



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار-عنابة

Université Badji Mokhtar-Annaba

FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

LABORATOIRE DE BIOCHIMIE ET MICROBIOLOGIE APPLIQUEE

THESE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle LMD

En Microbiologie

Option : MICROBIOLGIE APPLIQUEE

Thème :

**Les Dermatophytoses Dans la Région d'Annaba :  
Méthodologie de Diagnostic Microbiologique et  
Evaluation d'une Phytothérapie**

Présentée par : M<sup>elle</sup> Nadjat ENNAGHRA

Président :	Pr. Zidane BRANES	Université Badji Mokhtar Annaba
Directeur de thèse :	Pr. Boudjema SOUMATI	Université Badji Mokhtar Annaba
Examineur :	Pr. Laid DEHIMAT	Université les frères Mentouri Constantine
Examineur :	Pr. Amel BOUMENDJEL	Université Badji Mokhtar Annaba
Examineur :	Dr. Nedjoud GRARA	Université 8Mai 1945 Guelma

2016-2017



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار-عنابة

Université Badji Mokhtar-Annaba

FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

LABORATOIRE DE BIOCHIMIE ET MICROBIOLOGIE APPLIQUEE

THESE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle LMD

En Microbiologie

Option : MICROBIOLGIE APPLIQUEE

Thème :

**Les Dermatophytoses Dans la Région d'Annaba :  
Méthodologie de Diagnostic Microbiologique et  
Evaluation d'une Phytothérapie**

Présentée par : M<sup>elle</sup> Nadjat ENNAGHRA

Président :	Pr. Zidane BRANES	Université Badji Mokhtar Annaba
Directeur de thèse :	Pr. Boudjema SOUMATI	Université Badji Mokhtar Annaba
Examineur :	Pr. Laid DEHIMAT	Université les frères Mentouri Constantine
Examineur :	Pr. Amel BOUMENDJEL	Université Badji Mokhtar Annaba
Examineur :	Dr. Nedjoud GRARA	Université 8Mai 1945 Guelma

2016-2017

## *Dédicace*

*Ceux qui s sont les plus chers au monde, mes parents :*

*A mon père, pour m'avoir soutenu moralement et matériellement jusqu'à ce jour. Père, ce travail est le tien.*

*A ma mère, voici l'aboutissement de tes nombreuses nuits de prières de ta sagesse et ta générosité pour votre petite fille. Chère mère, ce travail est le fruit de tes efforts.*

*A mon seul frère Abdelmalek, mon bras droite, le chemin est dur et encore long, il faudrait du courage et beaucoup de chance, que dieu te garde.*

*Spécifiquement, à toi ; ma petite frangine Saïda, que je te souhaite une bonne chance aux études et une bonne continuation, Dieu avec toi.*

*Je n'oublie jamais la générosité illimitée de mes sœurs : Houria, Rafika, Ratiba, Massika et Sonia. Leurs soutien moral et financier, sans lesquels je n'aurais pu continuer mes études dans de bonnes conditions, tous simplement je voudrais leurs dire je les aime de tout mon cœur.....*

*A mon gendre Elhadi, pour leur encouragement et leur soutien moral.*

*A mes neveux et nièces ; (Amira, Aymen, Housseem, Omnya et Hibatarrahmene), Je vous souhaite beaucoup de chance. J'espère que vous allez suivre les pas de votre tante, que Dieu vous protège.*

*Nadjet*

## REMERCIEMENTS

*Avant tout nous remercions "Allah" tout puissant qui nous a donné le courage, la volonté et la force pour accomplir ce travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.*

*Je dois l'aboutissement de cette thèse à de nombreuses personnes. Tout d'abord, Je voudrais témoigner ma reconnaissance à mon directeur de thèse, monsieur **SOUMATI Boudjema**, professeur à l'université d'Annaba, qui a été mon encadreur depuis mon Master en 2010, pour m'avoir permis de travailler sur un projet des plus intéressants où j'ai pu me familiariser avec différentes techniques de la mycologie. Je tiens à lui exprimer ma reconnaissance pour sa grande disponibilité, l'encouragement continu, et pour son écoute attentive. Et delà de sa compréhension, j'ai beaucoup apprécié la confiance qu'il m'a toujours accordée, et grâce à laquelle j'ai bénéficié d'une grande liberté dans mon travail. Veuillez trouver ici le témoignage de toute ma gratitude, ma profonde reconnaissance et ma grande estime.*

*Je souhaite exprimer mes sincères et profonds remerciements à monsieur **BRANES Zidane**, professeur et chef de département de Biochimie à l'université d'Annaba, pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury, qu'il trouve ici l'expression de ma respectueuse reconnaissance.*

*Je remercie vivement les membres examinateurs pour avoir accepté d'évaluer ce travail:*

*Le professeur **DEHIMAT Laïd** à l'université de Constantine pour avoir accepté de juger ce travail. Qu'il me soit permis de lui exprimer ma profonde reconnaissance et ma haute considération.*

*Je remercie sincèrement Madame **BOUMENDJEL Amel**, Professeur à l'Université d'Annaba, qui me fait l'honneur d'accepter d'examiner mon travail.*

*Je voudrais exprimer également ma sincère reconnaissance à Madame **GRARA Nedjoud**, maître de conférences à l'université de Guelma, pour sa gentillesse, sa bienveillance et son amabilité à bien vouloir accepter de juger ce travail.*

*Ce travail a été réalisé au sein de Laboratoire de Recherche de Biochimie et Microbiologie Appliquée (LBMA), Département de Biochimie, Université Badji Mokhtar Annaba, Par conséquent, je tiens à remercier profondément le professeur et le directeur de laboratoire **LADJAMA Ali**.*

*Je tiens à exprimer mes vifs remerciements à madame **KABOUCHE BOUZIDI Lygia**, spécialiste en dermatologie et vénérologie à Annaba, pour sa gentillesse, son aide, pour m'avoir permis d'effectuer les prélèvements à partir des malades qui sont venus en consultation chez lui. Sans oublier de remercier l'infirmière **Namira** pour son aimable accueil.*

*Spécialement à monsieur **ABDELLAOUI Mohamed**, technicien de laboratoire où j'ai fait mon travail, pour sa politesse, gentillesse, son*

*aide, son encouragement et ses conseils. Je tiens à lui exprimer mes sincères remerciements.*

*Je tiens à témoigner toute ma reconnaissance à tous les membres et toute l'équipe des laboratoires au sein desquels j'ai travaillé et qui m'ont aidé à accomplir et mener à bien ce travail ; je cite : **Sakina, Mouna, Adra, Nadjoua, Bouchra, Amel, Zineb, Saïda et Lazhar.***

*Mes vifs remerciements s'adressent également à tous les enseignants qui ont contribué à ma formation tout au long de mes études.*

*Mes sentiments de reconnaissance et mes remerciements vont également à l'encontre de toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*

## ملخص

الفطريات الجلدية هي كائنات مجهرية محبة للكراتين. هناك ثلاثة أصناف : تريكوبيطون, ميكروصبوروم و إبيدارموفيطون. هذه الفطريات تسبب خاصة الأمراض الجلدية السطحية على مستوى الجلد, الأظافر و فروة الرأس. علاج هذه الأمراض مكلف جدا و كذلك مدته طويلة, و لهذا العلاج التقليدي يبقى كحل بديل, حيث أثبتت الأعشاب الطبية مدى فعاليتها.

إن الهدف من دراستنا في هذا البحث هو عزل و تعريف هذه الفطريات الجلدية في مدينة عنابة, و كذلك تقييم نشاط المضادات الفطرية للمستخلصات المائية لثلاثة نباتات طبية (الثوم, الكالبيتوس و الدفلى) على نمو أنواع الفطريات الأكثر انتشارا من خلال دراستنا.

أخذنا 166 عينة من مختلف المرضى على مستوى الجلد, الأظافر والشعر. قمنا بالفحص المباشر لكل عينة, و كذلك زرعها في وسط الزرع المناسب "صابورو". اعتمدنا في تعريف هذه الفطريات على المظاهر المورفولوجية للمستعمرات الفطرية, و كذلك الخصائص التركيبية الدقيقة التي لا ترى إلا بالمجهر الضوئي. كما استعملنا أوساط زرع خاصة بتعريف هذه الفطريات. في ما يخص تقييم مفعول الستخلصات المائية كمضادات فطرية, اتبعنا طيقة مزج المستخلص في وسط الزرع الجامد, بإضافة تراكيز مختلفة.

فتمكنا من تعريف 25 سلالة فطرية, فوجدنا 18 نوعا منها ينتمي إلى الصنف "تريكوبيطون", 5 أنواع تنتمي إلى الصنف "ميكروصبوروم" و نوعان ينتميان إلى صنف "إبيدارموفيطون". أثبتت التجارب أن المستخلص المائي للثوم أبدى أكثر فعالية, يليه مستخلص الكالبيتوس ثم مستخلص الدفلى.

سمحت لنا نتائج هذا البحث بخلاصة القول أن الفطريات الجلدية تشكل خطرا صحيا في مدينة عنابة, عند كلا الجنسين و في مختلف الأعمار. كما أن النباتات الطبية المحلية أثبتت فعاليتها اتجاه هذه العوامل المتسببة.

