

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

جامعة 20 أوت 1955-سكيكدة

UNIVERSITE 20 AOÛT 1955-SKIKDA



Faculté des Sciences

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire Présenté en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Filière : Sciences Biologiques

Option : Microbiologie appliquée

Intitulé

**Caractérisation des souches bactériennes pathogènes
isolées à partir de la monnaie en circulation dans la
wilaya de Skikda**

Présenté Par : Bendedjedou Ikram

Boughareb Dikra

Bendjaballah Amani

Ben moussa Chaima

Membres de Jury :

Dr. Bendjamaa A	MCA	Président	Université 20 août 1955-Skikda
Dr. Boudeffa K	MCA	Directeur de mémoire	Université 20 août 1955-Skikda
Dr. Hmaidi A	MAB	Examineur	Université 20 août 1955-Skikda
Dr. Bougouizi A	Docteur	Co-Directrice de mémoire	Université 20 août 1955-Skikda

Année universitaire 2024/2025



Remerciements



Grâce à Dieu, par Sa bénédiction les œuvres s'accomplissent, et par Son aide les difficultés se surmontent.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à **Dr Boudeffa Khaled**, directeur principal de ce travail, pour son encadrement et son accompagnement tout au long de notre parcours.

Nous ne saurions également passer sous silence l'apport inestimable de **Dr Bougouzi Amina**, co-encadrante de ce mémoire, qui a été un véritable pilier durant toute cette aventure. Elle nous a soutenues pas à pas, à travers ses corrections rigoureuses, ses remarques pertinentes et son assistance constante, avec une patience et une bienveillance exemplaires. Son implication a eu un impact décisif dans l'aboutissement de ce travail.

Nous tenons également à remercier les membres du jury pour avoir accepté d'évaluer ce travail. Nos sincères remerciements vont au Président du jury, **Dr. Bendjamaa A** ainsi qu'à l'examineur, **Dr. Hmaidi A** pour leur disponibilité et l'honneur qu'ils nous font en acceptant de faire partie du jury.

Nos remerciements les plus sincères s'adressent aussi à Monsieur **Ben Djaballah Boubekour**, père de notre camarade, dont l'intervention – après la volonté divine – a été déterminante pour nous ouvrir les portes de ce stage. Grâce à son soutien et à son implication directe, nous avons pu intégrer un environnement professionnel et scientifique motivant et enrichissant.

Il a toujours été un modèle de dévouement, veillant à notre intérêt avec un engagement sans faille. Son assistance dans les démarches administratives et son appui constant ont été d'un grand réconfort tout au long de la période du stage. Qu'il trouve ici l'expression de notre profonde reconnaissance et nos vœux sincères de réussite et de bénédictions.

Nous remercions également **Monsieur Mechhoud Hssan**, Directeur de l'Hôpital Mohamed Dandan d'Azazga, ainsi que **Monsieur Boustata Abdelrahmane**, Directeur des ressources humaines, pour nous avoir offert l'opportunité d'effectuer notre stage au sein du laboratoire de l'établissement, et pour les conditions favorables mises à notre disposition.

Nos remerciements les plus chaleureux vont aussi à **Madame Memloukh Hayet**, cheffe de laboratoire, pour sa coopération constante, l'atmosphère propice qu'elle a su instaurer, ainsi que ses conseils judicieux et son aide précieuse à chaque étape.

Qu'Allah vous récompense tous généreusement et vous accorde réussite et prospérité.



Dédicace

Avant tout, je rends grâce à Allah, Le Tout-Puissant, avec une louange digne de Sa majesté et de Sa grandeur, pour m'avoir guidée jusqu'à ce jour où je récolte enfin le fruit de mes efforts et de mes années de labeur. Louange à Lui jusqu'à ce que la louange atteigne sa perfection.

À ma mère et à mon père, source d'amour véritable et secret de cette réussite...

Maman, chaleur de mon cœur et source de sérénité, ton amour et tes prières ont illuminé chacun de mes pas.

Papa, mon véritable pilier, toi qui as supporté les difficultés à ma place et m'as toujours soutenue avec patience et générosité...

Je vous dédie ce travail, fruit de vos sacrifices. Ce que j'ai atteint aujourd'hui est l'écho de votre dévouement sans limite. Merci du fond du cœur... Mon amour pour vous ne peut être contenu dans des mots.

À mes chers frères : Oussama, Younes et la petite dernière Nour Jana, compagnons de route et de moments partagés.

À ma grand-mère adorée, dont les prières ont toujours été une lumière dans mon chemin.

À l'âme de ma défunte grand-mère (maternelle de mon père), ma précieuse disparue, partie trop tôt mais dont l'amour et les prières sont gravés dans mon cœur...

Si tu étais encore là, ton étreinte aurait été mon refuge. Qu'Allah t'accorde Sa miséricorde et le paradis pour demeure.

À mes chères tantes, toujours là pour moi avec tendresse et générosité,

et en particulier à ma petite tante, qui a été pour moi comme une grande sœur.

À toute ma famille,

et à mes fidèles amies, soutien précieux dans les moments de pression et de fatigue, notamment mon amie proche Dounia, toujours présente, telle une sœur, une confidente, une source de réconfort.

À tous ceux qui ont cru en moi et m'ont accompagnée avec bienveillance,

Je vous dédie ce travail en gage de gratitude et

Dékra



Dédicace

Je rends grâce à Dieu, d'une louange digne de Sa majesté et de Sa grandeur, pour m'avoir accordé la réussite dans ce parcours, ainsi que la patience et la force qui m'ont permis d'atteindre ce moment tant attendu.

À celle dont les prières ont été le secret de ma réussite, et dont le sourire a toujours apaisé mon âme...

À ma chère mère, source de tendresse et havre de sécurité,

Je te dédie ce travail, à toi car tu es la lumière qui a illuminé mon chemin et la prière qui m'a porté vers le succès.

À mon cher père, mon premier modèle et source de force, Tu as été ce pilier inébranlable, ce don inestimable. Tu as tout supporté en silence, toujours présent sans jamais montrer ta fatigue. Je t'adresse tout mon amour et ma reconnaissance, et je t'offre le fruit de cette réalisation en gage de gratitude et de respect.

À mes frères Fawzi et Yahia, et à ma sœur Nesrine, compagnons de cœur et de route, vous avez toujours été mon soutien, et vos sourires m'ont réconfortée dans les moments difficiles.

À ma douce grand-mère, tes prières ont été un soutien discret mais précieux...

À mes chères tantes, qui ont toujours été pour moi un refuge chaleureux et une main tendue en toutes circonstances,

Et tout particulièrement à ma tante Ahlam, qui ne m'a jamais abandonnée, et a été pour moi une seconde mère, un appui constant dans toutes les épreuves.

À tous ceux qui m'ont soutenue, ne serait-ce que par un mot bienveillant,

À mes professeurs estimés, et à tous ceux qui ont contribué à mon chemin, tant sur le plan académique que moral.

Et à mon amie Chaïma, compagne de cinq années d'études et de partages,

Avec qui j'ai vécu chaque moment, dans ses joies comme dans ses peines,

Tu as été une sœur que la vie m'a offerte, née des circonstances et des épreuves.

À tous ceux qui ont cru en moi un jour et m'ont accompagnée avec affection,

Je vous dédie ce travail, en signe de reconnaissance, de fidélité et de profonde gratitude.

Amani



Dédicace

Un Hommage du Fond du Cœur

À ma chère Mère, ô dame de l'existence et source de tendresse, cette réussite est le fruit de tes prières sincères et de la force que j'ai puisée en toi. Aucun mot ne peut décrire l'étendue de mon amour et de ma gratitude.

À mon cher Père, ô mon pilier et la colonne de ma maison, tu as semé en moi les valeurs de la persévérance et de la patience. Ce succès n'est qu'une infime goutte dans l'océan de ta générosité et de tes sacrifices. Je prie Dieu de bénir ta vie et de te donner la santé.

À mes frères et sœurs, ô mon soutien et ma force, vous êtes les compagnons de ma route et le refuge de mon âme. Je vous exprime tout mon amour et ma gratitude pour votre soutien indéfectible.

À mon cher neveu, ô fleur de l'innocence et brise de l'âme, je prie Dieu de te protéger et de te combler de bienfaits et de bonheur.

À mon cher Époux, ô mon partenaire de vie et la lumière de mes yeux, tu as été le meilleur soutien et la meilleure aide dans ce parcours difficile. Sans ta présence et tes encouragements constants, je n'aurais jamais atteint cet objectif. Ton grand cœur est le véritable secret de chacun de mes succès. Merci pour tout ton amour, ton soutien et tes sacrifices.

À mes chères amies, ô partenaires d'étude et camarades de parcours académique, vous avez partagé avec moi les longues nuits d'étude et les rires de la réussite.

Et tout particulièrement, à mon âme sœur et compagne de route, Amani, durant ces longues années universitaires inoubliables, tu ne m'as jamais déçue et tu as été la sœur, l'amie et le véritable soutien à chaque instant. Je te dédie une part non négligeable de ce succès, car tu as une place spéciale dans mon cœur que ni le temps ni les distances ne pourront altérer, elle ne fera que s'enraciner davantage au fil des jours.

Chaiima



Dédicace

Tout d'abord, je remercie Dieu Tout-Puissant, qui m'a donné la force, la détermination et la volonté, et m'a permis d'atteindre cette étape, comme Il l'a dit dans Son Livre Saint :

« Allah élèvera en degrés ceux d'entre vous qui ont cru et ceux à qui le savoir a été donné. »

Aujourd'hui, je tourne une page de ma vie, après un long parcours fait de nuits blanches et de persévérance. Je me tiens au seuil de l'obtention du diplôme, les yeux remplis de larmes de joie, le cœur illuminé par l'espoir.

Je dédie ce travail :

À moi-même, qui ai cru, patienté, persévéré et surmonté les difficultés sans jamais abandonner. Ce couronnement est le fruit de l'effort et de la foi. Je suis fière de ce que j'ai accompli par la grâce de Dieu.

À celle dont les prières ont été la lumière de mon chemin, le soutien de mon cœur et le refuge de mon âme... à ma mère bien-aimée, que les mots ne pourront jamais remercier comme il se doit. À toi seule, je dédie ce succès. Que Dieu le place dans la balance de tes bonnes actions, te protège et te comble, car tu es le paradis et la bénédiction de ma vie.

À mon père, ma fierté et mon pilier, qui m'a tant donné sans rien attendre en retour, et m'a inculqué l'amour du savoir et la valeur de la patience. À toi, toute ma reconnaissance. Que Dieu fasse de ce succès une récompense pour ta patience et tes sacrifices.

À ma chère sœur, douce étreinte et mot bienveillant, merci pour ton amour et ta tendresse.

À mes frères, Mohamed Islam et Saifuddin, vos prières et votre soutien ont été la lumière qui a accompagné chacun de mes pas.

À ma nièce, Maryam Radina, fleur de mon cœur, ton rire illumine mes journées. Je t'offre ce succès, de mon petit cœur au tien, si grand.

À ma famille bien-aimée, avec tout mon amour et ma profonde reconnaissance, cette réussite est autant la vôtre que la mienne.

Louange à Dieu, qui a facilité les débuts, béni les efforts, et permis l'accomplissement.

Ô Allah, fais que ce travail soit uniquement pour ta face honorable, accorde-moi le bénéfice de ce que tu m'as enseigné, enseigne-moi ce qui me profite, fais que ce soit un argument pour moi et non contre moi, et fais que ce travail soit uniquement pour ta face honorable.

Ikram

Table des matières

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale18

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1	Définition des bactéries pathogènes	3
2	Classification des bactéries selon la Coloration de Gram	3
2.1	Les bactéries à Gram positif	3
2.1.1	<i>Staphylococcus</i>	3
2.2	Les bactéries Gram négatif	4
2.2.1	Les entérobactéries	5
3	La famille des bêta-lactamines	9
3.1	Mécanismes de résistance bactérienne aux bêta-lactamines.....	10
3.1.1	Résistance non enzymatique.....	10
3.1.2	Résistance enzymatique.....	10
4	La monnaie algérienne (Le dinar algérien)	11
4.1	Types de monnaie en circulation.....	11
5	La monnaie comme vecteur potentiel de transmission microbienne	14
5.1	Facteurs influençant la contamination de la monnaie	15
5.2	Persistance des pathogènes sur les surfaces inertes	15
5.2.1	Survie des bactéries sur les billets de banque.....	16
6	Risques sanitaires liés à la contamination de la monnaie	16
7	Mesures essentielles pour limiter la transmission des infections	17

Chapitre II : Matériel et Méthodes

1	Matériel utilisé.....	18
2	Échantillonnage	22
3	Enrichissement en milieu BrainHeart Infusion Broth (BHIB).....	23
4	Recherche des souches d'entérobactéries productrices de β -lactamases	24
4.1	Préparation des solution stock d'antibiotique	24
4.1.1	Préparation de la solution stock de céfotaxime à 1 mg/ml	24
4.1.2	Préparation de la solution stock d'ertapénème à 0,5 mg/ml.....	24
4.1.3	Préparation de la solution stock de vancomycine à 10mg/ml.....	24
4.1.4	Préparation des milieux d'isolement	25
5	Ensemencement des milieux d'isolement	26
6	Purification et conservation des souches	26
7	Identification bactérienne.....	27
7.1	Identification par examen macroscopique	27
7.2	Identification par examen microscopique après coloration de Gram.....	27
7.3	Identification biochimique	28
7.3.1	Identification biochimique à l'aide de la galerie API 20 E	28
7.3.2	Test coagulase.....	28
7.3.3	Test Catalase	29
7.3.4	Test de Mannitol	29
8	Test de sensibilité aux antibiotiques	30
8.1	Méthode de diffusion des disques sur gélose Mueller Hinton.....	30
8.2	Antibiogramme à l'aide du système automatique Vitek 2.....	31
9	Détection phénotypique de la production β -lactamases à spectre étendu (BLSE).....	33

Chapitre III : Résultats

1	Répartition selon la croissance bactérienne sur milieux sélectifs	34
2	Répartition des souches selon l'origine de l'argent prélevé.....	35

3	Répartition des cultures positive selon le type de support monétaire (pièces ou billets) .	36
4	Identification bactérienne	37
4.1	Orientation préliminaire sur milieu ChromAgar™ Orientation	37
4.2	Identification macroscopique	37
4.3	Identification microscopique après coloration de Gram	39
4.4	Identification biochimique	40
4.4.1	Identification biochimique des isolats sur milieu MacConkey	40
4.4.2	Identification biochimique des isolats sur Milieu Chapman	41
5	Antibiogramme	43
5.1	Résistance aux antibiotiques des souches d'entérobactérie	43
5.2	Résistance aux antibiotiques des souches de <i>Staphylococcus aureus</i>	43
6	Détection de la production de β -lactamase à spectre élargi (BLSE)	44
	Chapitre IV : Discussion	45
	Conclusion et perspectives	50
	Références bibliographiques	
	Annexes	
	Résumé	

Résumé

Bien que la monnaie soit reconnue comme un vecteur potentiel de transmission microbienne, aucune étude de ce type n'avait encore été réalisée dans la wilaya de Skikda. Ce travail visait à évaluer le risque microbiologique associé à la circulation de la monnaie. Un total de 77 échantillons (10 billets et 67 lots de pièces métalliques) a été collecté entre mars et mai 2025 à partir de sites publics très fréquentés. Les échantillons ont été ensemencés sur des milieux sélectifs avec ou sans antibiotiques. Les isolats ont été identifiés par des examens macroscopiques, microscopiques et des tests biochimiques, et la sensibilité aux antibiotiques a été évaluée. Aucun germe n'a été isolé des billets. En revanche, un total 83 souches ont été identifiées à partir des pièces, dont 78,3 % de staphylocoques (48,2 % *S. aureus*, 30,1 % *S. epidermidis*) et 21,7 % d'entérobactéries. Ces dernières provenaient principalement des pièces collectées en boucherie (87,5 %) et dans les transports publics (60 %). Des taux élevés de résistance ont été observés pour l'amoxicilline/acide clavulanique, la ceftazidime et le triméthoprim-sulfaméthoxazole. Une souche d'*E. coli* productrice de BLSE a été détectée. Ces résultats confirment le rôle potentiel des pièces de monnaie comme vecteur de bactéries multirésistantes et soulignent la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène lors de leur manipulation.

Mots-clés : Monnaie – Transmission bactérienne – Entérobactéries – Staphylocoques – Résistance aux antibiotiques – BLSE

Abstract

Although money is recognized as a potential vector for microbial transmission, no such study had previously been conducted in the Skikda province. This study aimed to assess the microbiological risk associated with the circulation of currency. A total of 77 samples (10 banknotes and 67 coin lots) were collected between March and May 2025 from highly frequented public sites. Samples were cultured on selective media with or without antibiotics. Isolates were identified through microscopic observation, biochemical tests, and antibiotic susceptibility testing. No bacterial growth was observed from banknotes. In contrast, 83 isolates were recovered from coins, including 78.3% staphylococci (78,3 % de staphylocoques (48,2 % *S. aureus*, 30,1 % *S. epidermidis*) and 21,7% Gram-negative Enterobacteriaceae. Most Enterobacteriaceae were isolated from coins collected in butcher shops (87.5%) and public transport (60%). High resistance rates were observed to amoxicillin/clavulanic acid, ceftazidime, and trimethoprim-sulfamethoxazole. One *E. coli* strain was confirmed to produce extended-spectrum β -lactamase (ESBL). These findings confirm that coins may serve as a reservoir for multidrug-resistant pathogenic bacteria and highlight the importance of strict hygiene measures during their handling.

Keywords: Money – Bacterial transmission – Enterobacteriaceae – Staphylococci – Antibiotic resistance – ESBL

على الرغم من أن النقود تُعتبر وسيطاً محتملاً لنقل الميكروبات، إلا أنه لم تُجرَ أي دراسة من هذا النوع في ولاية سكيكدة من قبل. هدفت هذه الدراسة إلى تقييم الخطر الميكروبيولوجي المرتبط بتداول النقود. تم جمع ما مجموعه 77 عينة (10 أوراق نقدية و67 مجموعة من القطع المعدنية) بين شهري مارس وماي 2025 من مواقع عمومية ذات كثافة بشرية عالية. تم زرع العينات على أوساط اختيارية مع أو بدون مضادات حيوية. تم تحديد العزلات من خلال الفحوصات الماكروسكوبية والمجهريّة والاختبارات البيوكيميائية، وتم تقييم حساسيتها للمضادات الحيوية. لم يُعزل أي جرثوم من الأوراق النقدية، في حين تم تحديد 83 عزلة من القطع النقدية، منها 78.3% من المكورات العنقودية (48,2% من العنقودية الذهبية، و30,1% من العنقودية البشروية) و21.7% من المعويات. وقد كانت هذه الأخيرة مستخلصة بشكل رئيسي من القطع النقدية المجمعة من محلات الجزارة (87.5%) ومن وسائل النقل العمومي (60%). تم تسجيل نسب عالية من المقاومة تجاه الأموكسيسيلين/حمض الكلافولانيك، السيفتازيديم والتريميثوبريم-سلفاميتوكسازول. كما تم اكتشاف عزلة واحدة من الإشريكية القولونية المنتجة للبيتالاكتاماز ذات الطيف الواسع. تؤكد هذه النتائج الدور المحتمل للنقود المعدنية كوسيط لنقل البكتيريا المتعددة المقاومة، وتبرز ضرورة تعزيز تدابير النظافة عند التعامل معها.

