* 10 janv 2014;63(1):6-10.
24. **Lenoble V.** Elimination de l'Arsenic pour la production d'eau potable:oxydation chimique et adsorption sur des substrats solides innovants. :177.
25. **Guzman-Herrador B, Carlander A, Ethelberg S, Blasio BF de, Kuusi M, Lund V, et al.** Waterborne outbreaks in the Nordic countries, 1998 to 2012. *Eurosurveillance.* 18 juin 2015;20(24):21160.
26. **Dubreil J, Diplôme I, St Grégoire ST, Le Saout M, Legeas M.** Réflexion sur la notion d'indicateur de risques sanitaires liés au rejet d'eaux usées en milieu littoral. *Mém Fin D'études Form Ing Génie Sanit.* 2000;2001(2).
27. **Havelaar AH, Pot-Hogbeem WM, Furuse K, Pot R, Hormann MP.** F-specific RNA bacteriophages and sensitive host strains in faeces and wastewater of human and animal origin. *J Appl Bacteriol.* juill 1990;69(1):30-7.
28. **Benyahya M, Bohatier J, Laveran H, Senaud J, Ettayebi M.** Les virus des eaux usées et leur élimination au cours des traitements des effluents pollués. *L'Année Biol.* avr 1998;37(2):95-105.
29. **Duran AE, Muniesa M, Mendez X, Valero F, Lucena F, Jofre J.** Removal and inactivation of indicator bacteriophages in fresh waters. *J Appl Microbiol.* févr 2002;92(2):338-47.
30. **Fatemeh D, Reza ZM, Mohammad A, Salomeh K, Reza AG, Hossein S, et al.** Rapid detection of coliforms in drinking water of Arak city using multiplex PCR method in comparison with the standard method of culture (Most Probably Number). *Asian Pac J Trop Biomed.* 1 mai 2014;4(5):404-9.
31. **Rompré A, Servais P, Baudart J, de-Roubin M-R, Laurent P.** Detection and enumeration of coliforms in drinking water: current methods and emerging approaches. *J Microbiol Methods.* 1 mars 2002;49(1):31-54.
32. **Tissier A.** Evaluation de l'état de viabilité et du pouvoir d'infectiosité de trois micro-organismes pathogènes pour l'homme (bactérie: *Campylobacter*,

- virus: Adenovirus et parasite: *Cryptosporidium*) détectés dans des échantillons d'eaux destinées à des fins alimentaires [PhD Thesis]. Université de Lorraine; 2012. 368p.
33. **Lecellier A.** Détection, caractérisation et identification des moisissures par spectroscopie vibrationnelle infrarouge et Raman. [PhD Thesis]. [France]: Reims Champagne-Ardenne; 2013. 196p.
34. **Rodier J.** L'analyse de l'eau: eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer: chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie. 8ème édition. Dunod; 2005. 1381 p.
35. **Lansing MP, John PH, Donald K, Christopher JW.** Microbiologie. 4^e éd. 2013. 1184 p.
36. **Servais P, Billen G, Tamara GA, George I, Goncalvez A, Thibert S.** La contamination microbienne des eaux du bassin de la Seine. Eau Seine Normandie Programme PIREN-SEINE. 2009;
37. **Hounsou M, Agbossou E, Ahamide B, Akponikpe I.** Qualité bactériologique de l'eau du bassin de l'Ouémé: cas des coliformes totaux et fécaux dans les retenues d'eau de l'Okpara, de Djougou et de Savalou au Bénin. Int J Biol Chem Sci. 1 janv 2010;4(2).
38. **Vandermeersch S.** Etude comparative de l'efficacité des traitements d'épuration des eaux usées pour l'élimination des micro-organismes pathogènes. Mém En Gest L'Environnement L'Université Libre Brux. 2006; 81p.
39. **Rees G, Bartram J.** Monitoring bathing waters: a practical guide to the design and implementation of assessments and monitoring programmes. CRC Press; 2002.
40. **Bodo K, Singleton H, Williamson D, Stewardship MW, Fury D, Paterson R, et al.** Recommandations au sujet de la qualité des eaux utilisées à des fins récréatives au Canada–Troisième édition.
41. **Beldjilali F, Arab A.** Etude comparative des paramètres physico-chimiques et bactériologique des eaux de barrage Kramis et des eaux de source naturelle Ain sidi abd elkader. 2018;
42. Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec, Détermination du pH : méthode électrométrique. Ministère Environnement Qué. 2005;MA. 100-pH 1.1:12p.