## كلمات مفتاحية:

فطريات جلدية, أمراض جلدية فطرية, فطريات, تشخيص المرض, نشاط المضادات الفطرية.

---

**RESUME**

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux kératinophiles, on distingue trois genres : *Trichophyton*, *Microsporum* et *Epidermophyton*. Ils provoquent principalement des mycoses superficielles (onyxis, dermatophyties de la peau glabre et teignes du cuir chevelu). Le traitement des dermatophytoses est très coûteux et très long. Ainsi, le traitement traditionnel reste une solution de choix dans la mesure où les plantes médicinales ont prouvé leurs efficacités. Pour cette raison, notre travail a pour objectifs d'isoler et d'identifier les dermatophytes dans la région d'Annaba, et d'évaluer l'activité antifongique de l'extrait aqueux de trois plantes médicinales : l'ail (*Allium sativum* L.), le laurier rose (*Nerium oleander*) et l'eucalyptus (*Eucalyptus spp.*) sur la croissance des espèces les plus fréquentes dans notre étude.

Nous avons effectué 166 prélèvements de différents aspects cliniques, ces prélèvements ont subi un examen direct et un ensemencement sur le milieu Sabouraud. L'identification des espèces isolées est basée sur les caractères morphologiques macroscopiques des colonies fongiques vus à l'œil nu, et les caractères microscopiques du mycélium. Ainsi que par l'utilisation de quelques milieux d'identification. Pour l'évaluation de l'activité antifongique, nous avons testé cinq souches identifiées dans notre étude, par différentes concentrations de l'extrait aqueux de chaque plante. Nous avons suivi la méthode de dilution sur milieu solide.

Nous avons pu identifier 25 souches fongiques, où 18 espèces appartiennent au genre *Trichophyton*, 5 espèces appartiennent au genre *Microsporum* et 2 espèces appartiennent au genre *Epidermophyton*. Concernant l'évaluation de l'activité antifongique, nos résultats montrent que l'extrait aqueux d'ail est le plus efficace, suivi par l'extrait d'eucalyptus puis l'extrait du laurier rose.

Les résultats de ce travail nous permettent à conclure que les dermatophytes posent un problème de santé dans la région d'Annaba, chez les deux sexes et aux différents âges. Ainsi que les plantes médicinales locales ont prouvé leurs efficacités vis-à-vis les agents responsables de ces affections.

**Mots clés :**

Dermatophytes, Dermatophytoses, Champignons, Diagnostic, Activité antifongique.



**ABSTRACT**

Dermatophytes are keratinophilic moulds, the etiology of dermatophytosis is related to three genera *Trichophyton*, *Microsporum* and *Epidermophyton*. They are responsible for various superficial mycosis (nails, skin and hair). The treatment of the dermatophytosis is very expensive and very length. Thus, the traditional treatment remains a solution of choice insofar as the medicinal plants proved their effectiveness. For this reason, the purpose of our work was to isolate and to identify the dermatophytes in the area of Annaba, also, evaluated the antifungal activity of the aqueous extract of three medicinal plants: garlic (*Allium sativum L*), the pink bay-tree (*Nerium oleander*) and the eucalyptus (*Eucalyptus spp*) on the growth of the most frequent species in our work.

We carried out 166 swabs of various clinical aspects; these swabs underwent a direct examination and a sowing on the Sabouraud medium. The identification of the isolated species is based on the macroscopic morphological characters of the fungal, and the microscopic characters of the mycelium. Thus, we used of some mediums of identification. For the evaluation of the antifungal activity, we tested five strains identified in our study, by various concentrations of the aqueous extract of each plant. We followed the method of dilution on solid medium.

We could identify 25 strains, where 18 species belong to the *Trichophyton* genera, 5 species belong to the *Microsporum* genera and 2 species belong to the *Epidermophyton* genera. Concerning the evaluation of the antifungal activity, our results show that the aqueous garlic extract most effective, followed by the extract of eucalyptus then the extract of the oleander.

The results of this work enable us to conclude that the dermatophytes pose a problem of health in the area of Annaba, in both sexes and at the various ages. As well as the local medicinal plants their effectiveness opposite the agents responsible for these affections proved.

**Key words:**

Dermatophytes, Dermatophytosis, Moulds, Diagnosis, antifungal activity.

## LISTE DES FIGURES

N°	Titre	Page
01	Aire de répartition de quelques espèces des dermatophytes.	4
02	Formes microscopiques du genre <i>Trichophyton</i>	9
03	Formes microscopiques du genre <i>Microsporium</i> .	9
04	Formes microscopiques du genre <i>Epidermophyton</i> .	12
05	Mode de végétation sur les cheveux	12
06	Mode de végétation sur la peau glabre (Herpes circinée)	13
07	Mode de végétation sur les ongles	13
08	Aspects cliniques des teignes microsporiques	14
09	Aspects cliniques des teignes trichophytiques	14
10	Aspects cliniques des teignes inflammatoires	15
11	Aspects cliniques des teignes faviques	15
12	Aspects cliniques des dermatophyties circinées	16
13	Aspects cliniques des dermatophyties des grands plis	16
14	Aspects cliniques des dermatophyties d'intertrigo des petits plis	17
15	Aspects cliniques des folliculites	17
16	Aspects cliniques des onychomycoses	18
17	Aspect morphologique de la plante ( <i>Allium sativum</i> ).	22
18	Aspect morphologique de la plante ( <i>Eucalyptus globulus</i> )	24
19	Aspect morphologique de la plante (Laurier-rose)	25
20	Prélèvement au niveau des ongles.	28
21	Prélèvement au niveau des cheveux.	28
22	Prélèvement au niveau des intertrigos plantaires.	29
23	Représentation des caractères microscopiques des dermatophytes.	32
24	Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux total d'eucalyptus.	37
25	Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux total du laurier rose.	37
26	Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux total (jus) d'ail.	37
27	Répartition des patients selon l'âge.	41
28	Répartition des patients selon le sexe.	42
29	Répartition des patients selon l'âge et sexe.	42
30	Répartition des dermatophytoses selon l'aspect clinique.	43
31	Répartition des aspects cliniques selon l'âge	43
32	Répartition des onyxis selon le sexe.	44
33	Répartition des onyxis selon l'âge et sexe.	44
34	Répartition des onyxis selon le type.	45
35	Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon le sexe.	45
36	Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon l'âge et sexe.	46
37	Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon le type.	46
38	Répartition des teignes selon l'âge et sexe.	48
39	Examen direct des ongles et des squames de la peau.	48
40	Examen direct des cheveux.	48
41	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.rubrum</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	50
42	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.rubrum</i> sur les milieux d'identification.	50
43	Aspect microscopique de l'espèce <i>T.rubrum</i> .	50
44	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.mentagrophytes</i> sur le milieu S.D.A	52

	(A : recto, B : verso).	
45	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.mentagrophytes</i> sur les milieux d'identification.	52
46	Aspect microscopique de l'espèce <i>T.mentagrophytes</i> .	52
47	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.verrucosum</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	54
48	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.verrucosum</i> sur les milieux d'identification.	54
49	Aspect microscopique de l'espèce <i>T.verrucosum</i> .	54
50	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.audouinii</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	56
51	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.audouinii</i> sur les milieux d'identification.	56
52	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.audouinii</i> sur les milieux d'identification.	56
53	Aspect macroscopique de l'espèce <i>E.floccosum</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	58
54	Aspect macroscopique de l'espèce <i>E.floccosum</i> sur le milieu	58
55	Aspect microscopique de l'espèce <i>E.floccosum</i> .	58
56	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.spp.</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	60
57	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.spp.</i> sur les milieux d'identification.	60
58	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.spp.</i>	60
59	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.rosaceum</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	62
60	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.rosaceum</i> sur les milieux d'identification.	62
61	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.rosaceum</i> .	62
62	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.ferrugeneum</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	64
63	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.ferrugeneum</i> sur les milieux d'identification.	64
64	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.ferrugeneum</i> .	64
65	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.schoeneilii</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	66
66	Aspect macroscopique de l'espèce <i>T.schoeneilii</i>	66
67	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.langeronii</i> sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).	68
68	Aspect macroscopique de l'espèce <i>M.langeronii</i> sur les milieux d'identification.	68
69	Aspect microscopique de l'espèce <i>M.langeronii</i> .	68
70	Mettre en évidence la différenciation entre <i>T.rubrum</i> et <i>T.mentagrophytes</i>	69
71	Fréquences des espèces isolées.	70
72	Fréquence des espèces isolées selon l'aspect clinique.	71
73	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>T.rubrum</i> .	75
74	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>T.rubrum</i> .	76
75	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de	77

	<i>T. mentagrophytes.</i>	
76	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>T. mentagrophytes.</i>	77
77	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	78
78	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	79
79	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>M. audouinii.</i>	80
80	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>M. audouinii.</i>	80
81	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>M. ferrugeneum.</i>	81
82	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum</i> L. sur la croissance de <i>M. ferrugeneum.</i>	82
83	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. rubrum.</i>	84
84	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. rubrum.</i>	84
85	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. mentagrophytes.</i>	86
86	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. mentagrophytes.</i>	86
87	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	88
88	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	88
89	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>M. audouinii.</i>	89
90	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>M. audouinii.</i>	90
91	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>M. ferrugeneum.</i>	91
92	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance de <i>M. ferrugeneum.</i>	91
93	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. rubrum.</i>	94
94	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. rubrum.</i>	94
95	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. mentagrophytes.</i>	95
96	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. mentagrophytes.</i>	96
97	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	97
98	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>T. verrucosum.</i>	97
99	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de	99