الكلمات المفتاحية: النقود – انتقال البكتيريا – المعويات – المكورات العنقودية – مقاومة المضادات الحيوية – بيتالاكتاماز ذات الطيف الواسع

Liste des figures

Figure 1: Prélèvements des pièces d'argent	22
Figure 2: Appareil Vitek2	32
Figure 3: Croissance bactérienne sur milieu MacConkey.	34
Figure 4: Culture négative sur milieu MacConkey avec ertapeneme	34
Figure 5: Culture positive sur milieu Chapman	35
Figure 6: Répartition des souches isolées sur gélose MacConkey selon la source des échantillons monétaires	36
Figure 7: Croissance bactérienne sur ChromAgar Orientation.	37
Figure 8: chez <i>Staphylococcus aureus</i>	41
Figure 9: Test BLSE positif	44

Liste des tableaux

Tableau 1: Caractéristiques techniques des pièces de monnaie algériennes actuellement en circulation	13
Tableau 2: Caractéristiques techniques des billets de banque algériens en circulation	14
Tableau 3: Matériel de paille (Consommable)	18
Tableau 4: Matériel de laboratoire	19
Tableau 5: Milieux, réactifs et outils d'identification bactériologique	20
Tableau 6: Origine des échantillons de pièces et billets collectés	23
Tableau 7: Liste des antibiotiques testés	30
Tableau 8: Croissance bactérienne observée sur les milieux sélectifs à partir des prélèvements de pièces et de billets	36
Tableau 9: Caractéristiques macroscopiques des colonies sur milieu MacConkey	38
Tableau 10: Caractéristiques macroscopiques des colonies sur milieu Chapman	39
Tableau 11: Résultats de l'observation microscopique après coloration de Gram	40
Tableau 12: Résultats des tests biochimiques (API 20 E) des souches isolées sur gélose MacConkey	42
Tableau 13: Profils de résistance aux antibiotiques des souches d'Entérobactéries	43
Tableau 14: Antibiogramme des souches de Staphylococcus aureus obtenu par le VITEK2	44

Liste des abréviations

Ac	Accueil
ADH	Arginine dihydrolase
AK	Amikacine
AMC	Amoxicilline/acide clavulanique
AMY	Amygdaline
Api20E	Analytical Profile Index
ARA	Arabinose
ATCC	American Type Culture Collection
ATM	Aztréonam
BHIB	Brain Heart Infusion Broth (milieu nutritif)
B	Boucherie
BLSE	Bêta-lactamase à spectre étendu
BOU	Boulangerie
Ca	Cafétéria
CAZ	Ceftazidime
C3G	Céphalosporines de troisième génération
CIT	Utilisation du citrate
CLSI	Clinical and Laboratory Standards Institute
CMI	Concentration Minimale Inhibitrice
CTX	Céfotaxime
Da	Distributeurs automatiques
DZD	Dinar algérien
ERT	Ertapénème
FEP	Céfépime
FH	Foyers – Hôpitaux
FOX	Cefoxitine
Fu	Foyers – Université
GEL	Gélatinase

GEN (CN)	Gentamicine
GLY	Glycérine
H₂S	Production de sulfure d'hydrogène
IND	Production d'indole
INO	Inositol
KPG	Carbapénémases
LDC	Lysine décarboxylase
LF	Magasins de fruits et légumes
MAN	Mannitol
MEL	Mélibiose
MR	Multirésistance
N	Nombre
NCCLS	National Committee for Laboratory Standards
ODC	Ornithine décarboxylase
ONPG	β-galactosidase
PAIZ	Pizzeria
PL	Vendeurs de produits laitiers
PLP	Protéines liant la pénicilline
POI	Poissonnerie
R	Souche résistante
RE	Restaurant
RHA	Rhamnose
Rr	Restaurant Régina
S	Souche sensible
SAC	Saccharose
SARM	<i>Staphylococcus aureus</i> résistant à la méthicilline
SOR	Sorbitol
SXT	Triméthoprim/sulfaméthoxazole
T	Transport

TDA	Tryptophane désaminase
Toi	Toilettes publiques
URE	Uréase
VAN	Vancomycine
VBT	Vendeur de bonbon traditionnel
VP	Réaction de Voges-Proskauer

Introduction générale

La monnaie constitue un support fondamental dans les transactions économiques et commerciales quotidiennes. Circulant entre les mains de millions de personnes dans divers contextes publics et privés, elle est particulièrement exposée à la contamination par une grande variété de micro-organismes, y compris des bactéries pathogènes à Gram positif et à Gram négatif, telles que les *Staphylococcus spp.* et les entérobactéries multirésistantes, notamment productrices de BLSE ou résistantes aux carbapénèmes (**Djouadi et al., 2020 ; Angelakis et al., 2014 ; Bendjama et al., 2020**).

Malgré l'essor progressif des paiements électroniques, les billets et les pièces de monnaie demeurent largement utilisés, notamment dans les pays en développement. Cette utilisation massive, associée à des conditions de manipulation souvent inappropriées, accroît le risque que la monnaie agisse comme un vecteur silencieux de maladies infectieuses (**Mhatre 2017**).

Plusieurs études ont mis en évidence la contamination des supports monétaires par divers agents environnementaux tels que la poussière, la sueur, la salive, les résidus alimentaires ou les particules d'eau. Ces éléments créent un environnement favorable à la survie et à la prolifération de micro-organismes, surtout en l'absence d'une hygiène rigoureuse, d'un stockage adéquat ou lors de manipulations répétées. Ce phénomène constitue un enjeu de santé publique, en particulier dans des lieux à forte fréquentation tels que les marchés, les hôpitaux, les transports en commun ou les établissements de restauration (**Alemu, 2014**).

L'émergence récente de crises sanitaires majeures, notamment la pandémie de COVID-19, a ravivé l'intérêt pour les voies de transmission indirecte des agents pathogènes, en mettant en lumière le rôle potentiel des surfaces inertes telles que la monnaie. Certaines populations, comme les personnes âgées, immunodéprimées ou atteintes de maladies chroniques, présentent une vulnérabilité accrue face à ces transmissions (**Mishu et al., 2024**).

Dans ce contexte, l'étude du rôle de la monnaie en tant que vecteur environnemental de transmission bactérienne revêt un intérêt particulier. Elle permet non seulement d'identifier les espèces microbiennes les plus fréquentes présentes sur ces supports, mais aussi d'évaluer les facteurs favorisant leur persistance et leur potentiel infectieux. Toutefois, la nature des micro-organismes circulant sur les monnaies dans la région de Skikda, ainsi que leur profil de résistance aux antibiotiques, reste peu documentée, notamment pour les entérobactéries

productrices de BLSE, les souches résistantes aux carbapénèmes et les staphylocoques isolés de ce type de support (**Oludur et al.,2014**).

À notre connaissance, aucune étude similaire n'a encore été réalisée dans cette région. Cette recherche constitue donc une première initiative locale visant à isoler et identifier les souches bactériennes à Gram positif et à Gram négatif, avec une attention particulière portée aux entérobactéries et aux *Staphylococcus spp.* présentes sur les billets et les pièces en circulation, à l'aide de méthodes microbiologiques, biochimiques et de tests de sensibilité aux antibiotiques par (**pal et Bhadada.,2020**).

Ce travail vise à attirer l'attention sur les risques sanitaires souvent ignorés liés à la manipulation de la monnaie et à proposer des recommandations pratiques afin de limiter la transmission d'agents pathogènes par ce support. Il cherche notamment à répondre aux questions suivantes :

- Quels sont les micro-organismes les plus fréquemment présents sur les monnaies en circulation dans la wilaya de Skikda ?
- Quels sont les facteurs favorisant leur présence et leur survie sur ces supports ?
- Quelles mesures préventives ou alternatives pourraient être envisagées pour limiter la transmission bactérienne par la monnaie dans la vie quotidienne ?

Ce mémoire est structuré en quatre chapitres principaux. Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique sur les bactéries pathogènes, en particulier les entérobactéries et les *Staphylococcus spp.*, ainsi que sur la monnaie en tant que vecteur potentiel de transmission microbienne. Il met en évidence les modes de contamination, la persistance des bactéries sur les surfaces monétaires et les risques sanitaires associés. Le deuxième chapitre décrit la méthodologie adoptée pour l'échantillonnage, l'isolement, l'identification des souches bactériennes et l'évaluation de leur sensibilité aux antibiotiques. Le troisième chapitre est consacré à la présentation descriptive des résultats obtenus au cours de l'étude. Le quatrième chapitre est consacré à une discussion approfondie des résultats, incluant une analyse comparative avec les données disponibles dans la littérature scientifique. Enfin, ce travail se termine par une conclusion générale qui résume les principaux résultats obtenus, met en évidence les implications sanitaires et formule des recommandations pratiques découlant de l'étude, tout en soulignant les perspectives futures de recherche.

Chapitre I :
Synthèse bibliographique

1 Définition des bactéries pathogènes

Les bactéries pathogènes sont des micro-organismes capables de provoquer des maladies chez l'homme en franchissant les barrières naturelles de l'hôte et en interférant avec ses mécanismes physiologiques (Pandey, 2024).

Elles englobent un large éventail d'espèces appartenant à différents genres, comme *Escherichia*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Staphylococcus* et *Pseudomonas*, tous impliqués dans diverses infections humaines (Guentzel, 1996).

Ces agents pathogènes peuvent être transmis par contact direct ou indirect, notamment via des objets fréquemment manipulés tels que les pièces de monnaie, les billets de banque ou les surfaces inertes, qui peuvent servir de vecteurs de transmission (Angelakis et al., 2014).

Leur implication est reconnue aussi bien dans les infections communautaires que dans les infections nosocomiales, où ils représentent une source majeure de morbidité, en particulier dans les milieux hospitaliers (Wolff et al., 2008).

La persistance de ces bactéries sur des surfaces comme l'argent favorise leur dissémination et constitue un enjeu de santé publique important, notamment en contexte d'hygiène déficiente (Mohamed et al., 2014).

2 Classification des bactéries selon la Coloration de Gram

La coloration de Gram est une technique de laboratoire utilisée en microbiologie pour différencier les bactéries en deux grands groupes, selon la composition de leur paroi cellulaire : les bactéries à Gram positif et les bactéries à Gram négatif.

2.1 Les bactéries à Gram positif

Les bactéries à Gram positif (BGP) constituent un groupe de microorganismes caractérisés par une paroi cellulaire épaisse, riche en peptidoglycane. Cette structure leur permet de retenir le cristal violet lors de la coloration de Gram, apparaissant ainsi en violet au microscope optique. Parmi les genres les plus significatifs sur le plan médical, on retrouve notamment *Staphylococcus*.

2.1.1 *Staphylococcus*

Staphylococcus aureus est un pathogène humain majeur, appartenant au genre *Staphylococcus*, caractérisé par une morphologie de coques sphériques d'environ 0,5 à 1 µm, regroupées en amas rappelant des grappes de raisin, et une coloration Gram positive due à sa paroi riche en peptidoglycane (Gherardi, 2023) Cette bactérie a la capacité de se développer en conditions aérobies et anaérobies facultatives, avec une température de croissance optimale comprise entre 30 et 37 °C. *S. aureus* forme des colonies opaques, rondes et souvent dorées (Sun et al., 2012 ; Medved'ová et al., 2019 ;Hall et Ji, 2013).

Les espèces du genre *Staphylococcus* se caractérisent biochimiquement par une activité catalase positive, ce qui permet de les distinguer des *Streptococcus*, catalase négatives. *Staphylococcus aureus* se différencie des autres espèces, comme *S. epidermidis*, par un test à la coagulase positif. En outre, la fermentation du glucose est généralement observée dans ce genre (Horiuchi et al.,2012 ; Pickering et al.,2021).

Cliniquement, *S. aureus* est impliqué dans une grande variété d'infections, notamment cutanées, respiratoires, endovasculaires et gastro-intestinales. *S. epidermidis* est souvent associé aux infections nosocomiales liées aux dispositifs médicaux, tandis que *S. saprophyticus* est fréquemment isolé dans les infections urinaires, en particulier chez les femmes jeunes (Tong et al., 2015 ; McCann et al., 2008).

La résistance à la méthicilline, largement répandue chez *S. aureus* (SARM), constitue un défi thérapeutique majeur, nécessitant un suivi par antibiogrammes pour orienter un traitement efficace (Assefa et Al ;zmayehu,2023).

Bien que certaines souches fassent partie du microbiote cutané normal, leur potentiel pathogène demeure élevé. Par ailleurs, plusieurs études ont mis en évidence la présence de *S. aureus* et *S. epidermidis* à la surface des monnaies, qu'elles soient en métal ou en papier, dans différents pays, suggérant leur rôle possible dans la transmission croisée de pathogènes via les pièces et billets (El-Dars et Hassan, 2005 ; Basavarajappa et al., 2005).

2.2 Les bactéries Gram négatif

Les bactéries Gram négatives (BGN)se caractérisent par une paroi cellulaire fine composée d'une couche mince de peptidoglycane entourée d'une membrane externe contenant des lipopolysaccharides (LPS). Elles apparaissent roses ou rouges après la coloration de Gram. Ces bactéries sont souvent en forme de bacilles (bâtonnets) et

comprennent plusieurs familles importantes, notamment les entérobactéries (**Rapp et Record, 2001 ; Nikaido, 2009**).

2.2.1 Les entérobactéries

Les entérobactéries constituent une famille majeure de bactéries Gram négatives. Ce sont des bacilles droits, non sporulés, qui colonisent principalement le tractus digestif des vertébrés à sang chaud. Elles jouent un rôle central en microbiologie et sont largement utilisées dans l'étude de l'expression génique, des voies biochimiques, du séquençage, de la régulation des gènes et du génie génétique (**Guglielmetti et Bartoloni, 2003**).

Le groupe *Enterobacteriaceae* comprend plusieurs genres importants sur le plan médical, tels que *Escherichia*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Enterobacter* et d'autres. Ces bacilles partagent des caractéristiques biochimiques communes, notamment la capacité à fermenter le glucose et la présence de lipopolysaccharides à leur surface externe, qui contribuent à leur pathogénicité (**Rock et Donnenberg, 2014**).

➤ *Escherichia coli*

Escherichia est l'un des genres les plus étudiés des entérobactéries. Son habitat principal est le côlon et le caecum où sa concentration peut dépasser 10^9 bactéries par gramme de contenu intestinal (**Baliere, 2016**). Morphologiquement, c'est un bacille Gram négatif, parfois coccobacillaire, mesurant entre 0,4 et 0,6 μm de largeur et environ 1 μm de longueur. Il peut être mobile grâce à une ciliation péritriche ou immobile (**Basavaraju et Gunashree, 2022**).

Sur le plan culturel, *E. coli* est un aéro-anaérobie facultatif. Il croît sur des milieux ordinaires comme Mac Conkey ou BCP, formant des colonies rondes, lisses, non colorées, de 2 à 3 mm de diamètre après 24 heures d'incubation à 37 °C. Les colonies fermentent le lactose, et peuvent être hémolytiques sur gélose au sang (**Basavaraju et Gunashree, 2022**).

E. coli présente un profil biochimique caractéristique. Elle fermente le glucose, le lactose, le saccharose et le mannitol avec production de gaz, mais ne produit pas de sulfure d'hydrogène (H_2S). Le test à l'indole est positif, traduisant sa capacité à dégrader le tryptophane, tandis qu'elle ne possède pas d'activité uréasique. Elle est généralement mobile

et ne peut pas utiliser le citrate comme seule source de carbone, ce qui se traduit par un test au citrate de Simmons négatif (**Zinnah et al., 2008**).

➤ *Proteus*

Proteus est un genre appartenant à la famille des Enterobacteriaceae, dont les espèces sont présentes dans le tube digestif de l'Homme et des animaux, ainsi que dans l'environnement (**Rozalski et al., 2012**).

Morphologiquement, il s'agit de bacilles Gram négatifs, mobiles grâce à une ciliation péritriche, mesurant environ 0,4 à 0,8 µm de largeur sur 1 à 3 µm de longueur. Ce sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives, capables de croître sur une grande variété de milieux, formant parfois un voile caractéristique dû à leur mobilité en essaim (*swarming*) sur gélose ordinaire (**Rozalski et al., 2012**).

Sur le plan biochimique, *Proteus* se distingue notamment par la production d'uréase, une enzyme qui hydrolyse l'urée en ammoniac, alcalinisant ainsi le milieu. Cette propriété est importante à la fois pour l'identification en laboratoire et dans le contexte clinique, notamment dans les infections urinaires, où l'élévation du pH favorise la formation de calculs rénaux (**Fitzgerald et al., 2024 ; Poore et al., 2001**).

Proteus mirabilis est l'espèce la plus fréquemment impliquée en pathologie humaine, notamment dans les infections urinaires compliquées, en particulier chez les patients sondés, grâce à sa capacité à adhérer aux dispositifs médicaux et à former des biofilms (**Schaffer et Pearson, 2015 ; Yuan et al., 2021**). Ce genre peut également être responsable d'infections des plaies, de septicémies et de gastro-entérites (**Kingry et al., 2023 ; Nishibuchi, 2006**). En outre, les espèces de *Proteus* présentent une résistance intrinsèque à plusieurs classes d'antibiotiques, compliquant ainsi la prise en charge thérapeutique (**Yuan et al., 2021**).

➤ *Serratia*

Les bactéries du genre *Serratia* sont courantes dans l'environnement, notamment dans le sol et sur les plantes. Elles se distinguent par leur résistance exceptionnelle aux agents physiques et chimiques, pouvant persister des mois dans l'eau distillée et même proliférer dans des solutions antiseptiques, y compris à des températures basses comme 4 °C. Cette particularité contribue à leur implication dans les infections nosocomiales, souvent dues à la contamination d'antiseptiques ou de flacons, bien que la transmission par les mains soit la plus

fréquente (**Maza et al., 2004**). Sur le plan morphologique et cultural, les *Serratia* sont des bacilles à Gram négatif, généralement mobiles et aéroanaérobies facultatifs. À 37 °C, après 18 heures, elles forment des colonies rondes, lisses et bombées, parfois de couleur blanche, rouge ou rose. Elles fermentent le lactose sur les milieux spécifiques aux entérobactéries (**Clave, 2018**). Biochimiquement, *Serratiamarcescens* se caractérise par des réactions positives à la catalase, au VP, au LDC, à l'ODC, au citrate et à l'ONPG. Elle produit du gaz en présence de glucose et réduit le nitrate. En revanche, elle est négative pour l'oxydase, l'uréase et la production de H₂S (**Clave, 2018**). En tant que pathogène opportuniste, *Serratia* est impliquée dans diverses infections chez les patients fragilisés. Elle est responsable d'infections urinaires chez les patients sondés ou opérés, de broncho-pneumopathies (notamment les pneumopathies acquises sous ventilation mécanique), de bactériémies, d'infections des voies biliaires et de surinfections de plaies (**Clave, 2018**).

➤ *Klebsiella*

Les bactéries du genre *Klebsiella* sont des bacilles à Gram négatif, immobiles, non sporulés, et généralement sous forme de diplobacilles capsulées, présentant un caractère d'anaérobie facultative (**El Fertas-Aissaniet al., 2012**). Elles sont ubiquitaires, présentes dans divers environnements tels que les eaux usées, le sol et la végétation, et constituent également une flore résidente ou transitoire chez l'homme et l'animal, notamment au sein du tractus gastro-intestinal (**Jean freney et al., 2000**). Leur métabolisme est à la fois respiratoire et fermentatif, avec la capacité de fermenter le glucose avec production de gaz. Les tests biochimiques révèlent qu'elles sont oxydase négatives, ODC négatives, ADH négatives, et n'expriment pas les enzymes tryptophane désaminase ni phénylalanine désaminase. Spécifiquement, *Klebsiella oxytoca* et *Klebsiella pneumoniae* sont positives aux tests ONPG, LDC, d'assimilation du citrate, ainsi qu'aux tests VP et uréase (**Bio-Rad., 2019**). Sur le plan clinique *Klebsiella* représente un pathogène opportuniste majeur, surtout chez les individus immunodéprimés. Elle est une cause significative de diverses infections, incluant la pneumonie (responsable de 25 % des cas acquis en milieu hospitalier), les infections des voies urinaires, la septicémie (bactériémie et toxémie), les infections de plaies, et la méningite. Son importance clinique est exacerbée par sa résistance croissante aux antibiotiques, notamment par la production de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE) et de carbapénémases (KPC), ce qui complique considérablement le traitement et contribue à des taux de mortalité élevés (**Janda et al., 2007 ; Sekhri.,2011**).