43. **Hannouche A, Chebbo G, Ruban G, Tassin B, Joannis C.** Relation entre la turbidité et les matières en suspension en réseau d'assainissement unitaire. *Tech Sci Méthodes*. 2011;2010(10):42–51.
44. **BENBOUZID H.** Analyse physico-chimique et bactériologique de l'eau de source dans la localité de «Abdelmelek Ramdane». 2017;
45. Centre d'Expertise En Analyse Environnementale du Québec - Google Scholar. [Internet]. [cité 7 mai 2019]. Disponible sur : <https://scholar.google.fr/scholar.fr>
46. **Belghiti M.L, CHahlaoui A, Bengoumi D, EL moustaine R.** Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux souterraines de la nappe plio-quadernaire dans la région de Meknès (Maroc). 2013. 21-36.
47. **Rodier J, Legube B, Merlet N.** L'analyse de l'eau. 9th édition. Paris: Dunod; 2009. 1526 p.
48. Évaluation de la qualité physico-chimique et du niveau de contamination métallique (Cd, Pb, Zn) des rejets d'eaux usées d'Oran et de Mostaganem (littoral Ouest algérien).
49. Weltgesundheitsorganisation, éditeur. Directives de qualité de l'eau de boisson. 1: Recommandations. Genève; 1985. 129 p.
50. **McNeely RN, Neimanis VP, Dwyer L.** Water quality sourcebook: a guide to water quality parameters. In: Water quality sourcebook: a guide to water quality parameters. Environment Canada; 1979.
51. **Robin M, Hauhouot C.** Les risques naturels côtiers en Côte d'Ivoire. *Cah Nantais*. 1999;(51):169–183.
52. **Dovonou F, Aina M, Boukari M, Alassane A.** Pollution physico-chimique et bactériologique d'un écosystème aquatique et ses risques écotoxicologiques: Cas du lac Nokoue au Sud Benin. *Int J Biol Chem Sci*. 1 janv 2011;5(4):1590-1602-1602.
53. **Organization WH.** Guidelines for Drinking-water Quality. Third Edition. Vol. 1. Genève: World Health Organization; 2004. 538 p.

TABLE DE MATIERE

DEDICACES.....	XVI
REMERCIEMENTS	XXI
LISTE DES TABLEAUX.....	XXVIII
LISTE DES FIGURES	XXIX
ABREVIATION-ACRONYMES	XXXI
INTRODUCTION.....	1
Premier Partie : REVUE DE LA LITTÉRATURE	4
I. Généralités sur les eaux de loisir	5
I-1. Définition	5
I-2. Différentes eaux de loisir	5
II. Eaux de baignade	5
II-1. Baignades	5
II-2. Pollution des eaux de baignade	6
II-2-1. Pollution chimique.....	7
II-2-1-1. Pesticides chlorés	8
II-2-1-2. Hydrocarbures.....	8
II-2-1-3. Métaux lourds	9
II-2-2. Pollution microbiologique	10
II-2-2-1. Différents types de germes	11
II-2-2-1-1. Parasites.....	11
II-2-2-1-2. Bactéries.....	11
II-2-2-1-3. Champignons	11

II-2-2-1-4. Virus	12
II-3. Risques sanitaires liée aux eaux de baignade.....	14
II-4. Contrôle qualité des eaux de baignade	15
II-4-1. Contrôle microbiologique.....	15
II-4-1-1. Méthodes de recherche des germes	15
II-4-1-1-1. Recherche des bactéries	15
II-4-1-1-1-1. Méthodes classiques	15
II-4-1-1-1-2. Méthodes enzymatiques	16
II-4-1-1-1-3. Méthodes moléculaires.....	17
II-4-1-1-2. Recherche des virus	17
II-4-1-1-3. Recherche de cryptosporidies et des champignons.....	17
II-4-1-2. Germes recherchés au cours du contrôle de la qualité de l'eau	18
II-4-1-3. Bactéries indicatrices de contamination fécale.....	18
II-4-1-3-1. Coliformes totaux.....	19
II-4-1-3-2. Coliformes thermotolérants	20
II-4-1-3-3. Entérocoques	20
II-4-1-3-4. Bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR).....	21
II-4-2. Contrôle physico-chimique.....	23
II-4-2-1. Température	23
II-4-2-2. Potentiel d'Hydrogène (pH)	23
II-4-2-3. Turbidité.....	23
II-4-2-4. Conductivité électrique	24
II-4-2-5. Matières azotées.....	24

II-4-2-6. Paramètres indésirables.....	24
Deuxième Partie : ETUDE EXPERIMENTALE.....	25
I. MATERIEL ET METHODES	26
I-1. Type, cadre et durée de l'étude.....	26
I-2. Matériel.....	27
I-2-1. Appareillage	27
I-2-2. Réactifs.....	28
I-3. Méthodes.....	29
I-3-1. Géolocalisation de la rivière de Moutcho et du fleuve Agneby: repérages par GPS	29
I-3-1-1. Principe de fonctionnement du GPS	29
I-3-1-2. Mode opératoire du GPS	29
I-3-1-3. Campagne de prélèvement des échantillons d'eau	30
I-4. Analyse des paramètres organoleptiques et physico-chimiques	31
I-4-1. Méthodes de prélèvement, transport et conservation des échantillons	31
I-4-1-1. Critères de choix des sites de prélèvement	31
I-4-1-2. Echantillonnage.....	32
I-4-1-3. Mode de prélèvements des échantillons.....	32
I-4-1-4. Suivi des échantillons.....	33
I-4-2. Analyses des échantillons	33
I-4-2-1. Analyses organoleptiques et physicochimiques.....	33
I-4-2-1-1. Analyse des paramètres organoleptiques	33
I-4-2-1-2. Analyse physico-chimique	35