	<i>M.audouinii</i> .	
100	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>M.audouinii</i> .	99
101	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>M.ferrugeneum</i> .	101
102	Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de <i>M.ferrugeneum</i> .	101
103	Composition chimique de l'extrait d' <i>Allium sativum</i> (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).	144
104	Composition chimique de l'extrait d' <i>Eucalyptus Spp</i> (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).	144
105	Composition chimique de l'extrait de <i>Nerium oleander</i> (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).	144
106	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de <i>T.rubrum</i> .	145
107	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de <i>T.mentagrophytes</i> .	146
108	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de <i>T.verrucosum</i> .	146
109	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de <i>M.audouinii</i> .	147
110	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de <i>M.ferrugeneum</i> .	148
111	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de <i>T.rubrum</i> .	149
112	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de <i>T.mentagrophytes</i> .	150
113	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de <i>T.verrucosum</i> .	150
114	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de <i>M.audouinii</i> .	151
115	Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de <i>M.ferrugeneum</i> .	152

## LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre	Page
01	Principales caractéristiques des trois genres auxquels appartiennent les dermatophytes.	9
02	Les principaux dermatophytes et leur adaptation préférentielle.	11
03	Clés d'identification de l'espèce <i>T.rubrum</i> .	49
04	Clés d'identification de l'espèce <i>T.mentagrophytes</i> .	51
05	Clés d'identification de l'espèce <i>T.verrucosum</i> .	53
06	Clés d'identification de l'espèce <i>M.audouinii</i> .	55
07	Clés d'identification de l'espèce <i>E.floccosum</i> .	57
08	Clés d'identification de l'espèce <i>T.spp</i> .	59
09	Clés d'identification de l'espèce <i>T.rosaceum</i> .	61
10	Clés d'identification de l'espèce <i>M.ferrugineum</i> .	63
11	Clés d'identification de l'espèce <i>T.schoeneilii</i> .	65
12	Clés d'identification de l'espèce <i>M.langeronii</i> .	67
13	Espèces isolées et origine de leur infection.	70
14	Influence de la température sur la croissance des souches testées.	72
15	Influence de pH sur la croissance des souches testées.	73
16	Composition chimique des extraits des plantes étudiées.	74
17	Effet de l'extrait aqueux total d'ail sur la croissance des cinq souches testées.	82
18	Effet de l'extrait aqueux total d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance des cinq souches testées.	92
19	Effet de l'extrait aqueux total de laurier rose sur la croissance des cinq souches testées.	102
20	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum L.</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).	153
21	Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum L.</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).	153
22	valeurs de <i>p</i> pour l'effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum L.</i>	153
23	Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).	154
24	Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp.</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).	154
25	Valeurs de <i>P</i> pour l'effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus</i> .	154
26	Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).	155
27	Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).	155
28	valeurs de <i>P</i> pour l'effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> .	155

**LISTE DES ABREVIATIONS**

Bxtr : Milieu de Baxeter

CBS : Technique de Centraal Bureau Voor Schimmeculture

D.P.G : dermatophyties de la peau glabre

G.M: Gélose de Malt

H.C : Herpès Circiné

I.I.P : intertrigo interdigitaux plantaires

KOH: hydroxyde de potassium

P.D.A: Potato Dextrose Agar

P.C: Pomme de terre-Carotte

P.M : Pomme de la Main

P.D : Pied D'athlète

P : le seuil de signification

S.D.A: Sabouraud Dextrose Agar

S.D.A.C: Sabouraud Dextrose Agar + Chloramphenicol

**SOMMAIRE**

DEDICACE.....	i
REMERCIEMENTS.....	ii
RESUMES .....	v
LISTE DES FIGURES .....	viii
LISTE DES TABLEAUX.....	xii
LISTE DES ABREVIATIONS.....	xiii
INTRODUCTION.....	1
<b>I. SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
<b>1. LES DERMATOPHYTES.....</b>	<b>3</b>
1.1. Définition des dermatophytes.....	3
1.2. Historique.....	3
1.3. Répartition géographique des dermatophytes.....	3
1.4. Propriétés.....	4
1.4.1. Structure et biologie.....	4
1.4.2. Existence tellurique.....	5
1.4.3. Survie et résistance.....	5
1.4.4. Enzymes dermatophytiques.....	6
1.4.5. Pigmentations dermatophytiques.....	6
1.4.6. Besoins nutritifs.....	6
1.4.7. Production d'antibiotiques.....	7
1.5. Reproduction.....	7
1.6. Taxonomie des dermatophytes.....	7
1.6.1. Classification générale des champignons d'intérêt médical.....	7
1.6.2. Systématique des dermatophytes.....	8
1.6.2.1. Place des dermatophytes dans le règne des champignons.....	8
1.6.2.2. Classifications des dermatophytes.....	8
1.7. Epidémiologie des dermatophytes.....	10
1.7.1. Origine des dermatophytes et contamination.....	10
1.7.2. Facteurs favorisant l'installation des dermatophytes.....	11
<b>2. LES DERMATOPHYTOSES.....</b>	<b>12</b>



2.1. Définition des dermatophytoses.....	12
2.2. Pathogénie.....	12
2.2.1. Mode de végétation dans le cheveu.....	12
2.2.2. Mode de végétation dans la peau glabre.....	12
2.2.3. Mode de végétation dans les ongles.....	13
2.3. Aspects cliniques.....	13
2.3.1. Atteintes superficielles.....	13
2.3.1.1. Les teignes du cuir chevelu.....	14
2.3.1.2. Les lésions de la peau glabre.....	16
2.3.1.3. Les onyxis.....	18
2.3.2. Atteintes profondes ou disséminées.....	18
2.3.2.1. Maladie dermatophytique ou maladie de Hadida et Schousboë.....	18
2.3.2.2. Les mycétomes dermatophytiques.....	19
2.3.2.3. Granulome de Majocchi.....	19
2.4. Traitement et prévention.....	19
2.4.1. Traitement.....	19
2.4.2. Prévention.....	20
3. LES PLANTES MEDICINALES.....	21
3.1. Introduction.....	21
3.2. Définition de la phytothérapie.....	21
3.3. L'ail.....	22
3.3.1. Définition.....	22
3.3.2. Composition chimique.....	22
3.3.3. Application thérapeutique.....	23
3.4. Eucalyptus.....	23
3.4.1. Définition.....	23
3.4.2. Composition chimique.....	24
3.4.3. Application thérapeutique.....	24
3.5. Le laurier rose.....	25
3.5.1. Définition.....	25
3.5.2. Composition chimique.....	25
3.5.3. Toxicité.....	26

---

3.5.4. Application thérapeutique.....	26
<b>II. MATÉRIEL ET MÉTHODES</b>	
<b>1. ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DES DERMATOPHYTES.....</b>	<b>27</b>
1.1. Cadre d'étude.....	27
1.2. Patients et Prélèvements.....	27
1.3. Matériel de prélèvement.....	27
1.4. Modalités du prélèvement.....	27
1.4.1. Prélèvements au niveau des ongles.....	27
1.4.2. Prélèvements au niveau des teignes de cuir chevelu.....	28
1.4.3. Prélèvements au niveau de la peau glabre.....	28
1.5. Diagnostic microbiologique.....	29
1.5.1. Examen direct.....	29
1.5.2. Isolement des souches fongiques.....	30
1.5.2.1. Milieux d'isolement et ensemencement.....	30
1.5.2.2. Incubation.....	30
1.5.2.3. Isolement des souches soupçonnées d'être dermatophytes.....	31
1.5.2.4. Purification des souches.....	31
1.5.2.5. Conservation des souches.....	31
1.5.3. Identification des dermatophytes.....	32
1.5.3.1. Identification selon l'aspect macroscopique.....	33
1.5.3.2. Identification selon l'aspect microscopique.....	33
1.5.3.3. Identification sur des milieux spécifiques.....	33
1.5.3.4. Autres techniques d'identification.....	34
1.6. Influence de la température et du pH sur la croissance des dermatophytes .....	35
<b>2. EVALUATION <i>IN VITRO</i> DE L'EXTRAIT AQUEUX BRUT TOTAL SUR LA CROISSANCE DES DERMATOPHYTES.....</b>	<b>35</b>
2.1. Matériel végétales.....	35
2.2. Préparation de l'extrait aqueux total.....	35
2.2.1. Protocole expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut d'eucalyptus.....	35