➤ *Shigella*

Shigella est une bactérie à Gram négatif, non sporulante, appartenant à la famille des Enterobacteriaceae. Elle est principalement responsable de la dysenterie bacillaire. Extrêmement infectieuse, une dose aussi faible que 10 à 100 cellules peut suffire à provoquer la maladie (**Germani et Sansonetti, 2006**). Elle se développe dans le tractus gastro-intestinal, en particulier au niveau du côlon, où elle induit une inflammation intense, des ulcérations et une diarrhée sanglante. La transmission se fait essentiellement par ingestion d'aliments ou d'eau contaminés, ou par contact direct. La virulence de *Shigella* repose sur sa capacité à envahir les entérocytes et à produire des toxines de Shiga, notamment chez *Shigelladysenteriae* (**Germani et Sansonetti, 2006**).

➤ *Enterobacter*

Les bactéries du genre *Enterobacter*, appartenant à la famille des Enterobacteriaceae, sont des bacilles à Gram négatif, non sporulés, capables de survivre dans divers environnements, y compris dans l'intestin humain. Bien qu'inoffensives dans certains contextes, elles représentent un risque important pour la santé, notamment chez les personnes immunodéprimées. Elles peuvent être à l'origine d'infections variées telles que les infections urinaires, les pneumopathies, les septicémies, et parfois les méningites néonatales (**Rizi et al., 2020**).

Pathogènes opportunistes fréquents en milieu hospitalier, ces bactéries se caractérisent par leur capacité à fermenter le glucose, ce qui facilite leur identification en laboratoire. Leur mobilité et leur tolérance à l'oxygène leur confèrent une grande adaptabilité aux conditions environnementales. Un problème majeur lié à *Enterobacter* réside dans sa forte résistance aux antibiotiques. De nombreuses souches sont aujourd'hui multirésistantes, conséquence en grande partie de l'usage excessif d'antibiotiques (**Nguyen et Nguyen, 2024**), rendant ainsi les traitements infectieux plus complexes.

Sur le plan écologique, *Enterobacter* est largement présent dans le sol, l'eau et le tractus digestif humain, témoignant de sa remarquable capacité d'adaptation (**Rizi et al., 2020**). Bien qu'il puisse causer des infections graves, ce genre bactérien a longtemps été sous-estimé, d'où la nécessité d'approfondir les recherches sur sa pathogénicité et ses mécanismes de résistance.

3 La famille des bêta-lactamines

Les beta-lactamines sont les antibiotiques les plus couramment employés mondialement, grâce à leur large spectre d'activité et leur faible toxicité. Leur efficacité réside dans leur capacité à cibler spécifiquement les bactéries durant leur phase de croissance. Ces antibiotiques fonctionnent en inhibant la synthèse de la paroi bactérienne, notamment celle du peptidoglycane. Ils y parviennent en inactivant les protéines liant la pénicilline (PLP), qui sont les enzymes clés impliquées dans la construction de cette paroi (**Zenati, 2016**).

La caractéristique structurelle essentielle des \beta-lactamines est leur anneau \beta-lactame. Cet anneau à quatre membres, composé de trois atomes de carbone et d'un atome d'azote, constitue la partie active de la molécule, responsable de son activité antibiotique (**Ayad, 2017**). Cependant, l'efficacité des beta-lactamines est menacée par la résistance bactérienne, principalement due aux beta-lactamases. Ces enzymes catalysent de manière efficace et irréversible l'hydrolyse du pont amide de l'anneau beta-lactame présent dans les pénicillines, les céphalosporines et les monobactames. Cette hydrolyse transforme l'antibiotique en un acylenzyme, qui est ensuite dégradé en un acide inactif. Ainsi, les pénicillines sont converties en acide pénicilloïque et les céphalosporines en acide céphalosporoïque, rendant ces antibiotiques inopérants (**Lagha, 2015**).

Les β -lactamines constituent une vaste famille d'antibiotiques, caractérisée par la présence d'un noyau pénème commun. Cette famille se subdivise en plusieurs catégories distinctes, parmi lesquelles figurent les carbapénèmes et les céphalosporines (**Cavallo et al., 2004**).

Les céphalosporines, à leur tour, comportent quatre générations, dont la troisième génération (C3G) revêt une importance particulière. En effet, les C3G possèdent un spectre étendu couvrant la plupart des entérobactéries. Parmi les exemples de ce groupe, on trouve le céfotaxime, le ceftazidime, le ceftriaxone et le céfopérazone.

Les carbapénèmes sont des antibiotiques qui possèdent le spectre d'activité le plus large et la plus grande efficacité antimicrobienne contre les bactéries à Gram positif et à Gram négatif. Ils sont utilisés dans le traitement empirique ou pour la prise en charge des infections causées par des bactéries à Gram négatif résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G). De plus, les carbapénèmes sont les seules bêta-lactamines dont l'efficacité est prouvée

dans le traitement des infections graves dues aux bactéries productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE) (Marylyse, 2015).

3.1 Mécanismes de résistance bactérienne aux bêta-lactamines

Les bactéries emploient diverses stratégies pour résister aux antibiotiques bêta-lactamines, classées en deux catégories principales : la résistance non enzymatique et la résistance enzymatique.

3.1.1 Résistance non enzymatique

La résistance non enzymatique repose sur trois mécanismes majeurs :

- Diminution de la perméabilité : Des entérobactéries comme *E. coli*, *Klebsiella*, *Proteus*, et *Enterobacter* peuvent altérer leurs porines, limitant ainsi l'accès des antibiotiques à leur cible (Ramoul, 2013).
- Surexpression des systèmes d'efflux : Des pompes membranaires complexes, souvent des complexes protéiques ternaires chez les bactéries à Gram négatif, expulsent activement les antibiotiques hors de la cellule (Yassine, 2011).
- Modification des protéines liant la pénicilline (PLP) : Les PLP, cibles des bêta-lactamines, peuvent voir leur affinité ou leur quantité diminuer, comme observé chez certaines souches de *Proteus mirabilis* résistantes à l'imipenème. Ce mécanisme reste rare chez les entérobactéries (Faure, 2009).

3.1.2 Résistance enzymatique

La résistance enzymatique aux beta-lactamines est médiatisée par la production d'enzymes inactivant les antibiotiques.

➤ Bêta-lactamases à spectre élargi (BLSE)

Ces enzymes, appartenant aux classes A ou D d'Ambler, sont codées par des gènes plasmidiques ou chromosomiques (Rodriguez-Villalobos et Struelens, 2006).

Elles hydrolysent les oxymino-céphalosporines (C3G et C4G) et les monobactames, mais pas les céphamycines ou les carbapénèmes. Leur activité est inhibée par l'acide clavulanique, le sulbactam et le tazobactam (Peirano et Pitout, 2010 ;Elmeskini, 2011 ;Sefraoui, 2015).

Les BLSE sont classées en 11 familles (**Vidon et Bourdin, 2005**), avec les types TEM, SHV, OXA et CTX-M comme les plus fréquentes (**Gniadkowski, 2001 ; Illiaquer, 2010**).

➤ **Surexpression de céphalosporinase chromosomique de classe C (céphalosporinase de haut niveau)**

Ce mécanisme confère une résistance à toutes les bêta-lactamines, à l'exception des carbapénèmes (**Eyquem et Montagnier, 2000**), bien qu'une activité résiduelle puisse subsister pour certaines céphalosporines à large spectre. Ce phénotype est courant chez les bactéries qui surexpriment naturellement l'AmpC, comme *Enterobacter cloacae* et *Escherichia coli* (**Gueudet et al., 2010**).

➤ **Carbapénémases**

Les carbapénèmes sont des antibiotiques qui possèdent le spectre d'activité le plus large et la plus grande efficacité antimicrobienne contre les bactéries à Gram positif et à Gram négatif. Ils sont utilisés dans le traitement empirique ou pour la prise en charge des infections causées par des bactéries à Gram négatif résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G). De plus, les carbapénèmes sont les seules bêta-lactamines dont l'efficacité est prouvée dans le traitement des infections graves dues aux bactéries productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE) (**Marylyse, 2015**).

4 La monnaie algérienne (Le dinar algérien)

Après l'indépendance en 1962, l'Algérie a instauré sa propre monnaie pour remplacer le franc français. Cela s'est concrétisé par la loi n° 64-111 du 10 avril 1964, instituant le dinar algérien (DA) comme unité monétaire nationale, divisé en centimes (CT). La valeur du dinar a été fixée sur la base d'un poids d'or fin de 180 mg (**Ben Bella, 1964**). L'Algérie devient ainsi le premier pays africain et arabe à frapper sa propre monnaie (**Ladrraet kaabouche, 2016**).

4.1 Types de monnaie en circulation

La monnaie fiduciaire algérienne comprend deux catégories principales : les pièces métalliques et les billets de banque. Ces supports monétaires, émis par la Banque d'Algérie, jouent non seulement un rôle économique, mais véhiculent également des éléments culturels, historiques et symboliques propres à l'identité nationale.

Concernant les pièces de monnaie, plusieurs séries ont été mises en circulation entre 1992 et 2023, illustrant des représentations emblématiques telles qu'un éléphant sur la pièce de 5 dinars (1995), un lion de l'Atlas sur celle de 20 dinars (1993), une gazelle du désert sur la pièce de 50 dinars (1992), un cheval sur la pièce de 100 dinars (1993), ainsi que le logo du 50^e anniversaire de l'indépendance sur la pièce de 200 dinars (2011).

La pièce de 10 DZD a connu différentes émissions, dont la plus récente en 2023 est dédiée aux énergies renouvelables.

Les caractéristiques techniques de ces pièces : masse, alliage, diamètre, épaisseur et année de mise en circulation sont présentées dans le Tableau 1, d'après les travaux de **Benleulmi et Amara (2020)**, ainsi que **Ladrraa et Kaabouch (2016)**.

Concernant les billets de banque, plusieurs séries ont été émises entre 1983 et 2020, avec des mises à jour récentes en termes de design, sécurité et tonalité. Chaque billet se distingue par ses dimensions, sa couleur dominante (tonalité), le type de papier utilisé ainsi que par sa date d'émission et de mise en circulation.

Par exemple, le billet émis le 31 mars 1983 mesure 140 mm × 71,7 mm et présente une tonalité brun rougeâtre, tandis que ceux introduits en 2018 et 2020 adoptent des teintes plus modernes comme le bleu violacé, le bleu-verdâtre ou le violet rougeâtre. Tous ces billets sont imprimés sur un papier filigrané, teint dans la masse, avec des variations de couleur de teinture selon les séries (rose pâle, bleu pâle, marron violacé...). Ces caractéristiques sont synthétisées dans le Tableau 2, basé sur les données de **Benleulmi et Amara (2020)** et de **Ladrraa et Kaabouch (2016)**.

Tableau 1: Caractéristiques techniques des pièces de monnaie algériennes actuellement en circulation (Benleulmi et Amara , 2020)








Valeur faciale	Année de mise en circulation	Motif représenté	Masse (g)	Alliage	Diamètre (mm)	Épaisseur (mm)	Photo
5 DZD	1995	Éléphant	6.15	Acier inoxydable (AISI 430)	24.5	1.95	
10 DZD	2006	Aigle	4.95	Cœur : Aluminium 97%, Magnésium 3% / Couronne : Acier inoxydable (AISI 430)	26.5	2.01	
10 DZD	2023	Symboles liés aux énergies renouvelables	7.1	En acier inoxydable (AISI 430)	26.5	1.9	
20 DZD	1993	Lion de l'Atlas	8.62	Cœur : Cuivre 92%, Aluminium 6%, Nickel 2% / Couronne : Acier inoxydable (AISI 430)	27.5	2.07	
50 DZD	1992	Gazelle du désert algérien	9.27	Cœur : Acier inoxydable (AISI 430) / Couronne : Cuivre 92%, Aluminium 6%, Nickel 2%	28.5	2.26	
100 DZD	1993	Cheval	11	Cœur : Cuivre 87%, Nickel 13% / Couronne : Acier inoxydable (AISI 430)	29.5	2.3	
200 DZD	2011	Logo du 50 ^e anniversaire de l'indépendance	12	Cœur : Cuivre 92%, Aluminium 6%, Nickel 2% / Couronne : Cuivre 75%, Nickel 25%	28	2.55	

Tableau 2: Caractéristiques techniques des billets de banque algériens en circulation (Benleulmi et Amara , 2020)

Date d'émission	Dimension (mm)	Tonalité dominante	Type de papier	Photo
31 mars 1983	140 × 71,7	Brun rougeâtre	Filigrané, teint dans la masse en rose pâle	
10 juin 1998	150 × 71,7	Violet rougeâtre	Filigrané, teint dans la masse en rose pâle	
27 février 2019 (émis en 2018)	150 × 71,7	Vert violet	Filigrané, teint dans la masse en rose pâle	
1995	160 × 71,7	Bistre violacé	Filigrané, teint dans la masse en bleu pâle	
27 février 2019 (émis en 2018)	160 × 71,1	Bleu orangé	Filigrané, teint dans la masse en bleu pâle	
24 mars 2011	160 × 71,7	Bleu-verdâtre	Filigrané, teint dans la masse en bleu pâle	
7 décembre 2020	160 × 71,7	Bleu violacé	Filigrané, teint dans la masse en marron violacé	

5 La monnaie comme vecteur potentiel de transmission microbienne

La monnaie, qu'elle soit sous forme de billets ou de pièces, constitue un support couramment manipulé dans les échanges quotidiens à travers le monde. Elle est ainsi continuellement exposée à des conditions propices à la contamination microbienne. En effet, elle passe entre les mains de personnes aux niveaux d'hygiène variables et peut être stockée ou déposée sur

des surfaces souillées. Des gestes anodins mais fréquents, tels que se frotter le nez, tousser, éternuer dans les mains ou manipuler de l'argent après un passage aux toilettes sans un lavage adéquat des mains, sont autant de sources de transfert de micro-organismes pathogènes (**Tagoe et al., 2010 ; Ayandele et al., 2011**).

Certaines pratiques courantes, telles que l'humidification des doigts avec la salive pour manipuler les billets, favorisent le transfert direct de bactéries buccales vers la surface monétaire (**Barolia et al., 2011**).

Par ailleurs, les conditions de stockage, telles que le dépôt de billets sur des surfaces non poreuses (métal, plastique), favorisent la mobilité et la fixation bactérienne (**Ayandele et al., 2011**).

5.1 Facteurs influençant la contamination de la monnaie

La structure physique du papier-monnaie constitue également un facteur clé : sa large surface permet l'accumulation de matières organiques, tandis que ses plis et irrégularités offrent des sites d'adhésion pour les agents pathogènes (**Lamichhane et al., 2009**). Il a été démontré que les billets plus anciens et plus circulés présentent un niveau de contamination bactérienne significativement plus élevé que les billets neufs (**Pradeep et al., 2012**).

Quant aux pièces de monnaie, bien qu'elles puissent héberger des bactéries opportunistes, leur charge microbienne est généralement inférieure à celle des billets. Cette différence est attribuée notamment à la présence d'éléments métalliques tels que le cuivre, dont les propriétés antimicrobiennes limitent la survie des germes sur ce type de support (**Kramer et al., 2006**).

5.2 Persistance des pathogènes sur les surfaces inertes

La durée de survie des bactéries sur les surfaces métalliques dépend de divers paramètres, dont la température, l'humidité relative, le type de métal, et la présence de matière organique. À basse température (4–5 °C), la viabilité bactérienne est prolongée, alors que des températures plus élevées (>30 °C) entraînent une déshydratation rapide et une diminution de la survie bactérienne (**Goffau et al 2009**). Une humidité relative élevée (>70 %) favorise également le développement de certaines bactéries, alors qu'une humidité intermédiaire (40–60 %) ou faible tend à réduire leur persistance (**Goffau et al 2009**).

5.2.1 Survie des bactéries sur les billets de banque

Plusieurs études ont montré que les billets de banque peuvent héberger une grande diversité de bactéries pathogènes, notamment *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et *Salmonella spp.*, capables de provoquer des infections communautaires ou nosocomiales (**Gedik et al., 2013**). La durée de survie de ces bactéries varie de quelques heures à plusieurs jours : par exemple, *S. aureus* peut persister jusqu'à 7 jours, tandis que *E. coli* peut survivre jusqu'à 48 heures selon les conditions environnementales (**Fulford et Stankiewicz ,2020 ; Saima et al., 2021**).

Le type de matériau des billets influence également la persistance bactérienne : les billets en papier ou à base de coton retiennent davantage l'humidité et prolongent ainsi la survie bactérienne, comparativement aux billets en polymère, qui présentent une surface moins favorable à la rétention d'eau et à l'adhésion microbienne (**Djouadi et al., 2020**). En outre, une forte température et une humidité ambiante élevée augmentent la résistance des bactéries, tandis que la manipulation fréquente accroît le risque de contamination (**Gedik et al., 2013**).

6 Risques sanitaires liés à la contamination de la monnaie

En milieu hospitalier, la transmission croisée d'agents pathogènes est souvent liée au contact des mains avec des surfaces contaminées. Outre les équipements médicaux et objets usuels comme les téléphones ou les poignées, la monnaie peut également jouer ce rôle. Des études ont mis en évidence la présence de bactéries multirésistantes telles que *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM) sur des billets en circulation dans des hôpitaux (**Kramer et al., 2006**). Les micro-organismes y survivent parfois plusieurs jours, surtout en présence de résidus organiques, ce qui en fait un vecteur potentiel de transmission nosocomiale (**Kramer et al.,2006**).

Dans le secteur alimentaire, le risque de contamination par la monnaie est accru par le contact direct entre l'argent et les denrées, notamment lorsque les employés manipulent simultanément billets, pièces et aliments. Ce risque est amplifié lorsque les règles d'hygiène des mains ne sont pas respectées. La monnaie, souvent échangée dans un environnement propice à la contamination croisée, peut héberger des bactéries d'origine fécale, cutanée ou respiratoire. Ce vecteur est d'autant plus préoccupant dans les lieux où les conditions

sanitaires sont insuffisantes, ou lorsque les pratiques incluent l'humidification des doigts avec de la salive pour compter les billets (**Pittet et al., 2006 ; Abrams et al., 1972**).

7 Mesures essentielles pour limiter la transmission des infections

La réduction du risque passe d'abord par une meilleure hygiène des mains, notamment après manipulation de l'argent et avant toute activité alimentaire ou médicale. La sensibilisation des professionnels à ce geste simple, mais crucial, est primordiale (**Tolba et al., 2007**).

Sur le plan matériel, l'usage de billets en polymère, plus résistants et plus faciles à désinfecter, ou de pièces contenant des agents antimicrobiens, a montré une efficacité dans la réduction de la charge bactérienne (**Djouadi et al., 2020**). Le remplacement régulier des billets abîmés ou très souillés constitue également une mesure pratique (**Ward et al., 2007 ; Pittet et al., 2006**).