I-4-2-2. Analyse microbiologique	48
I-4-2-2-1. Description de la méthode par la membrane filtrante	48
I-4-2-2-2. Les coliformes totaux et thermo tolérants	50
I-4-2-2-3. Dénombrement des streptocoques fécaux	51
I-4-2-2-4. Recherche des spores de micro- organismes anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) par filtration sur membrane	51
I-4-2-2-5. Dénombrement des vibrions.....	52
I-4-2-2-6. Dénombrement des salmonelles	52
I-4-2-2-7. Dénombrement des pseudomonas	53
I-4-2-2-8. Dénombrement des levures et moisissures	53
I-4-2-2-9. Dénombrement des staphylocoques	53
I-4-2-2-10. Dénombrement des légionnelles	54
I-4-3. L'analyse statistique.....	54
II. RESULTATS	56
II-1. Campagne de prélèvement des échantillons d'eau.....	56
II-1-1. Paramètres organoleptiques et physico-chimiques du fleuve Agnéby	56
II-1-2. Paramètres organoleptiques et physico-chimiques de la rivière Moutcho	56
II-1-3. Evolution globale des paramètres en fonction de la période.....	59
II-1-4. Comparaison de moyennes des différents paramètres physico- chimiques	65
II-2. Analyse microbiologique	72
II-2-1. Microbiologie du fleuve Agnéby.....	72

II-2-2. Microbiologie de la Rivière Moutcho	72
II-2-3. Comparaison de la microbiologie des eaux.....	73
II-3. Comparaison des valeurs des paramètres des eaux aux normes d'eau de baignade.....	74
II-3-1-1. Comparaison aux normes ivoiriennes.....	74
II-3-1-2. Comparaison aux normes algériennes	75
II-3-1-3. Comparaison aux normes américaines et canadiennes	76
II-3-1-4. Comparaison aux normes européennes et OMS.....	77
III. DISCUSSION	78
III-1. Caractérisation des deux sources d'eau	78
III-2. Comparaison aux normes d'eaux de baignade.....	81
CONCLUSION	83
RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	85
REFERENCES	88
TABLE DE MATIERE	94

RESUME

Introduction

Les eaux de baignade regroupent toutes les eaux où l'activité de baignade est autorisée, c'est - à-dire, aussi bien la baignade en mer que la baignade en eau douce (rivières, lacs et plans d'eau naturels, barrages). La présente étude concerne les eaux de baignade de la ville d'Agboville, dont l'objectif était de caractériser ces eaux de baignades pour apprécier le risque sanitaire encouru par les populations qui s'y baignent.

Méthodes

La méthodologie a consisté à réaliser huit campagnes de prélèvement bien distinctes : de mai à décembre 2018, à raison d'un prélèvement mensuel par point de prélèvement. Sur ces échantillons, les paramètres physico-chimiques classiques ont été déterminés par méthodes électrochimiques, spectrophotométries et colorimétriques et l'analyse microbiologique a été réalisée par la technique de filtration sur membrane.

Résultats

Les points de prélèvement du fleuve de l'Agnéby ont été localisés selon la longitude de 004°12'944'' et la latitude de 005°56'380'' et ceux de la rivière de Moutcho selon la longitude de 005°57''610' et la latitude de 004°11''610'. Les techniques d'analyse statistique descriptive utilisées ont permis d'exploiter les résultats. Au plan physico-chimiques l'eau de la rivière s'est distinguée de l'eau du fleuve par des teneurs plus élevées de turbidité, couleur, sulfates, phosphates, soufre, phosphore et faible de conductivité, température, sodium, magnésium. Ces deux eaux étaient faiblement minéralisées. Au plan microbiologique, l'eau du fleuve Agnéby était 100% conforme à la norme ivoirienne et 50% non-conforme à la norme algérienne. Par contre, celle-ci était non-conforme aux autres normes (canadiennes, américaines, OMS et européennes). La qualité de l'eau de la rivière Moutcho est inadéquate à la baignade.

L'eau de baignade de la rivière Moutcho est de qualité non satisfaisante pour la baignade que celle du fleuve Agnéby sur le plan microbiologique. Une surveillance sanitaire de ces eaux s'impose pour garantir la santé de la population qui s'adonne à cette activité.

Mots clés : Eaux de baignade, Qualité, Physico-chimie, Microbiologie.