2.2.2. Protocole expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut du laurier rose.....	36
2.2.3. Protocole expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut d'ail.....	36
2.3. Composition chimique des extraits.....	38
2.3.1. Mise en évidence des alcaloïdes.....	38
2.3.2. Mise en évidence des flavonoïdes.....	38
2.3.3. Mise en évidence des tanins.....	38
2.4. Méthode d'évaluation de l'activité antifongique.....	39
2.5. Test des souches.....	39
2.6- Analyse statistiques .....	40
 <b>III. RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
1. RESULTATS.....	41
1.1. ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DES DERMATOPHYTES.....	41
1.1.1. Répartition des patients.....	41
1.1.2. Répartition des aspects cliniques rencontrés .....	42
1.1.2.1. Les onyxis.....	44
1.1.2.2. Les dermatophyties de la peau glabre (D.P.G).....	45
1.1.2.3. Les teignes de cuir chevelu.....	47
1.1.3. Résultats de l'examen direct .....	47
1.1.4. Identification des espèces retrouvées.....	48
1.1.5. Répartition des espèces identifiées.....	70
1.1.6. Influence de la température et de pH sur la croissance des dermatophytes.....	71
1.1.6.1. Influence de la température.....	71
1.1.6.2. Influence du pH.....	72
1.2. EVALUATION <i>IN VITRO</i> DE L'EXTRAIT AQUEUX BRUT SUR LA CROISSANCE DES DERMATOPHYTES.....	74
1.2.1. Composition chimique des extraits des plantes étudiées.....	74
1.2.2. Effet de l'extrait aqueux des trois plantes sur la croissance des cinq espèces testées.....	75
1.2.2.1. Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Allium sativum L.</i> .....	75

1.2.2.2. Effet de l'extrait aqueux brut d' <i>Eucalyptus spp</i> .....	83
1.2.2.3. Effet de l'extrait aqueux brut de <i>Nerium oleander</i> .....	93
2. DISCUSSION .....	103
IV. CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	113
V. REFERENCES BILIOGRPHIQUES.....	115
VI. ANNEXES.....	139



*INTRODUCTION*

## INTRODUCTION

La santé humaine est toujours menacée par différents agents pathogènes ; incluant les microorganismes : bactéries, virus, parasites et champignons microscopiques. Ces derniers regroupent des levures et des moisissures pathogènes, ils provoquent des mycoses chez l'homme.

Les mycoses superficielles sont des infections très connues dans le monde entier (Sai devi et al., 2012 ). On les rencontre chez 20% à 25% des populations du monde (Mahreen, 2010 ; Makni et al., 2008). Longtemps considérées comme liées au manque d'hygiène, les mycoses constituent aujourd'hui un ensemble d'affections particulières impliquant une centaine d'espèces différentes de champignon. Elles sont dues aux plusieurs moisissures et levures (Konate et al., 2014). On peut classer les mycoses humaines en trois catégories : Les mycoses superficielles localisées à la peau, aux phanères et aux muqueuses ; Les mycoses sous cutanées et Les mycoses profondes ou systémiques (dues à la pénétration des champignons dans la profondeur des tissus).

Parmi les agents responsables de ces mycoses superficielles, on distingue les dermatophytes (Jian et al., 2010) ; champignons filamenteux qui vivent au dépend de la kératine de la couche cornée de l'épiderme et les phanères de l'homme et les animaux (James et al., 2012) en provoquant des dermatophytoses (Issa et al., 2009), qui deviennent un problème de la santé publique (García-Martos et al., 2010) surtout dans les pays du tiers monde (Bennis, 2001).

En Algérie, des études sur les dermatophytoses ont été faites par Benmezdad et al., 2012 à Constantine, Hammadi et al., 2007 à Oran, Bendjaballah-Laliam et al., 2014 à Tipaza. Ces travaux ne traitent que les teignes de cuir chevelu.

Malgré les progrès réalisés en médecine au cours des dernières décennies, notamment la disponibilité d'une gamme large de produits de santé, les traitements médicamenteux actuels restent insuffisants face aux maladies, telles que les infections d'origine infectieuse, bactérienne ou fongique (Hamimed, 2009).

Le règne végétal constitue une source inépuisable de nouvelles molécules utilisables directement comme principe actif ou pouvant servir comme molécule guide pour le développement de nouveaux agents thérapeutiques. La recherche de nouveaux médicaments

d'origine naturelle à action antifongique constitue un axe important de recherche au niveau mondial. En Algérie, les maladies infectieuses d'origine bactérienne ou fongique constituent l'une des pathologies, les plus répandues dans les statistiques des maladies dans notre pays. (Hamimed, 2009).

Le traitement des dermatophytoses est très coûteux et très long. Ainsi, le traitement traditionnel reste une solution de choix dans la mesure où les plantes médicinales ont prouvé leurs efficacités. L'Algérie dispose d'une grande diversité floristique à laquelle s'ajoute une tradition séculaire d'utilisation traditionnelle des plantes médicinales (Daroui-Mokaddem, 2012). On compte environ 3000 espèces des plantes médicinales dont 15% sont endémiques (Quezel et *al.*, 1963). Les plantes médicinales pourraient permettre le traitement ou la prévention des maladies chroniques et des infections graves (Sqalli et *al.*, 2007). Pour cette raison, et notamment dans le cadre du programme de la recherche scientifique lancé par notre étude, notre choix s'est porté sur trois plantes médicinales : *Allium sativum L.* (L'ail), *Nerium oleander* (le laurier rose) et *Eucalyptus spp.* (l'Eucalyptus).

Notre travail a pour objectifs :

- Isolement et identification des dermatophytes dans la région d'Annaba.
- Etude de la fréquence des différents aspects cliniques des dermatophytoses dans la région de notre étude.
- Evaluation de l'extrait aqueux de trois plantes médicinales : l'ail, le laurier rose et l'eucalyptus sur la croissance de cinq souches des dermatophytes isolées et identifiées.



*I. SYNTHÈSE  
BIBLIOGRAPHIQUE*



## 1. LES DERMATOPHYTES

### 1.1. Définition des dermatophytes

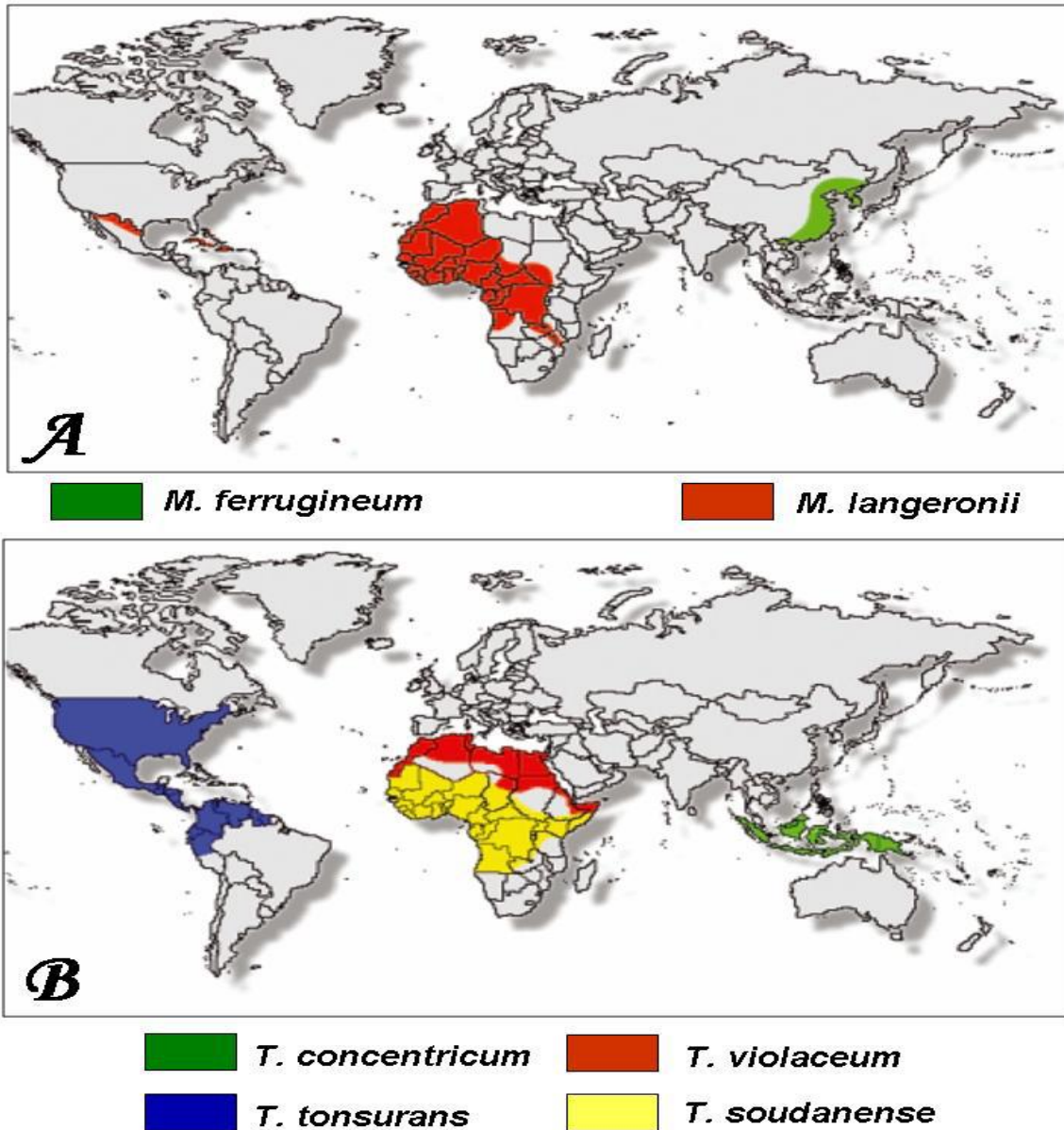
Les dermatophytes sont des champignons microscopiques, filamenteux, Kératinophiles ; qui vivent au dépend de la kératine de la couche cornée de l'épiderme et les phanères de l'homme et les animaux (Serarslan et *al.*, 2007). Ils sont responsables principalement à des mycoses superficielles, on peut également mais très rarement assister à des atteintes profondes. (Joris, 2013). Ils peuvent être responsables de manifestations allergiques ou dermatophytides.