Dans les établissements de restauration, séparer manipulation de l'argent et préparation des aliments est essentiel. L'usage de gants, de pinces ou de caisses dédiées, ainsi que l'interdiction de manipuler simultanément monnaie et denrées, sont des recommandations clés (**Michaels, 2002**).











Enfin, le recours croissant aux paiements électroniques, sans contact, constitue une alternative hygiénique limitant l'exposition aux agents pathogènes présents sur la monnaie, en particulier dans les contextes à risque élevé (**Djouade et al., 2020**).

Chapitre II : Matériel et Méthodes

1 Matériel utilisé

Le matériel nécessaire à la réalisation de cette étude a été regroupé en trois catégories principales : le matériel de paillasse, le matériel de laboratoire, Milieux, réactifs et outils d'identification bactériologique. Les différents équipements, instruments et milieux utilisés sont présentés dans les Tableaux 3, 4 et 5 ci-dessous.

Tableau 3: Matériel de paillasse

Nom	Photos	Nom	Photo
Bec bunsen		Lame et lamelle	
Anse de platine		Thermomètre	
Pote de pétrie		Seringues stériles	
Pipettes pasteur		Micropipettes de 10 à 100µl	
Tubes à essai stériles		Tubes Eppendorf	




















<p>Flacons vides</p>	
-----------------------------	---

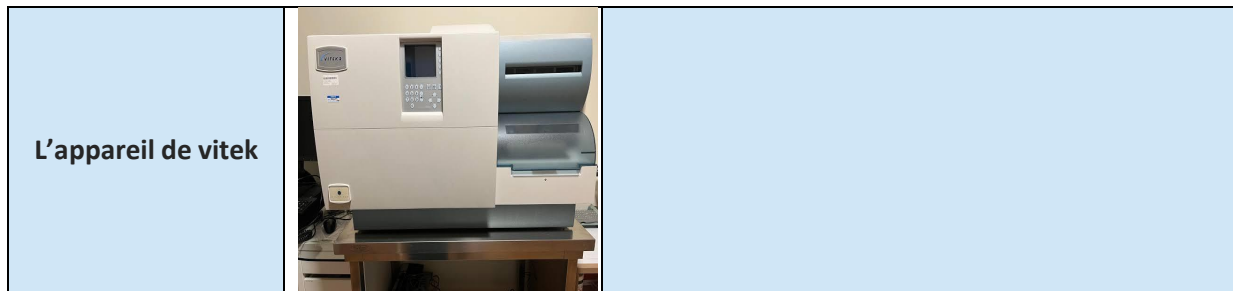
Tableau 4: Matériel de laboratoire

Nom	Photos	Nom	Photos
<p>Microscope optique</p>		<p>Balance</p>	
<p>Congélateur</p>		<p>Eau distillée stérile</p>	
<p>Glacière</p>		<p>Eau physiologique ou sérum salé</p>	
<p>Étuve</p>		<p>Filtres stériles (0.22µm)</p>	
<p>Ecouvillons stérilise</p>		<p>Plasma du sang de tube citrate</p>	

Tableau 5: Milieux, réactifs et outils d'identification bactériologique

Nom	Photos	Nom	Photos
Macconkey		Mueller Hinton	
Chapman		Test au mannitol	
Hekto		Gélose nutritive	
Bouillon BHI		Galerie biochimique API 20 ^E	

<p>Huile de paraffine</p>		<p>Réactif de Kovács</p>	
<p>Disques d'antibiotiques</p>		<p>Céfotaxime en poudre</p>	
<p>Ertapénème en poudre</p>		<p>Huile d'immersion</p>	
<p>Violet de gentiane</p>		<p>Lugol</p>	
<p>Alcool</p>		<p>Safranine</p>	



2 Échantillonnage

La collecte des échantillons a été réalisée dans la wilaya de Skikda, entre février et mai 2025, à partir de sites variés et à forte affluence humaine. Les sites de prélèvement ont été sélectionnés en raison de leur forte fréquentation humaine, facteur susceptible de favoriser la transmission de micro-organismes par le biais des pièces et billets manipulés dans ces environnements. Les sites ciblés comprenaient différents milieux : milieux alimentaires, milieux publics, milieux hospitaliers et milieux universitaires.

Un total de 77 prélèvements a été effectué, comprenant 10 billets de banque en circulation (valeurs : 500, 1000 et 2000 DZD) et 246 échantillons des pièces de monnaie métalliques (5, 10, 20, 50, 100 et 200 DZD) réparties dans 67 pots, chaque pot contient 2 à 4 pièces par pool, collectés de manière aléatoire. (Figure 1 et Tableau 6)



Figure 1: Prélèvements des pièces d'argent

Tableau 6: Origine des échantillons de pièces et billets collectés

Source d'échantillonnage	N (%)
Boucherie	8 (10.39%)
Poissonnerie	4 (5.19%)
Transport	10 (12.99%)
Boulangerie	6 (7.88%)
Restaurant	7 (9.09%)
Pizzeria	11 (14.29%)
Vendeurs de produits laitiers	3 (3.9%)
Magasins de fruits et légumes	4 (5.2%)
Cafétéria	2 (2.6%)
Toilettes publiques	5 (6.5%)
Foyers – Hôpitaux	2 (2.6%)
Foyers – Université	3 (3.9%)
Accueil	3 (3.9%)
Restaurant Régina	3 (3.9%)
Distributeurs automatiques	2 (2.6%)
Vendeur de bonbon traditionnel	4 (5.2%)
Total	77

N : nombre de prélèvement

Avant chaque prélèvement, nous avons procédé à une désinfection rigoureuse de nos mains à l'aide d'une solution antiseptique adaptée. Les billets et pièces ont été déposés individuellement dans des pots stériles, hermétiquement fermés et étiquetés. Les échantillons ont ensuite été transportés dans des conteneurs réfrigérés, maintenant une température proche de 4 °C, et analysés au laboratoire le jour même.

3 Enrichissement en milieu BrainHeart Infusion Broth (BHIB)

Les échantillons prélevés ont été soumis à une étape d'enrichissement afin d'augmenter la concentration bactérienne avant isolement.

Pour les billets de banque, environ 2ml de milieu BrainHeart Infusion Broth (BHIB) a été ajouté directement dans des écouvillons stériles. La tige de l'écouvillon a été imbibée dans le BHIB puis essorée avant de frotter soigneusement les deux faces des billets. L'écouvillon a ensuite été replacé dans son tube et incubé à 37 °C pendant 24 heures.

Pour les pièces de monnaie, environ 10ml de milieu BHIB ont été versés dans les pots contenant les prélèvements, puis incubés à 37 °C pendant 24 heures.

4 Recherche des souches d'entérobactéries productrices de β -lactamases

Afin de permettre la sélection des entérobactéries résistantes aux beta-lactamines et productrices de beta-lactamase, le milieu Mac Conkey avec ou sans antibiotique a été utilisé.

4.1 Préparation des solution stock d'antibiotique

4.1.1 Préparation de la solution stock de céfotaxime à 1 mg/ml

- Une quantité de 0,01 g de céfotaxime a été pesée avec précision, puis dissoute dans 10 mL d'eau distillée stérile.
- Le mélange a été agité doucement jusqu'à dissolution complète.
- La solution obtenue a été prélevée à l'aide d'une seringue stérile, puis filtrée à travers un filtre de 0,22 μ m dans un tube propre afin d'éliminer tout contaminant microbien.
- Elle a ensuite été distribuée en aliquots de 500 μ L à 1 mL dans des tubes Eppendorf stériles.
- Chaque tube a été étiqueté avec le nom de l'antibiotique (CTX), la concentration (1 mg/mL), et stocké à -20 °C (Cui , 2003).

4.1.2 Préparation de la solution stock d'ertapénème à 0,5 mg/ml

- Une masse de 5 mg (0,005 g) d'ertapénème sodique a été dissoute dans 10mL d'eau distillée stérile.
La solution a été mélangée doucement jusqu'à dissolution complète
- La solution a ensuite été filtrée à l'aide d'une seringue stérile à travers un filtre de 0,22 μ m, puis transférée dans un flacon stérile
- La solution a été répartie en aliquots de 500 μ L à 1mL dans des tubes Eppendorf ou des flacons stériles- Les tubes ont été étiquetés (ETP - 0,5 mg/mL) et conservés à -20 °C (Hao et al., 2013).

4.1.3 Préparation de la solution stock de vancomycine à 10mg/ml

- Une quantité de 0,1g de vancomycine a été pesée avec précision, puis dissoute dans 10 mL d'eau distillée stérile.

- Le mélange a été agité doucement jusqu'à dissolution complète. L'utilisation d'un filtre de 0,22 μm est essentielle pour éliminer les contaminants microbiens et garantir la stérilité de la solution pour un usage clinique
- Elle a ensuite été distribuée en aliquots de 500 μL à 1 mL dans des tubes Eppendorf stériles (**Bendjamaa et al., 2020**).

4.1.4 Préparation des milieux d'isolement

Trois types de milieux ont été préparés conformément aux recommandations du fabricant : Chapman, Hektoen et MacConkey, ce dernier ayant été utilisé en version standard et supplémentée en antibiotiques.

- Le milieu Chapman, sélectif pour les staphylocoques, a été utilisé pour l'isolement des souches de *Staphylococcus*.
- Le milieu Hektoen, adapté à la différenciation des entérobactéries entéropathogènes telles que *Salmonella* et *Shigella*, a été utilisé sans supplémentation.
- Le milieu MacConkey a été préparé sous deux formes :
 - Une forme standard, sans ajout d'antibiotiques
 - Une forme supplémentée en vue de sélectionner les entérobactéries résistantes aux β -lactamines.

Pour la préparation, 50 g de poudre déshydratée de chaque milieu ont été dissous dans 1L d'eau distillée stérile, mélangés à froid, puis chauffés sous agitation modérée jusqu'à dissolution complète, suivie d'une brève ébullition. La solution homogène a été répartie dans des flacons stériles, autoclavée à 121 °C pendant 15 minutes, puis refroidie à 50–55 °C.

Dans les flacons de 150ml de Mac Conkey à compléter, 960 μL de solution mère de vancomycine ont été ajoutés, associés soit à 150 μL de céfotaxime (céphalosporine de troisième génération), soit à 150 μL d'ertapénème (carbapénème). La vancomycine inhibe la croissance des cocci Gram positifs, facilitant l'isolement des entérobactéries résistantes aux β -lactamines. Après homogénéisation douce, les milieux ont été versés dans des boîtes de Pétri stériles, laissés à solidifier à température ambiante, puis conservés à 4 °C jusqu'à utilisation (**Bendjama et al., 2020**).

Afin de valider l'efficacité des milieux sélectifs, deux souches de référence ont été utilisées :

- une souche standard *Escherichia coli* ATCC 29922, sensible aux antibiotiques testés, servant de témoin de croissance. L'absence de développement sur les milieux supplémentés atteste de l'activité inhibitrice des antibiotiques.

- une souche productrice de β -lactamases à spectre étendu (BLSE) et de carbapénémase (*E. coli* 924), fournie par le Dr Bougouizi A., permettant d'évaluer la sélectivité des milieux. Cette souche doit croître sur la gélose Mac Conkey standard, ainsi que sur les milieux supplémentés en céfotaxime et vancomycine, et en ertapénème et vancomycine, validant ainsi la capacité des milieux à sélectionner les entérobactéries résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et aux carbapénèmes.

5 Ensemencement des milieux d'isolement

À la suite de l'enrichissement, des gouttes prélevées à partir des milieux troubles ont été ensemencées, dans des conditions aseptiques, sur les milieux suivants : Mac Conkey sans antibiotique et/ou Hektoen, Mac Conkey supplémentée en céfotaxime, Mac Conkey supplémentée en ertapénème, ainsi que sur Chapman.

L'ensemencement a été réalisé par striation, puis les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures, afin de permettre la croissance des bactéries cibles.

6 Purification et conservation des souches

Les cultures primaires lactose positives, issues des milieux Mac Conkey ou Hektoen, ont été repiquées sur ces mêmes milieux puis ensemencées sur CHRO Magar™ Orientation afin d'obtenir des colonies isolées et de vérifier la pureté des souches. Le CHRO Magar™ Orientation a permis une identification préliminaire par la coloration des colonies selon leur activité enzymatique : *Escherichia coli* en rose, et *Enterobacter*, *Klebsiella* ou *Serratia* en bleu.

Les isolats positifs sur gélose Chapman ont été purifiés par repiquages successifs sur ce même milieu, qui a également servi à leur conservation en état pur.

Les cultures purifiées ont été conservées à +4 °C par piqûre centrale sur gélose en tubes.

7 Identification bactérienne

7.1 Identification par examen macroscopique

- **Principe**

L'examen macroscopique permet d'observer les caractéristiques visibles des colonies bactériennes sur gélose afin d'avoir une première différenciation des isolats. La taille, la forme, la couleur, la pigmentation, l'aspect des bords, l'opacité et la consistance des colonies sont des critères importants pour orienter l'identification bactérienne (**Barcella et al.,2016**).

- **Mode opératoire**

Les colonies ont été observées directement sur les boîtes de gélose à l'aide d'une loupe ou à l'œil nu. Chaque critère a été noté afin d'établir un profil macroscopique descriptif des isolats.

7.2 Identification par examen microscopique après coloration de Gram

- **Principe**

La coloration de Gram est une technique différentielle permettant de classer les bactéries en deux grands groupes selon la structure de leur paroi cellulaire : Gram positif (violet) et Gram négatif (rose/rouge) (**Bhumbla, 2018**).

- **Mode opératoire**

La coloration de Gram a été réalisée selon les étapes suivantes

- Prélèvement d'une petite quantité de chaque colonie isolée à l'aide d'une anse de platine stérile.
- Préparation d'un frottis en couche fine sur une lame propre.
- Fixation thermique par passage rapide du frottis 3 à 4 fois à la flamme d'un bec Bunsen.
- Coloration au cristal violet pendant 1 minute, suivie d'un rinçage à l'eau distillée.
- Application du lugol pendant 1 minute, puis rinçage.
- Décoloration rapide à l'éthanol (15–20 secondes), suivie d'un rinçage immédiat.
- Contre-coloration au safranine pendant 1 minute, puis rinçage.
- Séchage de la lame à l'air libre ou à l'aide d'un papier absorbant.
- Observation au microscope optique avec objectif à immersion à l'huile (x100) pour noter la coloration et la morphologie cellulaire (**Yuankang, 2014 ;Ying et al., 2009**).

7.3 Identification biochimique

7.3.1 Identification biochimique à l'aide de la galerie API 20 E

Les isolats ayant montré une croissance sur milieu MacConkey, avec ou sans antibiotiques, ou sur milieu Hektoen ont été identifiés à l'aide de la galerie biochimique API 20 E. En revanche, les isolats ayant poussé sur le milieu Chapman ont été identifiés à l'aide des tests catalase, coagulase et mannitol.

- **Principe**

La galerie API 20 E est un système miniaturisé qui regroupe 20 tests biochimiques pour l'identification précise des bacilles Gram négatif (entérobactéries et bactéries apparentées), fondée sur leurs activités enzymatiques et métaboliques (**Belamri et al ., 2021**).

- **Mode opératoire**

L'identification par galerie API 20 E a suivi les étapes suivantes :

- Préparation d'une suspension bactérienne standardisée à une densité optique définie (environ 0,5 McFarland) dans une solution saline stérile.
- Inoculation des microtubes de la galerie avec la suspension, en veillant au remplissage complet des cupules.
- Recouvrement d'huile de paraffine sur certains tests (ADH, LDC, ODC, H2S) pour créer une condition anaérobie.
- Placement de la galerie dans une boîte d'incubation humidifiée, puis incubation à 37 °C pendant 18 à 24 heures.
- Après incubation, les résultats des tests biochimiques ont été observés à l'œil nu et, lorsque nécessaire, des réactifs spécifiques ont été ajoutés pour révéler les réactions.
- L'interprétation des résultats de chaque test a été réalisée conformément aux critères présentés dans le tableau d'annexe 1. Ensuite, le code obtenu a été saisi dans le logiciel APIweb® afin d'obtenir l'identification précise de chaque isolat (**Artati et al.,2024**).

7.3.2 Test coagulase

- **Principe**

Il identifie la capacité de certaines bactéries, notamment *Staphylococcus aureus*, à coaguler le plasma grâce à l'enzyme coagulase. Ce facteur de virulence transforme le fibrinogène en fibrine, formant un caillot.

- **Mode opératoire**

Test sur lame : la présence d'agglutination rapide après mélange avec le plasma indique un test positif.

7.3.3 Test Catalase

- **Principe**

Ce test permet de détecter l'enzyme catalase, qui décompose le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et oxygène. La formation immédiate de bulles indique une réaction positive. Il est utilisé pour différencier (**Reinger, 2010**).

- **Mode opératoire**

Une goutte de H_2O_2 est déposée sur une lame. Une colonie bactérienne est ajoutée. L'apparition rapide de bulles indique un résultat positif (**Reinger, 2010**).

7.3.4 Test de Mannitol

- **Principe**

Le test sur gélose au mannitol salé permet de différencier *Staphylococcus aureus* des staphylocoques à coagulase négative (SNC), en se basant sur leur capacité à fermenter le mannitol dans un milieu à forte teneur en sel (7,5 % de NaCl). Le rouge de phénol est utilisé comme indicateur de pH : il vire au jaune en présence d'acide produit lors de la fermentation. Environ 95 % des souches de *S. aureus* fermentent le mannitol, contre seulement 18 % des souches SNC (**Hamid et Taha, 2020**).

- **Mode opératoire**

- ensemencer la souche suspecte sur une gélose au mannitol salé (MSA).
- Incuber à 35–37°C pendant 24 à 48 heures.
- Lire les résultats :
- Colonies jaunes et milieu jauni→ test positif (fermentation du mannitol, probablement *S. aureus*).
- Milieu rose ou inchangé→ test négatif (probablement SNC) (**Hamid et Taha, 2020**).

8 Test de sensibilité aux antibiotiques

8.1 Méthode de diffusion des disques sur gélose Mueller Hinton

- **Principe**

L'étude de la sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion des disques sur gélose Mueller-Hinton, conformément aux recommandations du *Clinical and Laboratory Standards Institute*(CLSI,2018).

- **Mode opératoire**

- À partir d'une culture pure, quelques colonies bien isolées et morphologiquement similaires ont été prélevées à l'aide d'une anse de platine stérile, puis suspendues dans 5 à 10 mL d'eau physiologique stérile.
- La suspension a été homogénéisée jusqu'à obtention d'une turbidité équivalente à 0,5 McFarland, correspondant à une densité optique de 0,08 à 0,10 à 625 nm. Une dilution au 1/10 a été réalisée lorsque cela s'avérait nécessaire pour certaines molécules.
- Un écouvillon stérile a été trempé dans cette suspension, essoré contre la paroi du tube, puis utilisé pour ensemercer uniformément une gélose Mueller-Hinton sèche. Trois passages croisés ont été effectués, en faisant pivoter la boîte d'environ 60° entre chaque passage. L'écouvillon a également été passé sur le pourtour de la gélose, et rechargé à chaque nouvelle boîte.
- Les disques imprégnés d'antibiotiques ont été déposés à raison de six disques maximum par boîte de 90 mm. Chaque disque a été pressé délicatement à l'aide de pinces bactériologiques stériles afin d'assurer un bon contact avec la surface du milieu.
- Les boîtes ont ensuite été incubées à 35–37 °C pendant 18 à 24 heures, en conditions aérobies.
- À l'issue de l'incubation, les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés avec précision à l'aide d'une règle millimétrée.