### 1.2. Historique

C'est Remak, qui le premier, en 1837 soupçonne en nature cryptogamique du favus connu depuis l'antiquité. Gruby, en 1842, affirme l'origine mycosique de toutes les teignes. Dès 1899, Matruchot et Dassouville avaient suspecté l'appartenance des dermatophytes aux ascomycètes en raison de la ressemblance de certaines d'entre eux avec un ascomycète appelé *Cetenomyces serratus* (Koenig, 1995). En 1927, Nannizzia décrit la forme sexuée de *Microsporum gypseum*, cultivé sur terre. Stockdale, en 1961, Nannizzia incurvata la forme parfait de *Microsporum gypseum* (Berthe, 2006).

### 1.3. Répartition géographique des dermatophytes

La plupart des dermatophytes sont cosmopolites (ex. *E. floccosum*, *M. canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes*). D'autres espèces restent spécifiques à certaines régions du globe comme *M. ferrugineum* en Asie et en Afrique (Dieng *et al.*, 2000 et Soussi *et al.*, 2007) (voir Fig.1).



A : *Microsporium ferrugineum* et *M.langeronii*

B : *Trichophytum concentricum*, *T. soudanense*, *T. tonsurans* et *T.violaceum*

**Figure 1:** Aire de répartition de quelques espèces des dermatophytes. (Hamimed ,2009).

## 1.4. Propriétés

### 1.4.1. Structure et biologie

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux. Ils sont entourés d'une paroi chitineuse et polysaccharidique (galactomannanes) (Berthe, 2006). Ce sont des espèces aérobies qui poussent bien entre 20°C et 30°C. Le pH adéquat varie de 5 à 7. Pour se

développer, ces micro-organismes ont besoin d'eau, d'une source carbonée et d'une source d'azote. Certaines espèces requièrent des vitamines (Contet et *al.*, 1998). La biologie des dermatophytes est dominée par leur kératinophilie. Qu'ils soient saprophytes exclusifs ou parasites stricts ou qu'ils appartiennent aux formes intermédiaires. On les retrouve partout où existe ce substrat sous ses aspects divers : kératine liée aux organismes vivants ou fragments disséminés dans l'environnement (Percebois, 1973).

### 1.4.2. Existence tellurique

Les dermatophytes se sont d'abord manifestés aux biologistes comme parasites de l'homme et de l'animal. Cependant la possibilité, pour certains d'entre eux au moins, d'une existence saprophytique dont le sol représenterait l'habitat, fut soupçonnée par Sabouraud (Percebois, 1973). En 1952, Vanbreuseghem avait découvert dans le sol *Keratimomyces ajelloi* ; un nouveau dermatophyte dénué de pouvoir pathogène (Percebois, 1973). L'année suivante, Ajello avait obtenu, du sol, *Microsporium gypseum*, parasite éventuel. Auparavant, Gordon *et al.*, En 1952, avaient recueilli des macroaleuries de ce dermatophyte par filtration de la terre, démontrant ainsi qu'il s'agissait d'une véritable existence tellurique et non d'une survie de ce dermatophyte dans la terre (Berthe, 2006).

### 1.4.3. Survie et résistance

Il peut être difficile, lorsqu'on isole un dermatophyte du sol, de conclure à son existence tellurique vraie ou à une simple survie. Cette dernière peut être longue (Berthe, 2006). Ainsi, Alteras en 1971 maintient *Microsporium gypseum* dans la terre jusqu'à 4 années. Schoenborn en 1966, plaçant des dermatophytes dans des terres stérilisées, constate des survies de 4 ans et 8 mois (*Trichophyton mentagrophytes*), 3 ans et 3 mois (*Microsporium canis*), 1 an et 2 mois (*Trichophyton rubrum*, *Epidermophyton floccosum*), et 9 mois (*Trichophyton verrucosum*). Dans un sol à l'état naturel, non stérilisé, *Microsporium gypseum* avait été retrouvé après 3 ans, *Trichophyton mentagrophytes* après 1 an et 10 mois (Berthe, 2006). Dvorak recherchant en 1968, la durée de vie de dermatophytes dans des squames cutanées humaines laissées à température ambiante, rapporte une durée de 20 mois pour *Trichophyton verrucosum*, 15 mois pour *Trichophyton mentagrophytes*, 9 mois pour *Trichophyton interdigitale* et 7 mois pour *Trichophyton rubrum* (Ball, 2003). On peut penser que c'est dans de telles squames que survivent les dermatophytes que l'on peut isoler dans les bains-douches publics, les piscines, etc. (Percebois, 1973).

### 1.4.4. Enzymes dermatophytiques

Lié à la kératine, le dermatophyte va la pénétrer et la lyser. Il peut agir mécaniquement mais aussi, et peut-être surtout, par l'intermédiaire d'enzymes (Berthe, 2006). Une kératinase extracellulaire a été isolée de *Trichophyton mentagrophytes*, par Yu *et al.* en 1968. Pour Ragot (1968), une kératinase existe au niveau des membranes de *Keratinomyces ajelloi* (Berthe, 2006). Une étude des enzymes kératinolytiques de ce dermatophyte a été menée également par Ruffin *et al.* en 1971. Cette kératinase serait activée par l'alcalinisation du milieu, obtenue par libération de NH<sub>3</sub>, par désamination oxydative. D'autres enzymes ont été décelées chez les dermatophytes en particulier par des techniques histochimiques (Percebois, 1973).

### 1.4.5. Pigmentations dermatophytiques

Parmi les substances produites par les dermatophytes en culture, la trichophytine revêt un intérêt particulier (Berthe, 2006). Elle a été découverte par Plato et Neisser en 1902, dans des cultures de *Trichophyton*, mais elle peut être produite par d'autres dermatophytes (*Epidermophyton*, *Microsporum*). La trichophytine révèle l'existence d'une sensibilisation de l'organisme lors d'un premier contact avec le dermatophyte (Percebois, 1973). Depuis Bruno Bloch, on sait que le principe actif est de nature polysaccharidique. De nombreux auteurs ont tenté d'élucider la structure de cette substance. Parmi eux, Barker *et al.* En 1962 ont montré qu'il s'agissait d'un complexe galactomannane-peptide, la destruction de la partie sucrée ne modifiant pas l'activité de l'ensemble. De même, Saferstein *et al.*, en 1968, ont isolé de la trichophytine, 15 polysaccharides dont aucun, utilisé pur, n'avait l'activité de la substance brute (Percebois, 1973).

### 1.4.6. Besoins nutritifs

Alors que dans la nature ou à l'état parasitaire, les dermatophytes semblent trouver les aliments, vitamines et facteurs de croissance indispensables, leur culture en milieu simple permet de déceler les exigences particulières manifestées par certaines espèces (Berthe, 2006). Ainsi, *Trichophyton verrucosum* a besoin de thiamine et d'inositol, *Trichophyton megnini* d'histidine, *Trichophyton equinum* de niacine, *Trichophyton tonsurans* et *Trichophyton violaceum* de thiamine (Percebois, 1973). La recherche de ces particularités peut être utile pour une meilleure identification des dermatophytes (Percebois, 1973).

### 1.4.7. Production d'antibiotiques

En 1970, Wallerström avait étudié la production d'antibiotiques antibactériens par *Epidermophyton floccosum*. Loeffler en 1971, avait rapporté que *Microporum gypseum*, *Epidermophyton floccosum* et *Keratinomyces longifusum* produisent l'acide fusidique ; *Trichophyton mentagrophytes* produit la pénicilline (Percebois, 1973).

## 1.5. Reproduction

Les dermatophytes se reproduisent *in vivo* par formation d'arthrospores. Sur les milieux de culture, les dermatophytes forment des spores de reproduction asexuée à partir du thalle, selon le modèle holothallique. Elles sont souvent nombreuses, unicellulaires (microconidies), parfois de grande taille, segmentées (fuseaux ou macroconidies). La reproduction sexuée est obtenue par la confrontation de deux souches complémentaires, d'une même espèce, sur des milieux spéciaux. Elle n'est jamais observée sur le milieu de Sabouraud (Contet et al., 1998). Alors qu'au stade parasitaire et même en culture sur le milieu habituel, les dermatophytes ne se multiplient que par production et dissémination de formations issues directement du thalle (thallospores), dans la terre ils peuvent manifester un comportement sexuel aboutissant à la production de spores vraies.

## 1.6. Taxonomie des dermatophytes

### 1.6.1. Classification générale des champignons d'intérêt médical

Les champignons d'intérêt médical sont actuellement ordonnés selon la classification de Hawksworth, Sutton et Ainsworth (1970) avec quelques modifications. Celle-ci différencie 5 divisions. Une division qui regroupe les espèces dont les formes sexuées ne sont pas connues, et quatre autres qui englobent les espèces aux formes sexuées connues (Berthe, 2006):

- *Deuteromycotina* ou *Fungi imperfecti* (formes sexuées inconnues)
- *Mastigomycotina* : peu d'espèces pathogènes pour l'homme
- *Zygomycotina* : agents des mucormycoses et des entomophthoromycoses
- *Ascomycotina* : la plupart des espèces pathogènes chez l'homme
- *Basidiomycotina* : rares pathogènes et principalement l'agent de la cryptococcose.

Les *Deuteromycotina* ou champignons imparfaits (Deutéromycètes) comprennent trois classes :

- Blastomycètes (levures) ;
- Hyphomycètes (champignons filamenteux cloisonnés) ;
- Coelomycètes (champignons filamenteux formant des pycnides ou des acervules).

### 1.6.2. Systématique des dermatophytes

#### 1.6.2.1. Place des dermatophytes dans le règne des champignons

Les dermatophytes appartiennent au phylum des Ascomycota, à la classe des Ascomycotina, à l'ordre des Onygnales, à la famille des Arthrodermataceae et au genre *Arthroderma* (Moulinier, 2002).

#### 1.6.2.2. Classifications des dermatophytes

La classification des dermatophytes a évolué au cours du XXe siècle (Bétolaud, 2011). Parmi toutes les tentatives, on peut retenir quatre grandes classifications qui ont permis aux premiers investigateurs d'ordonner ces micro-organismes (Bussiéras et *al.*, 1993 ; Euzéby , 1992 ).

- En 1910, Sabouraud retient l'existence de quatre genres en se basant sur la morphologie des parasites dans les poils et les squames infectés. Il distingue alors : *Microsporum*, *Trichophyton*, *Achorion* et *Epidermophyton*.

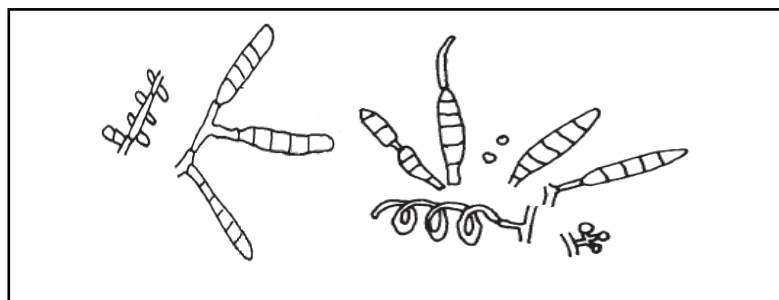
- En 1930, Langeron et Milochevitch proposent à leur tour une classification basée sur l'aspect microscopique des cultures, retenant différents genres : *Epidermophyton*, *Sabouraudites*, *Ctenomyces* et *Trichophyton*. En 1950, VanBreuseghem ajoute deux nouveaux genres à cette classification : *Langeronia* et *Keratinomyces*.

- Les classifications d'Emmons (1934) et de Rivalier (1966) reposent sur l'aspect des dermatophytes en vie parasitaire et en culture. Cette dernière retient l'existence de trois genres : *Microsporum*, *Trichophyton* et *Epidermophyton* (Sandy, 2008 ; Hibbett, 2007). C'est cette classification que nous utilisons aujourd'hui, les principales caractéristiques sont représentées dans le tableau 1.

**Tableau 1 :** Principales caractéristiques des trois genres auxquels appartiennent les dermatophytes. (Philippe, 2014).

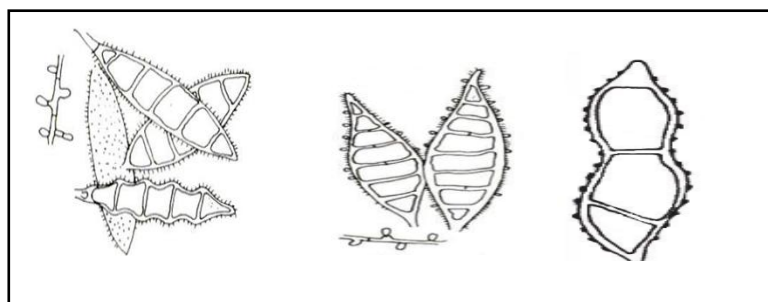
GENRE	MACROCONIDIES	MICROCONIDIES
<i>Epidermophyton</i>	A paroi mince et lisse, en forme de massue, en groupe.	Absentes.
<i>Microsporum</i>	A paroi épaisse et échinulée, en forme de fuseau, solitaires.	En forme de massue.
<i>Trichophyton</i>	A paroi mince et lisse, en forme de cigare, solitaires.	Formes variées, solitaires ou en groupes.

- a. **Le genre *Trichophyton* :** Macroconidies peu abondantes, à pôles arrondis, à paroi mince et lisse, avec 2-10 cloisons. Microconidies de type acladium ou en buisson, rondes ou en massue. Présence de vrilles (Bétolaud, 2011) (Fig.2)



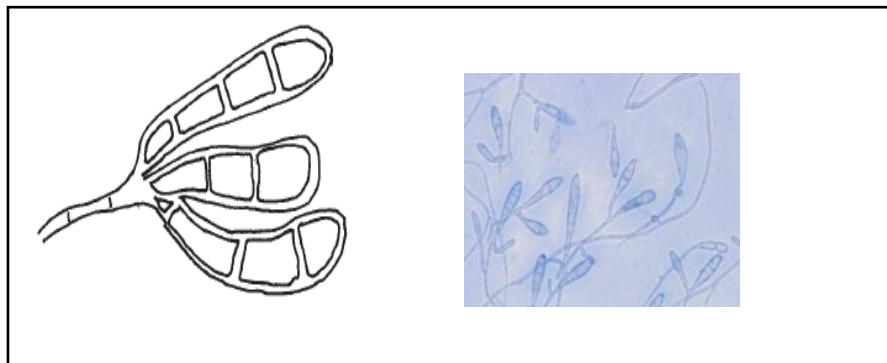
**Figure 2 :** Formes microscopiques du genre *Trichophyton* (Hamimed S., 2009).

- b. **Le genre *Microsporum* :** Macroconidies souvent abondantes, à pôles étroits, à parois échinulées, avec 1 à 14 cloisons transversales. Microconidies, piriformes, en nombre variable, de type acladium (Bétolaud, 2011). (Fig. 3)



**Figure 3 :** Formes microscopiques du genre *Microsporum*. (Hamimed, 2009).

- c. **Le genre *Epidermophyton*** : Macroconidies en massue, groupées en bouquet, paroi mince. Pas de microconidies (Bétolaud, 2011). (Fig.4).



**Figure 4** : Formes microscopiques du genre *Epidermophyton*. (Hamimed, 2009).

## 1.7. Epidémiologie des dermatophytes

### 1.7.1. Origine des dermatophytes et contamination

L'origine de la contamination par les différentes espèces peut être humaine, animale ou tellurique. La voie de contamination habituelle par les dermatophytes est cutanée ou transcutanée. La contamination d'origine humaine est la plus fréquente (tableau 2).

#### a. Les espèces anthropophiles

Ce sont des parasites obligatoires de l'homme qui ont une transmission inter humaine, soit par contact direct, soit indirect, par l'intermédiaire d'objets souillés ou la fréquentation des lieux publics contaminés (Koenig, 1995).

#### b. Les espèces zoophiles

Parasites des animaux, la contamination de l'homme par l'animal se produit le plus souvent de manière accidentelle, à partir d'animaux d'élevage ou de compagnie (Cafarchia et al., 2006).

#### c. Les espèces telluriques

Elles vivent dans le sol et sont transmis à l'homme à l'occasion de travaux de jardinage ou par l'intermédiaire d'animaux. Sur certains sols enrichis en kératine animale (cours de ferme,



étales, etc.), on trouve des dermatophytes qui dégradent la kératine déposée par les animaux (poils, fragments de corne, de sabots, plumes, etc.) (Chabasse et *al.*, 1994).

**Tableau 2 :** Les principaux dermatophytes et leur adaptation préférentielle.

<b>Espèces anthropophiles</b>	<b>Espèces zoophiles</b>	<b>Espèces telluriques</b>
<i>E.floccosum, T.tonsurans,</i>	<i>T.erinacei, T.equinum,</i>	<i>T.terrestre</i>
<i>T.violaceum, T.soudanense</i>	<i>T.gallinae, T.verrucosum</i>	<i>T.aggerloii</i>
<i>T.rubrum, T.mentagrophytes</i>	<i>M.canis, M.persicolor</i>	<i>M.gypseum</i>
<i>T.schoenleinii, T.concentricum</i>	<i>M.praecox, M.equinum</i>	<i>M.fulvum</i>
<i>M.audouinii var. langeronii</i>	<i>M.nanum</i>	
<i>M.ferrugineum</i>		

### 1.7.2. Facteurs favorisant l'installation des dermatophytes

Ils sont nombreux, on peut citer :

#### a. Facteurs de l'hôte

- L'influence de l'âge : joue un rôle important notamment pour les teignes (Romano et *al.*, 2001 et Silverberg et *al.*, 2002).
- L'influence du sexe: qui est observé spécifiquement aux teignes qui sont prédominants chez le sexe masculin.
- L'influence de l'immunité :
  - ✓ Le diabète fortement déséquilibré baisse la fonction macrophagique et entraîne une diminution de l'immunité à médiation cellulaire ;
  - ✓ Le SIDA, avec la baisse des lymphocytes T, a pour conséquence une plus grande susceptibilité aux infections fongiques ;
  - ✓ La corticothérapie agit sur les cellules T et leurs lymphokines, et perturbe les capacités chimiotactiques et cytotoxiques des macrophages (Chabasse, 1999).