Les antibiotiques testés pour les entérobactéries sont cités dans le tableau 7.

L'interprétation des résultats de l'antibiogramme a été réalisée conformément aux seuils de sensibilité définis par le CLSI (2018).

Tableau 7: Liste des antibiotiques testés

Famille d'antibiotiques	Classe	Antibiotique testé	Charge du disque (μg)	Valeurs CLSI	
				R	S
β -lactamines	Pénicilline	Amoxicilline/acide clavulanique (AMC)	20/10	≤ 13	≤ 18
	Céphalosporines	Céfotaxime (CTX)	30	≤ 22 ≤ 19	≤ 26 ≤ 23
		Céfoxitine (FOX)	30	≤ 14	≥ 18
		Cefepime (FEP)	30	≤ 18	≥ 25
		Ceftazidime (CAZ)	30	≤ 20	≥ 21
	Carbapénème	Ertapénème (ETP)	10	≤ 18	≥ 22
	Monobactame	Aztréonam (ATM)	30	≤ 17	≥ 21
Aminosides		Amikacine (AK)	30	≤ 16	≥ 20
		Gentamicine (CN)	10	≤ 14	≥ 18
Sulfamides		Triméthoprimé/sulfaméthoxazole (SXT)	1.25/23.75	≤ 10	≥ 16
Fluoroquinolones		Ciprofloxacine (CIP)	5	≤ 20	≥ 31

R : résistance ; S : sensible

8.2 Antibiogramme à l'aide du système automatique Vitek 2

Le système automatique Vitek 2 a été utilisé pour tester la sensibilité aux antibiotiques des souches ayant montré une croissance sur milieu Chapman.

- **Principe du Vitek**

Le système Vitek est un analyseur automatisé et semi-automatisé utilisé pour l'identification bactérienne et les tests de sensibilité aux antimicrobiens. Son principe repose sur des méthodes biochimiques pour l'identification des micro-organismes. Pour les tests de sensibilité, il détermine la concentration minimale inhibitrice (CMI) en utilisant des dilutions d'antimicrobiens. Les résultats des tests de sensibilité sont standardisés selon les directives du NCCLS (National Committee for Clinical Laboratory Standards) des États-Unis, qui définissent les valeurs seuils de CMI pour déterminer la sensibilité, la résistance ou le statut modéré d'un organisme (Stokes et al., 1993). L'appareil Vitek 2 est montré en figure 2.



Figure 2: Appareil Vitek2

- **Fonctionnement du système Vitek 2**

Le système fonctionne comme suit :

- Une suspension turbidimétrique de colonies pures est préparée dans une solution saline.
- Avant l'inoculation des cartes, des tests conventionnels tels que la catalase, la coagulase et l'oxydase (si nécessaire), ainsi que les résultats d'une coloration de Gram, sont requis.
- La suspension est inoculée dans des cartes d'identification qui contiennent 29 bouillons biochimiques différents dans des cellules de réaction et une cellule de contrôle négatif pour évaluer la croissance et la viabilité de la suspension.
- Des cartes distinctes, contenant des dilutions d'antimicrobiens, sont utilisées pour les tests de sensibilité aux Gram positifs et Gram négatifs.
- Les temps d'incubation varient de deux à 15 heures, en fonction du taux de croissance de l'organisme.
- Le Vitek, via son ordinateur programmé, détermine si chaque puits est positif ou négatif en mesurant l'atténuation de la lumière avec un scanner optique.
- Une fois la période d'incubation terminée, les réactions sont analysées automatiquement, et l'identification est imprimée. Pour les tests de sensibilité,
- Les résultats sont disponibles dans les quatre à six heures suivant l'obtention d'un isolat significatif en culture pure.
- Le système inclut un "Système expert" qui interprète les résultats des tests de sensibilité en se basant sur une base de connaissances contenant des données sur les groupements

antimicrobiens, les groupements d'organismes et les informations microbiologiques actuelles définies par le NCCLS. Les rapports qui ne respectent pas une règle sont signalés, permettant au microbiologiste d'examiner le rapport en détail et d'apporter des corrections si nécessaire (Shetty et al., 1998).

9 Détection phénotypique de la production β -lactamases à spectre étendu (BLSE)

Le test de synergie a été réalisé uniquement pour les souches ayant poussé sur gélose MacConkey additionnée de CTX.

• Principe

Le test de synergie permet de détecter la production de β -lactamases à spectre étendu (BLSE) chez les entérobactéries en observant une image de synergie ou bouchon de champagne entre un disque contenant un inhibiteur de β -lactamase (acide clavulanique) et des disques d'antibiotiques β -lactamines (Philippon, 2013).

• Méthode

Le test a été réalisé selon les étapes suivantes :

- Une suspension bactérienne a été préparée à partir d'une culture pure, ajustée à 0,5 McFarland.
- Une boîte de gélose Mueller-Hinton a étéensemencée uniformément avec un écouvillon trempé dans cette suspension.
- Un disque d'amoxicilline-acide clavulanique (AMC) a été déposé au centre de la boîte.
- Autour du disque AMC, à 30 mm de centre à centre, ont été placés les disques de céfotaxime (CTX), ceftazidime (CAZ), aztréonam (ATM) et céfépime (FEP).
- La boîte a été incubée à 35 °C pendant 18 à 24 heures en conditions aérobies.

Après incubation, en présence d'une synergie entre le disque d'amoxicilline-acide clavulanique (AMC) et les disques de céphalosporines, la souche est considérée comme productrice de BLSE (Bougouizi et al., 2024).

Chapitre III : Résultats

1 Répartition selon la croissance bactérienne sur milieux sélectifs

Parmi les échantillons analysés durant la période d'étude, $n= 65$ cultures bactériennes positives ont été obtenues, représentant 84.41% des échantillons totaux. La croissance bactérienne a été observée sur différents milieux sélectifs, notamment MacConkey, Hektoen (pour les entérobactéries) et Chapman (pour les staphylocoques).

Sur le milieu MacConkey sans antibiotique, la croissance a été notée pour 18 échantillons, soit 23 % des cultures positives (Figure X). Ces colonies présentaient une coloration rose à rouge, indiquant une fermentation du lactose (profil Lac⁺). Parmi celles-ci, 4 ont également poussé sur le milieu MacConkey supplémenté en céfotaxime (CTX), soit 22,22 % (Figure X). En revanche, aucune croissance n'a été observée sur le milieu MacConkey additionné d'ertapénem (ERT) (Figure 3 et 4).

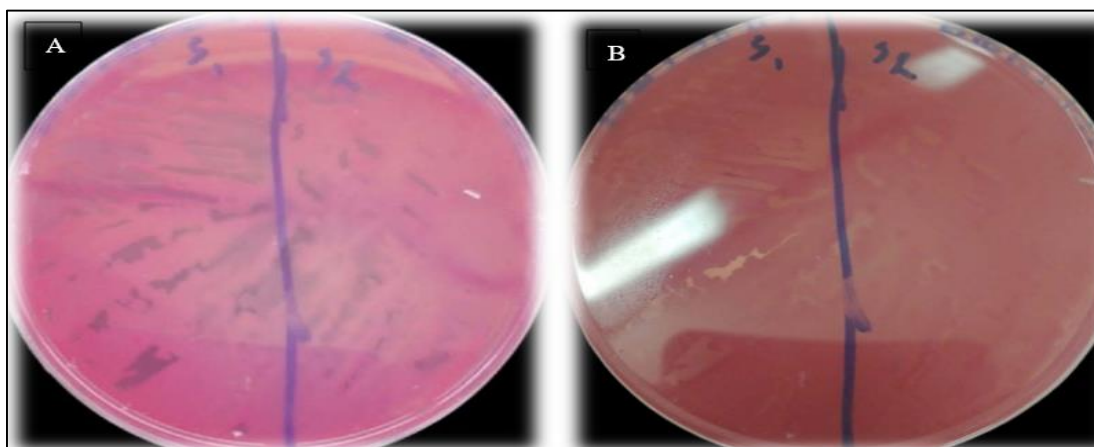


Figure 3: Croissance bactérienne sur milieu MacConkey. A : sans antibiotiques ; B avec antibiotiques (CTX)



Figure 4: Culture négative sur milieu MacConkey avec ertapeneme

Un pourcentage élevé des cultures positives a montré une croissance sur le milieu Chapman, soit 65 échantillons (84,41 %) (Figure 5).

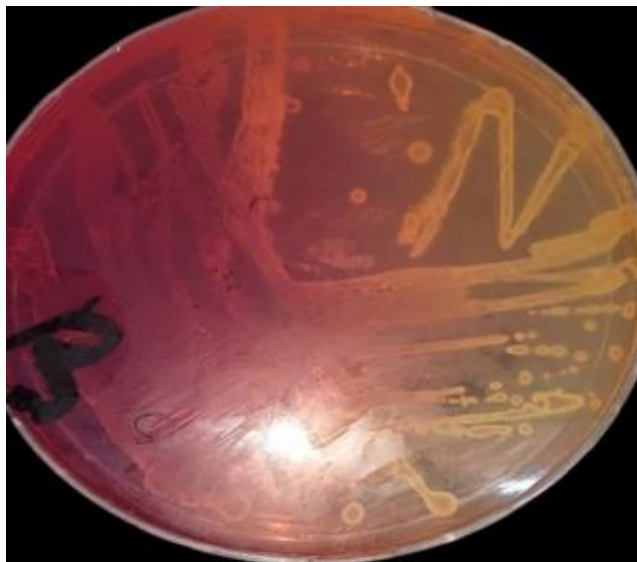


Figure 5: Culture positive sur milieu Chapman

2 Répartition des souches selon l'origine de l'argent prélevé

Le plus grand nombre de souches isolées sur gélose MacConkey, avec ou sans céfotaxime, a été obtenu à partir de l'argent prélevé en boucherie ($n = 7$; 87,5 %), suivi de celui collecté dans les moyens de transport ($n = 6$; 60 %), dans les pizzerias ($n = 4$; 36,36 %) et enfin dans les poissonneries, qui ont présenté le pourcentage le plus faible ($n = 1$; 25 %). Les résultats sont illustrés graphiquement dans la Figure 6.

Des cultures positives ont été obtenues sur milieu Chapman, quel que soit le type ou l'origine des échantillons monétaires testés. Cela inclut les échantillons issus de boucheries ($n=8$), poissonneries ($n=4$), transports publics ($n=10$), boulangeries ($n=2$), restaurants ($n=7$), pizzerias ($n=11$), vendeurs de produits laitiers ($n=3$), magasins de fruits et légumes ($n=4$), cafétérias ($n=2$), toilettes publiques ($n=3$), foyers ($n=2$), universités ($n=3$), services d'accueil ($n=2$), restaurants universitaires ($n=3$), et distributeurs automatiques ($n=2$).

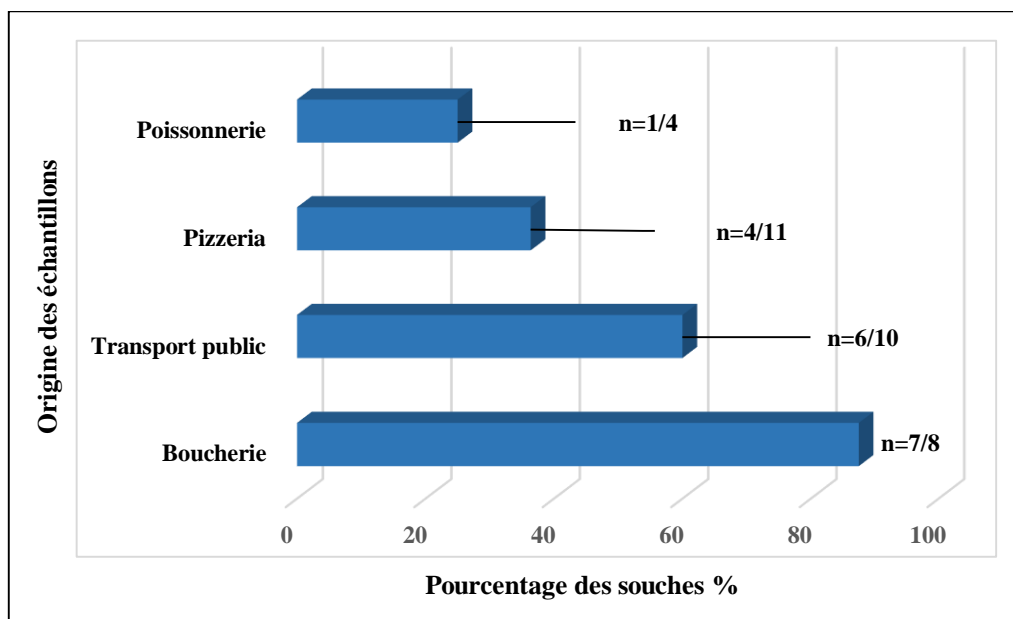


Figure 6: Répartition des souches isolées sur gélose MacConkey selon la source des échantillons monétaires

3 Répartition des cultures positive selon le type de support monétaire (pièces ou billets)

Sur les 67 prélèvements effectués à partir de pièces, une croissance bactérienne a été observée dans 65 cas sur le milieu Chapman (97,01 %), dans 18 cas sur le milieu MacConkey sans antibiotique (26,87 %) et dans 4 cas sur le milieu MacConkey supplémenté en céfotaxime (5,97 %). En revanche, aucun des 10 prélèvements réalisés à partir de billets n'a montré de croissance sur les milieux utilisés. Ces données sont résumées dans le tableau ci-dessous (Tableau 8).

Tableau 8: Croissance bactérienne observée sur les milieux sélectifs à partir des prélèvements de pièces et de billets

Milieu sélectif	Nombre de prélèvements positifs – Pièces (n = 67)	%	Nombre de prélèvements positifs – Billets (n = 10)	%
Chapman	65	97,01 %	0	0 %
MacConkey (sans antibiotique)	18	26,87 %	0	0 %
MacConkey + céfotaxime	4	5,97 %	0	0 %
MacConkey + ertapénem	0	0 %	0	0 %

4 Identification bactérienne

4.1 Orientation préliminaire sur milieu ChromAgar™ Orientation

Après le repiquage des isolats issus des milieux MacConkey et Hektoen sur le milieu ChromAgar™ Orientation, réalisé dans le but de les purifier et d'en permettre une identification préliminaire, trois profils colorimétriques ont été observés : des colonies roses (n =12), des colonies bleu-vert (n =4) et des colonies incolores (n = 2). (Figure 7)

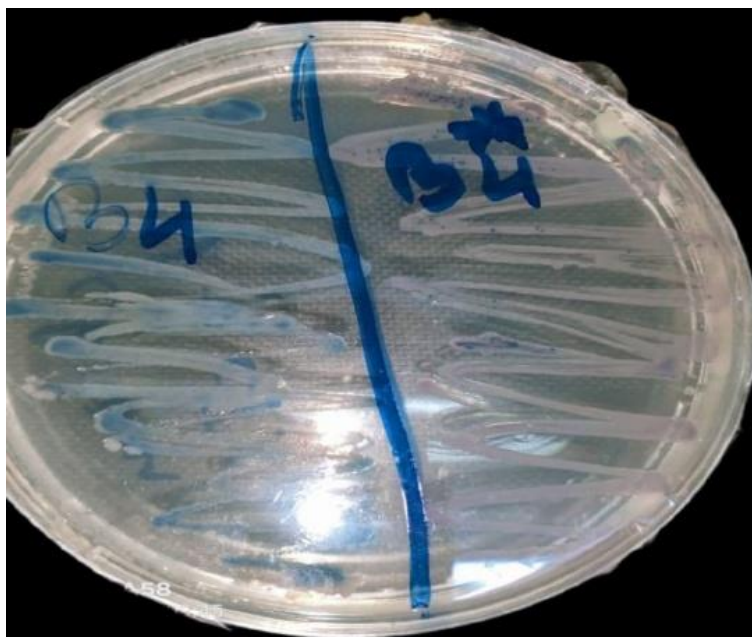
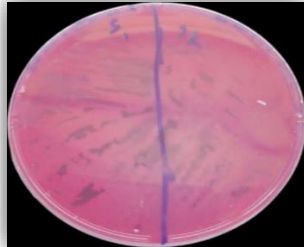
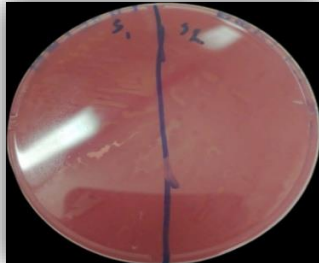
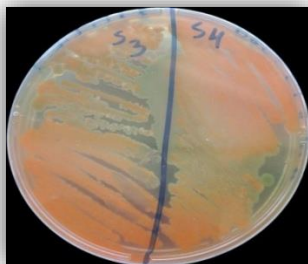



Figure 7: Croissance bactérienne sur ChromAgar Orientation (rose à droite, bleu à gauche).

4.2 Identification macroscopique



Après incubation à 37 °C pendant 24 heures, les colonies développées sur les milieux MacConkey et Hektoen ont présenté des variations de morphologie. Elles différaient par leur forme (ronde ou irrégulière), la surface (lisse, ondulée ou mucoïde), l'opacité, la consistance (crémeuse ou muqueuse) et la couleur (principalement rose sur MacConkey). (Tableau 9)

Tableau 9: Caractéristiques macroscopiques des colonies sur milieu MacConkey

Code	Forme	Surface	Opacité	Consistance	Couleur	Photo (Culture+)
B 4	Ronde	Lisse, semi-bombée	Opaque	Crémeuse	Rose	
B 1	Ronde	Brillante mucoïde	Opaque	Muqueuse	Rose	
B 2	Irrégulière	Ondulée	Opaque	Muqueuse	Rose	
B 3	Ronde	Lisse	Opaque	Crémeuse	Rose	
T/B	Ronde	Lisse, semi-bombée	Opaque	Crémeuse	Orange a rose saumon (Sur milieu Hektoen)	
T	Ronde	Lisse, semi-bombée	Opaque	Crémeuse	Incolore ou beige pâle (Sur milieu Hektoen)	

Parmi les souches isolées sur le milieu Chapman (n =65),40 souches ont formé des colonies opaques, légèrement en relief, à surface lisse et de couleur jaune dorée, tandis que 25souchesont donné naissance à des colonies similaires mais de couleur blanche (Tableau 10).

Tableau 10: Caractéristiques macroscopiques des colonies sur milieu Chapman

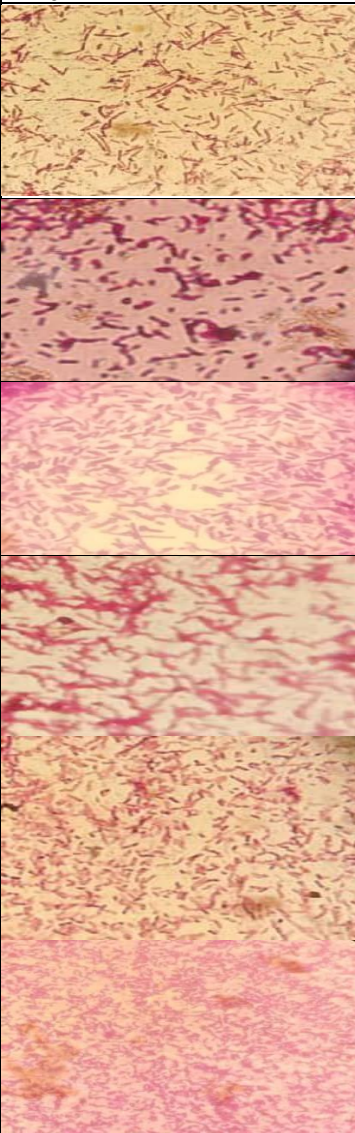
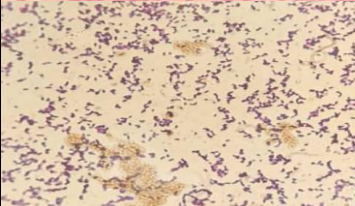
N	Forme	Surface	Opacité	Consistance	Couleur	Photo (Culture+)
n= 40	Ronde	Lisse, légèrement en relief	Opaque	Crémeuse	Jaune dorée	
n= 25	Ronde	Lisse, légèrement en relief	Opaque	Crémeuse	Blanche	

4.3 Identification microscopique après coloration de Gram

L'observation microscopique après coloration de Gram des cultures positives issues des milieux MacConkey et Chapman a révélé que 18 souches présentaient une morphologie de bacilles ou coccobacilles à Gram négatif, tandis que 65 autres, issues du milieu Chapman, apparaissaient comme des cocci à Gram positif. Ces résultats sont résumés dans le tableau ci-dessous.

Chez les six souches isolées sur milieu MacConkey (Transport, Boucherie), la coloration de Gram a mis en évidence des bacilles à extrémités arrondies, de couleur rose, ce qui indique leur caractère Gram négatif. Cette morphologie est typique des bactéries de la famille des *Enterobacteriaceae*

Tableau 11: Résultats de l'observation microscopique après coloration de Gram

Milieu de culture (n)	Type cellulaire	Coloration de Gram	Morphologie	Observation microscopique (objectif X 100)
MacConkey (n = 18)	Bacilles ou Coccobacilles	Gram négatif	Isolés, courts à moyens	
Chapman (n = 65)	Cocci	Gram positif	En amas	

4.4 Identification biochimique

4.4.1 Identification biochimique des isolats sur milieu MacConkey

L'identification biochimique à l'aide de la galerie API 20 E a confirmé que les six souches isolées sur gélose MacConkey appartiennent à la famille des *Enterobacteriaceae* et correspondent aux espèces suivantes : *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Serratia marcescens*, *Shigella*

sonnei, *Enterobactercloacae* et *Proteus mirabilis*.

Parmi ces souches, *E. coli*, *K. pneumoniae*, *Shigella* spp. et *E. cloacae* ont également montré une croissance sur le milieu supplémenté en céfotaxime, indiquant une résistance à cet antibiotique (Tableau).

4.4.2 Identification biochimique des isolats sur Milieu Chapman

Parmi les 65 souches isolées sur le milieu Chapman, 40 (61,54 %) ont été identifiées comme *Staphylococcus aureus*, sur la base d'un résultat positif au test de catalase (formation de bulles après ajout de peroxyde d'hydrogène) et au test de coagulase (présence visible d'un caillot dans le plasma). Les 25 souches restantes (38,46 %), catalase-positives mais coagulase-négatives, ont été classées parmi les staphylocoques à coagulase négative, principalement *S. epidermidis*.

Pour affiner l'identification de *S. aureus*, un test de fermentation du mannitol a été réalisé sur 10 souches sélectionnées aléatoirement. Toutes ont induit un changement de couleur du milieu Chapman, passant du rouge au jaune, indiquant une fermentation positive du mannitol. Les autres souches n'ont pas été testées pour ce caractère. (Figure 8)

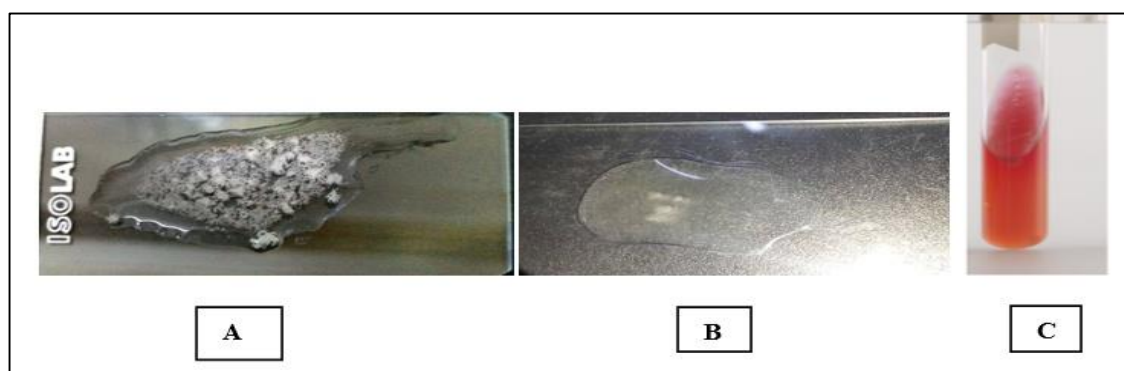


Figure 8: chez *Staphylococcus aureus*.

A : test de catalase +, B : test de coagulase +, C : Fermentation du mannitol

Tableau 12: Résultats des tests biochimiques (API 20 E) des souches isolées sur gélose MacConkey

Origine	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H ₂ S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLY	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	Espèce identifiée
T	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	-	-	-	+	<i>Escherichia coli</i>
B	-	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
B	-	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	<i>Serratia marcescens</i>
B	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	<i>Shigella sonnei</i>
B	+	-	+	+	+	-	-	-	-	+	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	<i>Enterobacter cloacae</i>
T	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	<i>Proteus mirabilis</i>

+ : test **positif**; - : test **néгатif**; ONPG : β-galactosidase ; ADH : Arginine dihydrolase ; LDC : Lysine décarboxylase ; ODC : Ornithine décarboxylase ; CIT : Utilisation du citrate ; H₂S : Production de sulfure d'hydrogène ; URE : Uréase ; TDA : Tryptophane désaminase ; IND : Production d'indole ; VP : Réaction de Voges-Proskauer ; GEL : Gélatinase ; GLY : Glycérine ; MAN : Mannitol ; INO : Inositol ; SOR : Sorbitol ; RHA : Rhamnose ; SAC : Saccharose ; MEL : Mélibiose ; AMY : Amygdaline ; ARA : Arabinose

5 Antibiogramme

5.1 Résistance aux antibiotiques des souches d'entérobactérie

Le résultat de l'antibiogramme a révélé que, parmi les six souches d'Entérobactéries testées, les taux de résistance les plus élevés ont été observés pour l'amoxicilline/acide clavulanique (AMC) et la ceftazidime (CAZ), avec 83,33 % de souches résistantes, suivis de la cefepime (FEP) et de la cefotaxime (CTX), chacune à 66,67 %. Un tiers des souches (33,33 %) étaient résistantes à l'aztréonam (ATM) et à la céfoxitine (FOX). Des résistances notables ont également été relevées à la ciprofloxacine (CIP) (66,67 %), à l'acide nalidixique (NA) (50 %) et au triméthoprime-sulfaméthoxazole (SXT) (83,33 %). En revanche, les taux de résistance à la gentamicine (GEN) et à l'amikacine (AK) sont restés faibles (16,67 %), et aucune souche n'a présenté de résistance à l'ertapénem (ERT). De plus, les quatre souches résistantes à la CTX (66,67 %) étaient multirésistantes, c'est-à-dire résistantes à au moins un antibiotique appartenant à trois familles différentes (Tableau 13).

Tableau 13: Profils de résistance aux antibiotiques des souches d'Entérobactéries

Espèces bactérienne	Source	AMC	FOX	FEP	CTX	CAZ	ATM	ERT	SXT	GEN	CIP	NA	AK	MR
<i>E. coli</i>	T	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>K. pneumonia</i>	B	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	+
<i>S. marcescens</i>	B	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	+
<i>S. sonnei</i>	B	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	+
<i>E. cloacae</i>	B	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	+
<i>P. mirabilis</i>	T	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Taux de R (%)		83,33	33,33	66,67	66,67	83,33	33,33	0	83,33	16,67	66,67	50	16,67	

T : souche issue de l'argent de transport ; **B** : souche issue de l'argent de la boucherie ; **case noire** : souche résistante ; **case rouge** : souche sensible ; **MR** : multirésistance ; + : souche multirésistante ; - : souche non multirésistante.

5.2 Résistance aux antibiotiques des souches de *Staphylococcus aureus*

Deux souches de *Staphylococcus aureus* ont été testées à l'aide du système automatisé VITEK® 2. Elles ont présenté un profil de résistance identique.

Les deux souches se sont révélées sensibles à la majorité des antibiotiques testés, notamment au linezolide, à la téicoplanine, à la vancomycine, à la tétracycline, à la tigécycline, à la nitrofurantoïne, au triméthoprim/sulfaméthoxazole, à la lévofloxacine et à la moxifloxacine. En revanche, une résistance a été observée à l'ampicilline/sulbactam, à l'érythromycine et à la clindamycine.

Tableau 14: Antibiogramme des souches de *Staphylococcus aureus* obtenu par le VITEK2

Antibiotique	CMI (mg/L)	Interprétation	Antibiotique	CMI (mg/L)	Interprétation
Ampicilline/sulbactam	8	R	Quinupristine/dalfopristine	≤ 0,25	S
Érythromycine	≥ 8	R	Linezolide	2	S
Clindamycine	≤ 0,25	R	Téicoplanine	2	S
Lévofloxacine	≤ 0,12	S	Vancomycine	1	S
Moxifloxacine	≤ 0,25	S	Tétracycline	2	S
Tigécycline	≤ 0,12	S	Nitrofurantoïne	32	S
Triméthoprim/sulfaméthoxazole	20	S			

CMI : Concentration minimale inhibitrice ; R : Résistante ; S : Sensible

6 Détection de la production de β-lactamase à spectre élargi (BLSE)

Parmi les quatre souches d'Entérobactéries résistantes à la céfotaxime, une seule, appartenant à l'espèce *Enterobacter cloacae*, a présenté une image de synergie de type bouchon de champagne, confirmant son caractère BLSE positif (Figure 9). Cette souche, isolée à partir de pièces provenant d'une boucherie, a également été confirmée comme multirésistante.

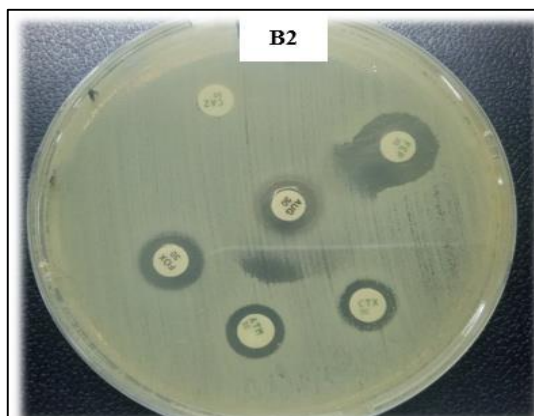


Figure 9: Test BLSE positif

Chapitre IV : Discussion

Les monnaies, qu'il s'agisse de pièces ou de billets, sont manipulées quotidiennement par un grand nombre de personnes dans des environnements parfois insalubres, ce qui en fait des supports propices à la transmission de micro-organismes pathogènes. Plusieurs études ont rapporté la présence de bactéries, y compris des souches multirésistantes, à leur surface, soulignant ainsi le risque potentiel pour la santé publique (**Djouadi et al., 2020 ; Girma, 2014**). En Algérie, bien que quelques travaux aient été menés dans certaines wilayas telles que Batna (**Bendjama et al., 2020**) et Alger (**Djouadi et al., 2020**), le sujet reste peu exploré à l'échelle nationale, avec des données encore fragmentaires. À notre connaissance, aucune étude similaire n'avait été réalisée dans la wilaya de Skikda. La présente recherche vise donc à combler cette lacune en évaluant la charge bactérienne des monnaies en circulation dans cette région, en identifiant les espèces isolées et en déterminant leur profil de résistance aux antibiotiques.

Dans ce cadre, l'analyse microbiologique a révélé une proportion élevée d'échantillons de pièces métalliques contaminées, indiquant une exposition fréquente à des sources bactériennes dans le contexte local. Ce constat est cohérent avec plusieurs études menées dans d'autres pays, qui ont montré que les pièces de monnaie peuvent servir de vecteurs microbiens importants (**Navlani et al., 2024 ; Butt et Malik, 2015**). En revanche, aucune contamination n'a été détectée sur les billets analysés, ce qui contraste avec les résultats rapportés dans la littérature internationale, où des niveaux significatifs de contamination ont été observés (**Alemu, 2014**). Cette absence pourrait s'expliquer, d'une part, par le caractère neuf ou peu circulé des billets prélevés, réduisant leur exposition aux sources de contamination, comme l'ont également noté **Djouadi et al., (2020)**, et d'autre part, par la nature des matériaux utilisés. En effet, certains billets modernes sont fabriqués à partir de matériaux intégrant des nanoparticules d'argent, connues pour leurs propriétés antimicrobiennes efficaces contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*, qu'elles peuvent éliminer en moins de 72 heures (**Lari et al., 2017**). Des études réalisées en Algérie ont également montré que les billets traités par ces nanoparticules présentent une charge microbienne nettement inférieure à celle des pièces métalliques, souvent exposées à de multiples manipulations (**Djouadi et al., 2020**). Il est important de noter que, bien que certains métaux comme le cuivre ou le nickel présentent des propriétés antimicrobiennes, celles-ci ne suffisent pas à empêcher la contamination lorsque la manipulation est fréquente (**Marin et al., 2018**). Enfin, la taille limitée de

l'échantillon de billets analysés (n = 10) constitue une limite à la généralisation de cette observation.

L'étude a mis en évidence une proportion élevée de cultures bactériennes positives à partir des échantillons monétaires analysés, ce qui témoigne d'une contamination fréquente de ces supports. Ce constat rejoint les résultats de plusieurs études menées dans différents contextes géographiques, qui ont également rapporté une forte présence de micro-organismes sur les pièces de monnaie en circulation (**Colquhoun et al., 2015** ; **Bendjama et al., 2020**). La croissance observée sur divers milieux sélectifs, avec ou sans antibiotiques (céfotaxime ou ertapénème), suggère non seulement une diversité microbienne, mais aussi la possible présence de souches tolérantes à certains agents antimicrobiens. Ces observations sont en accord avec les travaux de **Colquhoun et al., (2015)** et **Bendjama et al., (2020)**, qui ont signalé la détection de micro-organismes potentiellement résistants sur des supports monétaires manipulés dans des environnements alimentaires ou à forte densité humaine.

L'analyse par lieu d'échantillonnage a révélé des différences notables. Les pièces provenant des boucheries ont montré le taux de contamination le plus élevé (87,5%), suggérant un environnement fortement exposé à des sources microbiennes, notamment en raison de la présence de viande crue, de l'humidité et de pratiques d'hygiène souvent limitées. Cette situation favorise la contamination croisée entre les mains du personnel et les aliments.

Des auteurs comme **Kebede et Getu (2023)** ont souligné le rôle de la boucherie dans la dissémination de bactéries résistantes. De plus, **Albanna et al., (2023)** ont isolé *Staphylococcus aureus* et *Klebsiella pneumoniae* multirésistantes dans les eaux usées de boucheries.

Une prévalence intermédiaire a été observée dans les pizzerias (36,36%), où plusieurs espèces isolées appartiennent à la famille des **Enterobacteriaceae**. Ces bactéries, impliquées dans des infections gastro-intestinales, possèdent souvent des résistances multiples, notamment aux bêta-lactamines. Leur détection sur des monnaies manipulées dans des environnements de préparation d'aliments indique un risque potentiel de transfert indirect vers les consommateurs. **De Angelis et al., (2020)** ont montré que les aliments contaminés pouvaient être une source de transmission de souches résistantes. **Mekhloufi et al., (2021)** ont

également rapporté une prévalence élevée d'Enterobacteriaceae résistantes dans des aliments prêts à consommer.

La faible proportion de cultures positives dans les poissonneries (25 %) pourrait s'expliquer par des pratiques d'hygiène plus strictes, une manipulation moins fréquente de l'argent, ou des interactions limitées entre clients et personnel (**Trafialek et al., 2016**).

Les échantillons issus des moyens de transport ont montré un taux de contamination notable (60 %), probablement en lien avec le nombre élevé d'utilisateurs et la difficulté à maintenir une hygiène rigoureuse dans ces contextes publics (**Alemu, 2014 ; Mhatre, 2017**).

Parmi les bactéries isolées, les staphylocoques représentaient la majorité, avec un total de 65 souches, dont 40 *Staphylococcus aureus* coagulase positive et 25 *Staphylococcus epidermidis* coagulase négative. Cette forte proportion rejoint les observations de plusieurs travaux algériens, qui rapportent une prévalence élevée de *S. aureus* dans les produits alimentaires prêts à consommer ou les produits pâtisseries (**Mekhloufi et al., 2021**), soulignant le risque d'intoxications alimentaires lié aux entérotoxines staphylococciques. Dans notre étude, la présence simultanée de *S. aureus* sur des supports manipulés dans des environnements de préparation alimentaire (pizzerias, boucheries) suggère un risque de transfert indirect vers les aliments.

La forte prévalence des staphylocoques dans cette étude peut s'expliquer par leur nature commensale, en particulier *S. epidermidis*, qui constitue l'un des principaux habitants de la peau humaine et peut facilement être transféré aux objets manipulés. *Staphylococcus aureus*, quant à lui, est fréquemment retrouvé dans les narines et sur les mains des individus, ce qui favorise sa dissémination via les supports inertes comme les pièces de monnaie. Les manipulations répétées de l'argent, notamment dans les environnements alimentaires, peuvent ainsi constituer un vecteur important pour ces bactéries. Ce constat est cohérent avec des études ayant identifié *S. aureus* comme l'un des principaux contaminants des surfaces fréquemment touchées dans les lieux publics et les cuisines (**Navlani et al., 2024**). Par ailleurs, les conditions environnementales telles que la chaleur, l'humidité et la présence de matières organiques peuvent favoriser la survie temporaire de ces staphylocoques à la surface des pièces.

Dans notre étude, les entérobactéries isolées ont montré des profils de résistance préoccupants, notamment à plusieurs antibiotiques de première intention, ce qui confirme leur caractère multirésistant. Parmi les six entérobactéries testées, quatre étaient résistantes à la céfotaxime et toutes étaient multirésistantes. Une souche d'*Enterobactercloacae*, isolée à partir d'une pièce provenant d'une boucherie, a été identifiée comme productrice de BLSE. Ces résultats sont en accord avec ceux de (**Bendjama et al., 2020**), qui ont rapporté la présence de souches de *E. coli* résistantes à la céfotaxime sur des pièces de monnaie en Algérie. La présence de bactéries productrices de BLSE sur des supports inertes, tels que la monnaie, constitue une préoccupation croissante en santé publique. Plusieurs études internationales ont rapporté la détection d'*E. coli* BLSE dans des environnements communautaires, loin des structures hospitalières (**Ampel, 2013 ; Chong et al., 2013**). Dans certains contextes, comme en Indonésie, jusqu'à 66,7 % des porteurs sains hébergent ces germes (**Krisniawati et Widhi, 2021**), ce qui souligne la banalisation de leur circulation en milieu communautaire. Par ailleurs, la possibilité de transmission via des surfaces contaminées, notamment les billets et pièces de monnaie, a été évoquée comme un facteur de dissémination (**Meister et al., 2023**). Des données nationales récentes confirment également la présence de souches BLSE chez les patients externes, notamment dans la région de Skikda (**Abderrahim et al., 2022 ; Bougouizi et al., 2025**), ce qui soutient l'hypothèse d'un ancrage communautaire croissant de ces germes.