#### b. Facteurs locaux environnementaux.

- ✓ L'altération de la barrière cutanée par un microtraumatisme, la macération, l'occlusion favorise le parasitisme par les dermatophytes ;
- ✓ Les coiffures traditionnelles chez la femme.
- ✓ La chaleur et l'humidité (Magatte, 2001).

## 2. LES DERMATOPHYTOSES

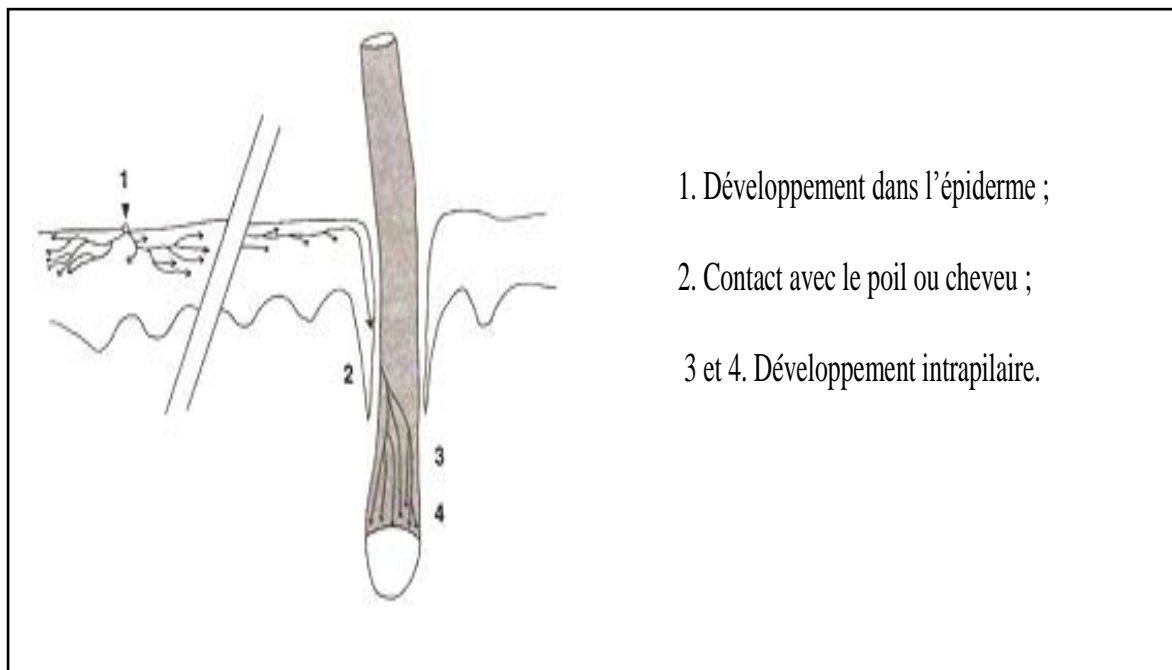
### 2.1. Définition des dermatophytoses

Les dermatophytoses sont des affections causées par les dermatophytes. Elles s'appellent également « dermatophyties » (Gabriela et *al.*, 2012 et Spicer et *al.*, 2003).

### 2.2. Pathogénie

#### 2.2.1. Mode de végétation dans le cheveu

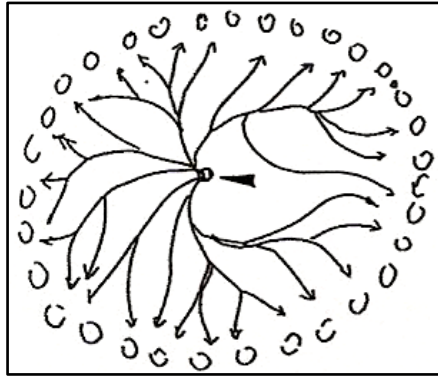
Au contact avec les cheveux, le champignon se lève la cuticule et pénètre dans le cheveu qu'il envahit de haut en bas. L'évolution du champignon dans le cheveu dépend de l'espèce responsable (Campbell et *al.*, 1996).(Fig.5).



**Figure 5 :** Mode de végétation sur les cheveux (Contet-Audenneau, 2009).

#### 2.2.2. Mode de végétation dans la peau glabre

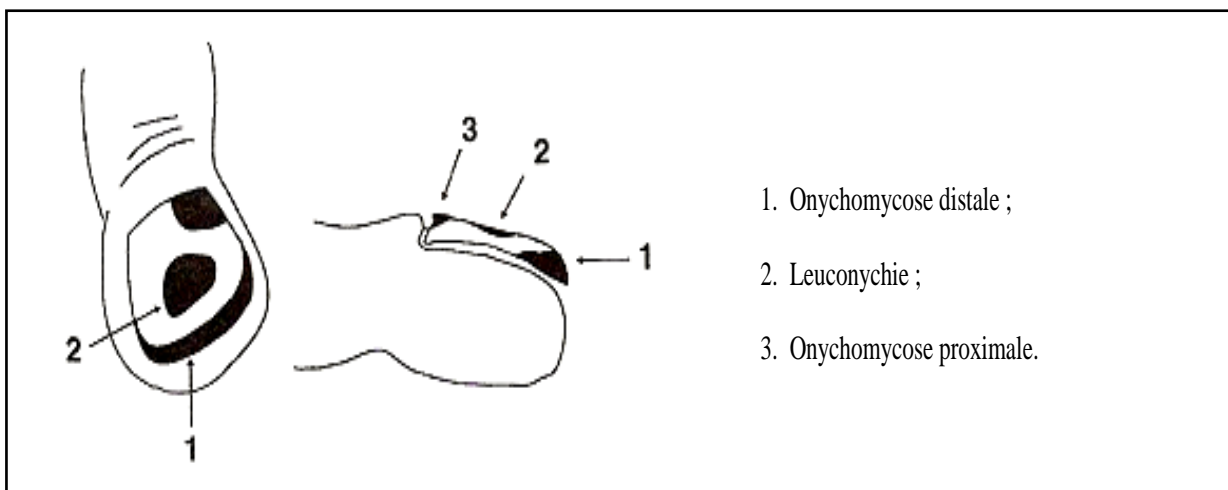
Le dermatophyte pénètre dans l'épiderme à la faveur d'une excoriation cutanée. De là, le champignon émet des filaments qui vont progresser de façon centrifuge dans l'épiderme et créent une lésion arrondie (Koenig, 1995).(Fig.6).



**Figure 6 :** Mode de végétation sur la peau glabre (Herpes circinée) (Contet-Audenneau, 2009).

### 2.2.3. Mode de végétation dans les ongles

Le champignon pénètre le plus souvent par la partie distale et progresse vers la matrice par la tablette inférieure. Parfois l'attaque se limite au niveau de la tablette superficielle de l'ongle (leuconychie) (Hoog et *al.*, 2002). (Fig.7).



**Figure 7 :** Mode de végétation sur les ongles (Contet-Audenneau, 2009).

## 2.3. Aspects cliniques

### 2.3.1. Atteintes superficielles

Les dermatophytes peuvent déterminer des infections de la peau glabre, des onyxis et des teignes du cuir chevelu (Chabasse et *al.*, 2003).

### 2.3.1.1. Les teignes du cuir chevelu

La teigne est une dermatose du cuir chevelu pouvant entraîner la chute des cheveux. Elle reste d'une part, un problème d'actualité car elle touche de nombreux enfants (Assale et *al.*, 1976 et Lermite et *al.*, 1981), d'autre part, un problème de santé publique du fait du coût élevé du traitement. Les facteurs de risque de teigne demeurent cependant peu connus et controversés (Anstey, 1996 et Tourte-Schaefer, 1991). On distingue trois types des teignes.

#### a- Les teignes tondantes

Elles se voient habituellement chez les enfants d'âge scolaire et guérissent spontanément à la puberté (Badillet, 1982 et Masmoudi, 2005). Et on distingue :

- Les teignes microsporiques : dues à un champignon du genre *Microsporum*, elles sont caractérisées cliniquement par une grande plaque d'alopecie, peu squameuse. Les cheveux parasités sont cassés et courts (3 à 6 mm). (Cheikhrouhou et *al.*, 2010) (Fig.8).



Figure 8 : Aspects cliniques des teignes microsporiques (ANOFEL, 2014).

- Les teignes trichophytiques : dues à un champignon du genre *Trichophyton*, elles sont caractérisées par de petites plaques d'alopecie, disséminées, très squameuses (Dib-Lachachi et *al.*, 2008), (Fig.9).



Figure 9 : Aspects cliniques des teignes trichophytiques (Joris, 2013).

**b- Les teignes inflammatoires**

Elles se voient à tout âge. Chez l'adulte, elles touchent plus volontiers les poils de la barbe, de la moustache ou des sourcils. Les poils atteints sont éliminés spontanément (Chabasse et *al.*, 2003). (Fig.10).