L'absence de croissance sur le milieu additionné d'ertapénem dans cette étude pourrait indiquer une faible présence d'entérobactéries hautement résistantes sur les supports monétaires analysés. Pourtant, plusieurs travaux menés en Algérie ont mis en évidence la circulation de telles bactéries dans différents contextes communautaires, notamment sur des denrées alimentaires, des végétaux ou encore dans des aliments de rue (**Boulmaiz et al., 2024**). Une étude conduite à Batna a même rapporté la détection d'une souche d'*Enterobactercloacae* productrice de carbapénémase OXA-48 sur des pièces de monnaie (**Bendjama et al., 2023**), ce qui contraste avec nos résultats. Par ailleurs, à Skikda, des entérobactéries résistantes aux carbapénèmes ont été isolées chez des patients hospitalisés comme externes, confirmant leur circulation en milieu clinique et communautaire (**Abderrahim et al., 2022 ; Bougouizi et al., 2025**). Ainsi, l'absence de détection observée ici pourrait être liée à un niveau de contamination trop faible ou à des limites de sensibilité des milieux de culture utilisés.

Ces données soulignent l'importance de renforcer les mesures d'hygiène dans les lieux de manipulation de l'argent, en particulier ceux liés à la restauration ou à la vente d'aliments, et appellent à des recherches complémentaires à plus grande échelle.

Plusieurs limites doivent être prises en compte dans l'interprétation de ces résultats. D'une part, la taille de l'échantillon analysé pour les billets de banque ($n = 10$) reste trop réduite pour permettre une comparaison fiable avec les pièces métalliques, et ne reflète pas nécessairement la diversité des billets en circulation dans la région. D'autre part, les profils de résistance aux antibiotiques des staphylocoques n'ont été déterminés que pour deux souches, ce qui limite les conclusions que l'on peut tirer quant à leur niveau réel de multirésistance. Une analyse plus large, incluant un nombre plus important de souches testées, serait nécessaire pour évaluer plus précisément les risques liés à ces bactéries. Enfin, la mise en évidence des gènes de résistance par des méthodes moléculaires n'a pas été réalisée dans cette étude, ce qui constitue un axe de recherche important pour mieux comprendre les mécanismes de résistance en jeu.

Conclusion et perspectives

Cette étude a mis en évidence une contamination bactérienne significative des pièces de monnaie en circulation dans la wilaya de Skikda, en particulier celles manipulées dans des environnements à forte densité humaine ou alimentaire. La fréquence élevée de staphylocoques, notamment *Staphylococcus aureus* et *S. epidermidis*, ainsi que d'entérobactéries multirésistantes, souligne le rôle potentiel des supports monétaires dans la dissémination communautaire de bactéries pathogènes.

Les sites de collecte tels que les boucheries et les transports en commun se sont révélés particulièrement propices à cette contamination, traduisant un risque accru dans ces contextes. La détection de souches productrices de BLSE sur certaines pièces confirme la circulation de bactéries résistantes en dehors du milieu hospitalier, illustrant la propagation préoccupante des résistances dans l'environnement communautaire.

Ces résultats soulignent la nécessité de renforcer l'hygiène dans les secteurs à risque comme les commerces alimentaires et les transports, en encourageant le lavage des mains, l'usage de gel hydroalcoolique, ou de gants. Il est également important de sensibiliser les professionnels manipulant fréquemment de l'argent aux risques de transmission bactérienne. La promotion des paiements sans contact représente une alternative hygiénique efficace. Enfin, l'intégration de matériaux antimicrobiens (comme le cuivre) dans la fabrication de la monnaie pourrait limiter la survie des bactéries sur ces surfaces.

Cette recherche s'inscrit pleinement dans une approche One Health, qui reconnaît les interactions étroites entre la santé humaine, animale et environnementale. Elle souligne la nécessité d'une surveillance intégrée des résistances bactériennes dans les milieux communautaires, et ouvre la voie à des études complémentaires basées sur des approches moléculaires et des dispositifs de veille microbiologique environnementale.

Afin de prolonger cette étude et de mieux comprendre les mécanismes de transmission bactérienne liés à la manipulation de la monnaie, plusieurs perspectives de recherche peuvent être envisagées :

- Des études futures devraient inclure l'isolement des bactéries présentes sur les pièces de monnaie et sur les mains des vendeurs, en vue d'une caractérisation complète par séquençage génomique complet (WGS). Cette approche permettrait d'établir les liens clonaux entre les souches et d'identifier à la fois les gènes de résistance aux antibiotiques et les facteurs de virulence.
- L'association de prélèvements sur des aliments vendus sur les mêmes sites de collecte permettrait d'explorer une éventuelle contamination croisée entre monnaie, mains humaines et produits alimentaires.
- L'élargissement de l'échantillonnage à un plus grand nombre de billets, associé à une étude comparative entre les deux types de supports, permettrait de **et de pièces** mieux cerner les objets monétaires les plus à risque selon leur composition, leur usage et leur fréquence de manipulation.

Références bibliographiques

A

Abderrahim, A., Djahmi, N., Loucif, L., Nedjai, S., Chelaghma, W., Gameci-Kirane, D., Dekhil, M., Lavigne, J.-P., et Pantel, A. (2022). *Dissemination of OXA-48- and NDM-1-Producing Enterobacteriales Isolates in an Algerian Hospital*. *Antibiotics*, 11(6), 750.

Abrams BL, Waterman NG. Dirty money. *JAMA* 219(9), 1202–1203 (1972). practices. *Lancet Infect. Dis.* 6(10), 641–652 (2006)

Albanna, A., Sedeeq, D. S., et Al-Mahmood, O. A. (2023, November). Chromogenic Agar Assisted Screening of Pathogenic Bacteria from Butcher shops Wastewater Effluent and their Antibiotic Susceptibility Profiling. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 1259, No. 1, p. 012077). IOP Publishing.

Alemu, A. (2014, January 23). Microbial contamination of currency notes and coins in circulation: A potential public health hazard.

Ampel, N. M. (2013). Community Acquisition of ESBL-Producing *E. coli*. *NEJM Journal Watch*, ID201303130000003.

Angelakis, E., Azhar, E. I., Bibi, F., Yasir, M., AlGhamdi, A. K., Ashshi, A. M., Elshemi, A. G., et Raoult, D. (2014). Paper money and coins as potential vectors of transmissible disease. *Future Microbiology*, 9(2), 249–261.

ARTATI et al. (2024). Identification using Analytical Profile Index (API) 20E KIT Method. Centre de recherche pour la technologie appropriée, BRIN ; Institut de recherche pour l'élevage de poissons ; Centre de recherche pour la pêche, BRIN.

Assefa, A., et Alzmayehu. (2023, December 1). Methicillin resistant *Staphylococcus aureus*: Molecular mechanisms underlying drug resistance development and novel strategies to combat. *Infectious Disease Reports*, 15(4), 185–198.

Atta ur-Rahman. (2023). *Shigella*. In Atta ur-Rahman (Ed.), *Studies in Natural Products Chemistry* (Vol. 76, pp. 1–33). Elsevier.

Ayad.A, (2017)., Etude de la résistance aux antibiotiques des entérobactéries au CHU de Tlemcen. Thèse de doctorat présenté en université Abou baker Belgayed Tlemcen

Ayandele, A.A., & Adeniyi, S. A.. *Prevalence and antimicrobial resistance pattern of micro organism isolated from Naria notes in Nigeria*. Journal of Research in Biology, 587-593, 2011

B

Barcella, L., Barbaro, A. P., et Rogolino, S. B. (2016, June 30). Colonial morphology of *Escherichia coli*: Impact of detection in clinical specimens. *Microbiologia Medica*, 31(2), Article 5636.

Balière, C. (2016). Les *Escherichia coli* potentiellement pathogènes dans l'environnement littoral: cas des STEC et des EPEC (Doctoral dissertation, Université de Bretagne Occidentale).

Barolia SK, Verma S, Verma BK. *Coliform Contamination on different Paper Currency in Ajmer, Rajasthan, India*. Universal Journal of Environmental Research and Technology, 1 (4): 552-6, 2011

Basavarajappa KG, Rao PN, Suresh K. Study of bacterial, fungal, and parasitic contamination of currency notes in circulation. *Indian J. Pathol. Microbiol.* 48(2), 278–279 (2005).

Basavaraju, M., & Gunashree, B. S. (2022). *Escherichia coli: an overview of main characteristics*. *Escherichia coli-Old and New Insights*.4

Belamri, A., Nacer, N., & Belhamri, R. (2021). Identification (Classique–miniaturisée) des entérobactéries: Étude comparative [Mémoire de fin d'études, Université Constantine 3 Salah Boubnider, Faculté de Médecine]. DSpace Université Constantine 3.

Benbrahim, C., et al. (2021, January 26). Klebsiellapneumoniae producing extended spectrum β -lactamase in Regional Military University Hospital of Oran, Algeria: Antibiotic resistance, biofilm formation, and detection of blaCTX-M and blaTEM genes. *African Journal of Clinical and Experimental Microbiology*.

Bendjama, E., Loucif, L., Chelaghma, W., Attal, C., Bellakh, F. Z., Benaldjia, R., Kahlat, I., Meddour, A., & Rolain, J.-M. (2020). First detection of an OXA-48-producing *Enterobacter cloacae* isolate from currency coins in Algeria. *Journal of Global Antimicrobial Resistance*, 23, 162–166. <https://doi.org/10.1016/j.jgar.2020.09.013>

BENLEULMI, H., et AMARA, Y. (2020). Contamination microbienne des billets de banque et pièces de monnaie dans la wilaya de Khenchela (Mémoire de Master, Université Abbes LaghrourKhenchela).

Bhumbla, U. (2018, January 1). Gram's staining. In *Workbook for Practical Microbiology* (pp. 3030). Jaypee Brothers Medical Publishers.

Bio-Rad. *Klebsiella* [Internet]. [cited 2019 Sep 19]. Available from: [//www.bacterio.cict.fr/bacdico/kk/klebsiella](http://www.bacterio.cict.fr/bacdico/kk/klebsiella)

Bougouizi, A., Chekroud, Z., Rahab, H., Boumegoura, A., et Touati, A. (2024). Prevalence and characterization of Carbapenem-Resistant Enterobacterales among inpatients and outpatients in Skikda, Algeria. *The Journal of Infection in Developing Countries*, 18(03), 383-390.

Bougouizi, A., Tagueha, A. D., Scribano, D., Chekroud, Z., Lamraoui, Z. E. I., Nencioni, L., ... et Rahab, H. (2025). Third-Generation Cephalosporin-Resistant Uropathogenic *Escherichia coli* From Community- and Hospital-Acquired Infections Show High Level of Antibiotic Resistance and Specific Virulence Traits. *Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology*, 2025(1), 9021465.

Boulmaiz, S., Ammar, A., et Bouguenoun, W. (2024). Antibiotic resistance and biofilm formation of Enterobacteriaceae isolated from Meat-Based Street Foods in Biskra, Algeria. *Brazilian Journal of Animal and Environmental Research*, 7(4), e75866-e75866.

Butt, A., et Malik (2015, August 25). Microbial and parasitic contamination on circulating Palostami currency.

C

Cavallo, J.-D., Fabre, R., Jehl, F., Rapp, C., & Garrabé, E. (2004). Bêtalactamines. EMC - Maladies Infectieuses, 1(3), 129–202. doi:10.1016/j.emcmi.2004.03.003

Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). *Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; 28th Informational Supplement*. CLSI document M100-S28. Wayne, PA: CLSI; 2018.

Chong, Y., Shimoda, S., Yakushiji, H., Ito, Y., Miyamoto, T., Kamimura, T., ...et Akashi, K. (2013). Community spread of extended-spectrum β -lactamase-producing *Escherichia coli*, *Klebsiellapneumoniae* and *Proteus mirabilis*: A long-term study in Japan. *Journal of Medical Microbiology*, 62(7), 1038–1043. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.056093-0>

Chouaib, N. F., Benhamed, N., Benyettou, I., et Bekki, A. (2023). Prevalence and antibiotic susceptibility profile of *Staphylococcus aureus* in commercialized food in Oran, Algeria. *Journal of Food Quality and Hazards Control*, 10(3), 113–118.

Clave, D. (2018). Fiche technique bactériologique :Serratia marcescens. Toulouse: Centre Toulousain pour le contrôle de qualité en Biologie clinique

Colquhoun, J. M., Wozniak, R. A. F., et Dunman, P. M. (2015). Clinically relevant growth conditions alter *Acinetobacterbaumannii* antibiotic susceptibility and promote identification of novel antibacterial agents. *PLoS ONE*, 10(11), e0143033. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143033>

Cui, J. (2003, November 5). Preparation of cefotaxime (Patent No. CN1451604A). China National Intellectual Property Administration.

D

De Angelis, G., Del Giacomo, P., Posteraro, B., Sanguinetti, M., & Tumbarello, M. (2020). Molecular mechanisms, epidemiology, and clinical importance of β -lactam resistance in Enterobacteriaceae. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(14), 5090. <https://doi.org/10.3390/ijms21145090>

Djouadi, L. N., Guezlane-Tebibel, N., Mansouri, K., Boumerdassi, H., Arab, K., Fardeau, M. L., et Nateche, F. (2020). Multidrug-resistant opportunistic and pathogenic bacteria contaminate Algerian banknotes currency. *Polish Journal of Microbiology* 69(4), 491.

E

EJ, Ridgway GL, Wren MWD. *Identification of bac-teria. In: Clinical microbiology*, 7th ed. London: Edward Arnold, 1993:100-55.

El-Din El-Dars, F. M., et Hassan, W. M. (2005). *A preliminary bacterial study of Egyptian paper money*. *International journal of environmentalhealthresearch*, 15(3), 235-240.

El Fertas-Aissani R., Messai Y., Alouache S., Bakour R. 2012. Virulence profiles and antibiotic susceptibility patterns of *Klebsiella pneumoniae* strains isolated from different clinical specimens. PATBIO-3048; No. of Pages 8.

Elmeskini K. 2011. Etude épidémiologique des infections à *Pseudomonas aeruginosa*. Thèse de Doctorat, Université Mohammed V, Maroc, 117 p.

Eyquem A, Alouf J, Montagnier JL. 2000. *Traité de microbiologie clinique : deuxièmes mises à jour et compléments*. PICCIN, 238p.

F

Faure S., 2009. Transfert d'un gène de résistance aux β -lactamines blaCTX-M-9 entre *Salmonella* et les entérobactéries de la flore intestinale humaine : Impact d'une antibiothérapie. Thèse de doctorat. Université Rennes de France. 190p.

Fitzgerald, M. J., Pearson, M. M., et Mobley, H. L. T. (2024, March 27). *Proteus mirabilis* UreR coordinates cellular functions required for urease activity. *Journal of Bacteriology*, 206(5), e00031-24.

Fontana, C., Laratta, E., Di Marino, D., Pantosti, A., et Venditti, M. (1997). Simple enzymatic method for rapid identification of a *Staphylococcus aureus* subspecies *aureus* biovar. *European Journal of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 16(9), 633–635.

Fox, E. M. (2023). Dissemination of carbapenemase-producing Enterobacteriaceae and associated resistance determinants through global food systems. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 22(4), 1502–1526.

Fulford, M. R., et Stankiewicz, N. R. (2020). Dental disinfection and environmental decontamination. In *Infection Control in Primary Dental Care* (pp. 105–115). Springer Cham.

G

Gedik, H., Voss, T. A., et Voss, A. (2013). Money and transmission of bacteria. *Antimicrobial resistance and infection control*, 2(1), 22

Germani, Y., et Sansonetti, P. J. (2006). The genus *Shigella*. In M. Dworkin, S. Falkow, E. Rosenberg, K.-H. Schleifer, et E. Stackebrandt (Eds.), *The Prokaryotes* (3rd ed., Vol. 6: Proteobacteria: Gamma Subclass, pp. 99–122). Springer New York.

Gherardi, G. (2023, May 1). *Staphylococcus aureus* infection: Pathogenesis and antimicrobial resistance. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(9), 8182.

Girma, G. (2014). Health risk associated with handling of contaminated paper currencies in circulation: A review. *American Scientific Research Journal for Engineering, Technology, and Sciences*, 10(1), 40–53.

Gniadkowski M. 2001. *Evolution and epidemiology of extended-spectrum-lactamases* β
Gniadkowski M. 2001. Evolution and epidemiology of extended-spectrum (ESBLs) and
ESBL-producing microorganisms. *Clin Microbiol Infect* 7. p 597-608.

González, L. V. (2022). Human pathogenic Enterobacterales. In *Encyclopedia of Infection
and Immunity* (Vol. 1, pp. 628–636). Elsevier.

González, L. V. (2022). Human pathogenic Enterobacterales. In *Encyclopedia of Infection
and Immunity* (Vol. 1, pp. 628–636). Elsevier.

Grude N. Tveten Y. 2001. Kristiansen BE; Urinary tract infection in Norway: bacterial
etiology and susceptibility. A retrospective study of clinical isolates; *ClinMicrobiol Infect*;
7:543-7.

Guentzel, M.N. (1996). *Escherichia, Klebsiella, Enterobacter, Serratia, Citrobacter, and
Proteus*. In S. Baron (Ed.), *Medical Microbiology* (4th ed., Chap. 26). University of Texas
Medical Branch at Galveston. Retrieved.

Guglielmetti, P et Bartoloni, A. (2003). *ESCHERICHIA COLI | Occurrence and
Epidemiology of Species other than Escherichia coli*, Editor(s): Benjamin Caballero,
Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition (Second Edition), Academic Press,
(2162-2166). ISBN 9780122270550, <https://doi.org/10.1016/B0-12-227055-X/00414-4>.
(<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B012227055X004144>).

Gulzar, M., et Zehra, A. (2018, November 28). *Staphylococcus aureus: A brief review*.
International Journal of Veterinary Science and Research, 4(1), 20–22.

H

Hall, J. W., et Ji, Y. (2013). Sensing and adapting to anaerobic conditions by *Staphylococcus
aureus*. In A. I. Laskin, S. Sariaslani, et G. M. Gadd (Eds.), *Advances in Applied
Microbiology* (Vol. 83, pp. 1–41). Academic Press.

Hamid et Taha (2020). Mannitol fermenting methicillin-resistant coagulase negative staphylococci isolated from diabetic foot infections. *International Journal of Research in Pharmaceutical Sciences*, 11(4), 6507–6512

Hao, W., Zhang, Y., Wang, J., Li, X., & Liu, M. (2013, July 3). Ertapenem sodium freeze-dried preparation and preparation method thereof (Patent No. CN103181303A). China National Intellectual Property Administration

Harding-Crooks, R., Jones, A. L., Smith, D. L., Fanning, S., et Fox, E. M. (2024). Profiling the Enterobacterales community isolated from retail foods in England. *Journal of Food Protection*, 87(11), 100369.

Hasan, A. K., Alsharifi, N. A. N., et Abbood, M. K. (2022). Identification of Microbial Contamination: Isolation from Metallic Coins. *Journal of Pharmaceutical Negative Results*, 13.

Horiuchi, K., Matsumoto, T., Hidaka, E. (2012). Isolation and molecular characterization of catalase-negative *Staphylococcus aureus* from sputum of a patient with aspiration pneumonia. *Japanese Journal of Infectious Diseases*, 65(5), 439–442.

J

Illiaquer M.2010. *Épidémiologie et caractérisation moléculaire de souches de Klebsiella pneumoniae résistantes aux céphalosporines de 3ème génération, hors BLSE, isolées entre 2007 et 2009, au CHU de Nantes. Thèse de doctorat d'état, université de Nantes, France, 123p.*

Imai, Y. (2018, November 15). *Method for producing medicine solution pharmaceutical preparation.*

J

Janda, JM et Abbott, SL,. « Les genres Klebsiella et Raoultella », The Enterobacteria, 2e éd. 115-129. 2006 Washington, États-Unis: ASM Press. Gut. sept 2007;56(9):1331.

Jean FRENEY, François Renaud, Willy Hansen, Claude Bollet. Précis de bactériologie clinique. Eska. Paris: Editions Alexandre Lacassagne; 2000. 1116-1173p._Ward DJ. Hand adornment and infection control. Br. J. Nurs. 16(11), 654–656 (2007).

K

Kebede, M. T., & Getu, A. (2023). *Assessment of bacteriological quality and safety of raw meat at slaughterhouse and butchers' shop (retail outlets) in Assosa Town, Beneshangul Gumuz Regional State, Western Ethiopia*. BMC Microbiology, 23, Article 308.

<https://doi.org/10.1186/s12866-023-03008-4>

Kingry, L. C., Gladney, L., et Petersen, J. M. (2023, August 11). Yersiniaceae. In A. M. Tartofet F. L. Levi (Eds.), *Manual of Clinical Microbiology* (p. 826–844).

Kramer A, Schwebke I, Kampf G. *How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review*. BMC Infect. Dis., 6 (1): 130, 2006

Krisniawati, N., et Widhi, A. P. K. N. (2021). *Prevalence and risk factors of ESBL-producing Enterobacteriaceae in The Community*. Journal of Biomedicine and Translational Research, 7(1), 1-6.

L

lactamases_Gniadkowski M. 2001. *Evolution and epidemiology of extended-spectrum (ESBLs) and ESBL-producing microorganisms*. Clin Microbiol Infect 7. p 597-608.

LADRAA, R., et KAABOUCHE, A. (2016). *Étude microbiologique de la monnaie fiduciaire Algérienne* (Mémoire de Master, Université des Frères Mentouri Constantine

Laganà, P., Caccamo, F., Gioffrè, M. E., et Delia, S. (2023, October). Evaluation of antibiotic resistance in bacterial strains isolated from sewage of slaughterhouses. *The European Journal of Public Health*, 33(Supplement_2), ckad160.212.

Lagha N. 2015. Etude de la résistance aux antibiotiques des entérobactéries productrices de β - lactamases à spectre étendu (BLSE) isolées de l'hôpital de Laghouat. Thèse de Doctorat, Université Abou Bekr Belkaïd -Tlemcen, Algérie, 105 p.

Lamichhane J, Adhikary S, Gautam P, Maharjan R, Dhakal B. *Risk of handling paper currency in circulation chances of potential bacterial transmittance*. *Nepal J. Sci. Technol.* 10(2009), 161–166 (2009)

Lari, M. H. A., Esmaili, V., Naghavi, S. M. E., Kimiaghali, A. H., et Sharifaskari, E. (2017). *Synthesis of nanosilver particles in the texture of bank notes to produce antibacterial effect*. *International Journal of Nanoscience*, 16(01), 1650020.

M

Marin, V., Duval, R. E., Hartemann, P., & Engels-Deutsch, M. (2018). *Contact killing and antimicrobial properties of copper*. *Journal of Applied Microbiology*, 124(5), 1032–1046. <https://doi.org/10.1111/jam.137>

Marylyse.V., (2015). Résistance Aux B -Lactamines à Large Spectre Chez les bactéries à gram négatif. Épidémiologie et diagnostic. Université LAVAL. Canada.

Maza ML, Pezzlo TT, Peterson ME, Shigei TJ. (2004). *Color Atlas of Medical Bacteriology*. ASM Press, Washington. 316 p.

Matsushima, A., Kimura, Y., et Tsuji, H. (2020). *Novel transparent copper film with antibacterial activity for environmental infection control*. *Materials Letters*, 260, 126931.

McCann, M. T., Foster, S. J., et O'Gara, J. P. (2008, December 1). *Staphylococcus epidermidis device-related infections: Pathogenesis and clinical management*. Journal of Pharmacy and Pharmacology, 60(12), 1631–1639.

Medved'ová, A., Havlíková, A., Lehotová, V., et Šebová, D. (2019, December 5). *Staphylococcus aureus 2064 growth as affected by temperature and reduced water activity*. Italian Journal of Food Safety, 8(3), 8287.

Meister, T. L., Kirchhoff, L., Brüggemann, Y., Todt, D., Steinmann, J., & Steinmann, E. (2023). *Stability of pathogens on banknotes and coins: A narrative review*. Journal of Medical Virology, 95(12), e29312. <https://doi.org/10.1002/jmv.29312>

Mekhloufi, O. A., Chieffi, D., Hammoudi, A., Bensefia, S. A., Fanelli, F., et Fusco, V. (2021). Prevalence, enterotoxigenic potential and antimicrobial resistance of *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) isolated from Algerian ready to eat foods. *Toxins*, 13(12), 835.

Mhatre, T. C. (2017, November 14). Study of contaminated currency notes in circulation.

Mhatre, T. C. (2017, November 14). Study of contaminated currency notes in circulation. *International Journal of Current Research*, 7(11), 20434–20439.

Mishu, M. A., et al. (2024). Detection, characterization, and antibiotic resistance profiling of multidrug-resistant bacteria isolated from circulating currency in the North-Eastern region of Bangladesh. *IJID Regions*, 14, 100519. <https://doi.org/10.1016/j.ijregi.2024.100519>

Mohamed, A. M., et al. (2014). Secondary metabolites as anti-inflammatory agents. *The Journal of Phytopharmacology*.

Mossel (1962). Attempt in classification of catalase-positive staphylococci and micrococci. *Journal of Bacteriology*, 84(6), 1140–1147

Musa, M. A., et Tahir, O. M. (2017). *Aerobic Bacteriological Contamination of Sudanese Currency in Port Sudan, Sudan*.

N

Navlani, D., Maheshwari, A., Thakkar, V., Taunk, R., Chaudhary, N., et Arya, A. (2020). *Fungal flora associated with Indian and foreign coins and their potential health risks*. *Acta Scientific Microbiology*, 3(3), 182–188.

Nikaido, H. (2009, January 1). *Outer membrane, Gram négative bacteria*. In *Encyclopedia of Microbiology* (pp. 439–452). Academic Press.

Nimmo, G., et Coombs, G. W. (2008). *Staphylococcus aureus*. *Microbiology Australia*, 29(3), 113.

Nishibuchi, M. (2006). *Miscellaneous human pathogens*. In F. L. Thompson, B. Austin, et J. Swings (Eds.), *The Biology of Vibrios* (pp. 367–381). ASM Press.

N Shetty, G Hill, G L Ridgway. *The Vitek analyser for routine bacterial identification and susceptibility testing: protocols, problems, and pitfalls*. *J Clin Pathol* 1998;51:316-323.Stokes

O

Oluduro, A. O., Ojo, O. A., Oloruntoba, O. A., Famurewa, O., etAdeyemi, O. T. (2014). *Antibiotic resistance and public health perspective of bacterial contamination of Nigerian currency*. *Advances in Life Science and Technology*, (21), 1–10.

P

Pal, R., et Bhadada, S. K. (2020). *Cash, currency and COVID-19*. *Postgraduate Medical Journal*, 96(1135), 427–428. <https://doi.org/10.1136/postgradmedj-2020-138006>

Pandey, N. (2024, August 1). *Bacterial pathogenesis*. IIPSeries: International Interdisciplinary Conference on Recent Advances in Science, Engineering and Technology.

Peirano G. et Pitout J.D.D. 2010. *Molecular epidemiology of Escherichia coli -lactamases: the producing CTX-M O25: H4*. International Journal of worldwide emergence of clone ST131 Antimicrobial Agents; 35: 316-321.

Pickering, A. C., Yebra, G., Gong, X., Lacey, J. A., Schefer, C., Vazquez, J. M., ... Fitzgerald, J. R. (2021). *Evolutionary and functional analysis of coagulase positivity among the staphylococci*. mSphere, 6(4), e00381-21.

Pittet D, Allegranzi B, Sax H et al. *Evidencebased model for hand transmission during patient care and the role of improved*.

Poore, C. A., Coker, C., Dattelbaum, J. D., et Mobley, H. L. T. (2001, August 1). *Identification of the domains of UreR, an AraC-like transcriptional regulator of the urease gene cluster in Proteus mirabilis*. Journal of Bacteriology, 183(15), 4526–4535.

Puljko, A., Babić, I., Rozman, S. D., Barišić, I., Jelić, M., Maravić, A., ... et Udiković-Kolić, N. (2024). *Treated municipal wastewater as a source of high-risk and emerging multidrug-resistant clones of E. coli and other Enterobacterales producing extended-spectrum β -lactamases*. Environmental Research, 243, 117792.

Pradeep, N. V., Marulasiddaiah, B. S., & Chetana, M. *Microbial Contamination of Indian Currency notes in circulation*. Journal of Research in Biology, 2 (4), 377-382, 2012.

R

Ramoul A., 2013. Sensibilité aux antibiotiques et profil moléculaire des bactéries responsables d'infections respiratoires basses. Thèse de doctorat en microbiologie. : Université Badji Mokhtar. Annaba

Rapp, R. P., et Record, K. E. (2001, January 1). Gram Negative Bacteria. In A. G. Mainous III et C. Pomeroy (Eds.), Management of Antimicrobials in Infectious Diseases (pp. 43–59). Humana Press.

Reiner, K. (2010, November 11). Catalase Test Protocol.

Rizi, K. S., Ghazvini, K., et Farsiani, H. (2020). *Clinical and pathogenesis overview of Enterobacter infections*. *Reviews in Clinical Medicine*, 7(1), 1–5.

Rock, C., et Donnenberg . (2014). Human pathogenic Enterobacteriaceae. In M. L. Sherwood (Ed.), *Molecular Medical Microbiology* (Vol. 2, pp. 835–848). Elsevier.

Rodriguez-Villalobos H. et Struelens M.-J. 2006. Résistance bactérienne par β lactamases à spectre étendu : implications pour le réanimateur. *Réanimation*; 15: 205-213.

Rozalski, A., Torzewska, A., Moryl, M., Kwil, I., Maszewska, A., Ostrowka, K., et Sidorczyk, Z. (2012). *Proteus sp. – an opportunistic bacterial pathogen – classification, swarming growth, clinical significance and virulence factors*. *Folia Biologica et Oecologica*, 8(1), 1–8.

S

Sabesan, M., et Venkatesan, D. (2024, November 24). *The isolation and assessment of the levels of microbial pathogens from saliva, hands, and currency notes*. *Cureus*, 16(11), Article e74366.

Saima, U., Alam, M. A., et Akter, S. (2021, March). *Survival of Escherichia coli in water microcosm study and rethinking its use as indicator*. *Microbiology*, 90(2), 247–260. Pleiades Publishing Ltd.

Schaffer, J. N., et Pearson, M. M. (2015, September 18). *Proteus mirabilis and urinary tract infections*. *Microbiology Spectrum*, 3(5), UTI-0017-2013.

Schmidt, A. M. et al *Listeria monocytogenes* in Betrieben des Fischeinzelhandels.

Archiv für Lebensmittelhygiene, Effendi, M. H. et al (2020) *Presence of multidrug resistance (MDR) and extended-spectrum beta-lactamase (ESBL) of Escherichia coli isolated from cloacal swab of broilers in several wet markets in Surabaya, Indonesia*. *Biodiversitas*, 22(1), 66–72. .

Sefraoui I. 2015. *Etude de la résistance aux antibiotiques de Pseudomonas aeruginosa au niveau de différents hôpitaux de l'ouest algérien*. Thèse de doctorat, université Abou Bekr Belkaid, Tlemcen, 94 p.

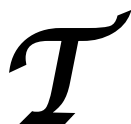
SEKHRI-ARAFI N. Fréquence et marqueurs épidémiologiques de *Klebsiella pneumoniae* dans les services à haut risque infectieux au niveau du CHU Benbadis de Constantine, Thèse pour l'obtention du grade de DOCTEUR EN SCIENCE,. Université Mentouri de Constantine, Faculté des sciences de la nature et de la vie, Département de biochimie et de microbiologie; 2011

Shetty, G Hill, G L Ridgway. The Vitek analyser for routine bacterial identification and susceptibility testing: protocols, problems, and pitfalls. *J Clin Pathol* 1998 ;51:316-323.

Singh, N., et Anand, S. (2022). Enterobacteriaceae. In *Encyclopedia of Dairy Science* (3rd ed., pp. 482–489). Elsevier.

Stokes EJ, Ridgway GL, Wren MWD. *Identification of bac-teria. In: Clinical microbiology*, 7th ed. London: Edward Arnold, 1993:100-55.

Sun, J.-L., Zhang, S., Chen, J., Zhang, X., Yin, Y., et Su, X. (2012). *Metabolic profiling of Staphylococcus aureus cultivated under aerobic and anaerobic conditions with (1)H NMR-based nontargeted analysis*. *Canadian Journal of Microbiology*, 58(6), 817–826.



Tagoe DNA, Baidoo SE, Dadzie I, Ahator D. *A study of Bacterial Contamination of Ghanaian Currency Notes in Circulation*. *The Internet Journal of Microbiology*, 8 (2).1-5, 2010.

Tong, S. Y. C., Davis, J. S., Eichenberger, E., Holland, T. L., et Fowler, V. G. (2015, July 1). *Staphylococcus aureus infections: Epidemiology, pathophysiology, clinical manifestations, and management*. *Clinical Microbiology Reviews*, 28(3), 603–661.

Trafialek, J., Zwolinski, M., & Kolanowski, W. (2016). *Assessing hygiene practices during fish selling in retail stores*. *British Food Journal*, 118(7),

Two-step gram staining method Ye Ying, Tao Yuan, Yang Li-Xin, Wen Feng-Qi 12 Feb 2009.

Tolba O, Loughrey A, Goldsmith CE, Millar BC, Rooney PJ, Moore JE. *Survival of epidemic strains of nosocomial-and community-acquired methicillin-resistant Staphylococcus aureus on coins*. Am. J. Infect. Control, 35 (5), 342-346, 2007

V

Villalobo, E. (2016). *Pathogens in Milk: Shigella spp.* In Reference Module in Food Science (Vol. 1, pp. 1–6). Elsevier.

W

Wang, Q., et Li (2017, May 31). Sodium ertapenem purification method [Patent]. World Intellectual Property Organization. WO 2014/082226 A1.

Wang, S.-F., Le, Y.-Q., Shi, D.-F., et others. (2007). *The application of API system to environmental microbiological experiment*. China Medical Equipment, 10(10).

Wodajo, S., et Kabeta, T. (2022). *Isolation, Identification, and Antibigram of Staphylococcus from Paper Currency and Meat Collected from Butcher House, Restaurant and Abattoir in Jimma Town, South Western Ethiopia*.

Wolff, M., Joly-Guillou, M. L., & Pajot, O. (2008). *Le point sur les carabapénèmes*. *Réanimation*, 17(3), 242-250

Ward DJ. *Hand adornment and infection control*. Br. J. Nurs. 16(11), 654–656 (2007).

y

Yassine K., 2011. *Comportement des Enterobacteriesisolees des Urines vis-a-vis de l'amoxicilline – acide Clavulanique l'imipeneme et l'ertapeneme*. Thèse du doctorat en pharmacie. Rabat : Universite Mohammed V. Ecole royale de service de sante militaire. 80p.

Ye, Y., Tao, Y., Yang, L.-X., et Zhang, X. (2009, February 12). *Two-step gram staining method*.

Yuan, F., Huang, Z., Yang, T., Zhang, Y., Sun, N., Liu, Z., et Wu, J. (2021). *Pathogenesis of Proteus mirabilis in catheter-associated urinary tract infections*. *UrologiaInternationalis*, 105(1–2), 1–8.

Z

Zenati.F, (2016). Effet inhibiteur des huiles essentielles de trois plantes aromatiques sur Escherichia coli (BLSE) responsable d'infection urinaire d'origine hospitalière. Thèse de doctorat soutenu en université d'ABOU BAKER BELGAID. Tlemcen.

Zinnah, M. A., Bari, M. R., Islam, M. T., Hossain, M. T., Rahman, M. T., Hossain, M. M., ...et Rahman, M. (2008). *Characterization of Escherichia coli isolated from samples of different biological and environmental sources*. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*, 5(1-2), 25–32.

Annexes

Annexe 1 : Interprétation des tests biochimiques de la galerie API 20 E

Test Biochimique	Réactif(s) ajouté(s)	Résultat positif	Résultat négatif	Remarques
ONPG (Ortho-Nitrophényl-β-D-Galactopyranoside)	Aucun	Jaune	Incolore	Test de β-galactosidase
ADH (arginine)	Aucun	Rouge ou rose	Jaune	Décarboxylation de l'arginine
LDC (lysine)	Aucun	Rouge ou rose	Jaune	Décarboxylation de la lysine
ODC (ornithine)	Aucun	Rouge ou rose	Jaune	Décarboxylation de l'ornithine
CIT (citrate)	Aucun	Bleu	Vert ou incolore	Utilisation du citrate
H2S (sulfure d'hydrogène)	Aucun	Précipité noir	Aucun précipité	Production de sulfure d'hydrogène
URE (urée)	Aucun	Rose	Jaune	Hydrolyse de l'urée
TDA (tryptophane déaminase)	Aucun	Brunâtre ou rougeâtre	Jaune	Dégradation du tryptophane
IND (indole)	Réactif de Kovac	Anneau rouge	Absence d'anneau	Production d'indole
VP (Voges-Proskauer)	α-naphtol + KOH	Rose/rouge	Incolore	Production d'acétoïne
GEL (gelatinase)	Aucun	Liquéfaction du gel	Gel intact	Hydrolyse de la gélatine
GLU (glucose)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation du glucose
MAN (mannitol)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation du mannitol
INO (inositol)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation de l'inositol
SOR (sorbitol)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation du sorbitol
RHA (rhamnose)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation du rhamnose
SAC (saccharose)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation du saccharose
MEL (mélibiose)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation de la mélibiose
AMY (amidon)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation de l'amidon
ARA (arabinose)	Aucun	Jaune	Rouge	Fermentation de l'arabinose

Résumé

Bien que la monnaie soit reconnue comme un vecteur potentiel de transmission microbienne, aucune étude de ce type n'avait encore été réalisée dans la wilaya de Skikda. Ce travail visait à évaluer le risque microbiologique associé à la circulation de la monnaie. Un total de 77 échantillons (10 billets et 67 lots de pièces métalliques) a été collecté entre mars et mai 2025 à partir de sites publics très fréquentés. Les échantillons ont été ensemencés sur des milieux sélectifs avec ou sans antibiotiques. Les isolats ont été identifiés par des examens macroscopiques, microscopiques et des tests biochimiques, et la sensibilité aux antibiotiques a été évaluée. Aucun germe n'a été isolé des billets. En revanche, un total 83 souches ont été identifiées à partir des pièces, dont 78,3 % de staphylocoques (48,2 % *S. aureus*, 30,1 % *S. epidermidis*) et 21,7 % d'entérobactéries. Ces dernières provenaient principalement des pièces collectées en boucherie (87,5 %) et dans les transports publics (60 %). Des taux élevés de résistance ont été observés pour l'amoxicilline/acide clavulanique, la ceftazidime et le triméthoprim-sulfaméthoxazole. Une souche d'*E. coli* productrice de BLSE a été détectée. Ces résultats confirment le rôle potentiel des pièces de monnaie comme vecteur de bactéries multirésistantes et soulignent la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène lors de leur manipulation.

Mots-clés : Monnaie – Transmission bactérienne – Entérobactéries – Staphylocoques – Résistance aux antibiotiques – BLSE.