**Figure 10** : Aspects cliniques des teignes inflammatoires (Chabasse et *al.*, 2013).

**c- Les teignes faviques ou favus**

Elles se voient chez l'adulte jeune. Actuellement elles sont rares. Elles se rencontrent dans quelques régions du bassin méditerranéen. Elles sont caractérisées par la présence du « godet favique » (Hassam et *al.*, 1992). (Fig.11).

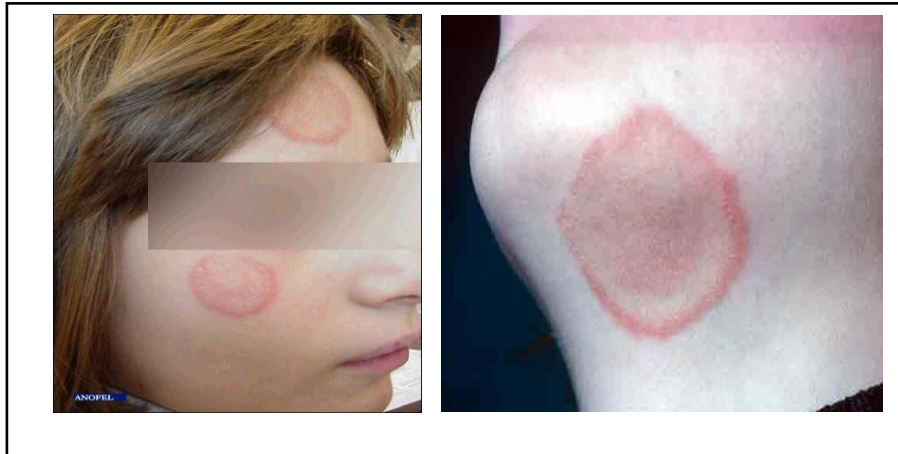


**Figure 11** : Aspects cliniques des teignes faviques (Fathallah et *al.*, 2008).

### 2.3.1.2. Les lésions de la peau glabre

#### a- Les dermatophyties circinées

Ce sont des lésions rondes à évolution centrifuge à partir du point d'inoculation ; limitées par une bordure vésiculaire ou squameuse dans laquelle se trouve le champignon. Ces lésions sont très prurigineuses. Ex. Herpes circiné (Guillet et *al.*, 1999). (Fig.12).



**Figure 12** : Aspects cliniques des dermatophyties circinées (Camille, 2011).

#### b- Les intertrigos des grands plis

La dermatophytie inguino-crurale (ex : eczéma marginé de *Herba*) est la plus fréquente. Les plis axillaires ou sous mammaires peuvent également être atteints. On retrouve la même extension centrifuge avec une bordure active. (Fig.13).



**Figure 13** : Aspects cliniques des dermatophyties des grands plis (Joris, 2013 ; Fathallah et *al.*, 2008).

**c- Les intertrigos des petits plis**

L'intertrigo palmaire ou plantaire (*Tinea pedis*) débute souvent au 4<sup>ème</sup> espace interdigito-plantaire. L'atteinte est, soit isolée et vésiculo-squameuse, soit généralisée à toute la surface de la paume des mains (*Tinea manuum*) ou de la plante des pieds (kératodermie palmoplantaire). Les intertrigos sont des lésions des plis qui siègent surtout au niveau des orteils avec prurit « pied d'athlète» (Rispaïl, 2005). (Fig.14).



**Figure 14 :** Aspects cliniques des dermatophyties d'intertrigo des petits plis (Zagnoli et al., 2005).

**d- Les folliculites**

Ce sont des lésions nodulaires sous- cutanées dues à *T.rubrum*, favorisées souvent par des traitements aux corticoïdes ou par des épilations, siégeant de préférence sur la jambe et aussi sur la barbe (Chabasse, 1999 et Du-Vivier et al., 2002). (Fig. 15)



**Figure 15 :** Aspects cliniques des folliculites.

### 2.3.1.3. Les onyxis

Les ongles des pieds sont beaucoup plus souvent atteints que ceux des mains. L'ongle devient épaissi, jaunâtre, friable et détruit (Adou-Bryn, 1997 et Bugingo, 1993). (Fig.16), On distingue 4 types :

- **Onychomycose sous unguéale distale:** L'envahissement de l'ongle se fait à partir de la couche cornée du lit de l'ongle ou du repli latéral et progresse vers la partie proximale.
- **Leuconychomycose superficielle:** Elle se présente sous forme de petits îlots blancs opaques, superficiels, de consistance molle et atteint plutôt les ongles des orteils (Habif Thomas, 2008).
- **Leuconychomycose sous-unguéale proximale :** Les lésions siègent dans les couches ventrales de la région proximale de la lame (Moulinier, 2003).
- **Onychomycodystrophie totale:** En général secondaire aux lésions précédentes, la lame unguéale devient très friable et disparaît (Spicer, 2003).



**Figure 16 :** Aspects cliniques des onychomycoses (Contet-Audenneau, 2009 ; Jean-Nicolas, 2011 et Baran et *al.*, 2014).

### 2.3.2. Atteintes profondes ou disséminées

#### 2.3.2.1. Maladie dermatophytique ou maladie de Hadida et Schousboë

Depuis la première description de la maladie dermatophytique par Hadida et Schousboë (Hadida, 1957- 1959), 45 cas ont été rapportés. Elle est décrite surtout en Afrique du Nord (95,6 %) (Cheikhrouhou et *al.*, 2010). L'Algérie reste le pays où le maximum de cas a été observé (48,8 %) (Boudghène et *al.*, 1988 ; Bouncer et *al.*, 2008, Dib-Lachach et *al.*, 2008 ; Liautaud et *al.*, 1984 ; Marill et *al.*, 1975, Ben Salem et *al.*, 1987), suivi par le Maroc



(22,2 %) (Catanzano *et al.*, 1970 ; Hassam *et al.*,1992) et la Tunisie (17,8 %) (Aounallah *et al.*, 2008 ; Ben Salem *et al.*, 1987 ; Puissan *et al.*, 1978 ; Souissi *et al.*, 2005). L'endogamie est forte dans ces régions où le taux de consanguinité est élevé, atteignant 32 % en Algérie. L'atteinte de plusieurs membres dans une famille constitue un caractère marquant, rapportée dans 34,7 %. Cela évoque une prédisposition génétique à la maladie dermatophytique (Liautaud *et al.*, 1984). Quelques cas sporadiques ont été rapportés en Europe Centrale, au Japon et chez des aborigènes en Australie (Briki *et al.*, 2008 et Hironaga *et al.*, 1983).

### **2.3.2.2. Les mycétomes dermatophytiques**

Les mycétomes à dermatophytes sont des affections très rares dans lesquelles le dermatophyte a franchi la barrière cutanée et forme des grains dans le derme (Chabasse, 1999). Les mycétomes dermatophytiques sont retrouvés presque exclusivement en Afrique noire car les dermatophytes incriminés y sont largement répandus ; des observations provenant d'Australie et Roumanie, des Etats-Unis d'Amérique et des Antilles a été également publiées (Botterel, 2001 ; Frey, 1976 ; Rinaldi, 1983). Ils surviennent chez des patients sous corticothérapie au long cours qui présentent une teigne du cuir chevelu ou une épidermophytie circinée. Il s'agit de nodules hypodermiques érythémateux, douloureux, centrés par un cheveu ou un poil, pouvant s'ulcérer.

### **2.3.2.3. Granulome de Majocchi**

C'est une pathologie à l'origine de plusieurs controverses, depuis Majocchi en 1883 jusqu'à Rook *et al.* en 1968 (Nsourou, 2004). La maladie se manifeste sous forme de lésions érythématosquameuses généralement prurigineuses et unilatérales, qui laissent percevoir en profondeur des nodules non douloureux et qui ne se développent que sur un terrain particulier mais mal connu. Ces lésions sont en réalité des dermatophyties méconnaissables. Elles sont généralement causées par *T. rubrum*, plus rarement par *T. mentagrophytes* (Vanbreuseghem *et al.*, 1979).

## **2.4. Traitement et prévention**

### **2.4.1. Traitement**

Les antifongiques actifs sur les dermatophytes actuellement utilisés par les dermatologues soit peu nombreux (Greer *et al.*, 1990 ; Dupont *et al.*, 1990 ; Magatte *et al.*, 2001). On retiendra en premier lieu:

- La griséofulvine 10 à 20mg/kg, beaucoup plus actif sur les teignes.
- Les imidazolés: miconazole, éconazole, isoconazole, et plus récemment bifonazole, clotrimazole, sulconazole, thioconazole, omoconazole, et l'itraconazole, en crème ou en lotion à raison de 2 applications par jour.
- La terbinafine en crème et en comprimé.

### 2.4.2. Prévention

La prophylaxie est basée sur la maîtrise de la source de contamination, la reprise rapide du traitement en cas de récurrences, toutefois les mesures préventives collectives (surveillance des douches et des piscines) sont difficiles à mettre en œuvre faute de normes définies pour les dermatophytes à l'inverse des bactéries.

Elle repose sur :

- Une bonne hygiène personnelle est nécessaire, on doit garder la peau propre et sèche.
- Ne partager pas de serviettes ni de brosses qui pourraient contenir des fragments de peau contaminés par des colonies de champignons.
- Portez des vêtements et des sous-vêtements amples.
- Si vous êtes physiquement actif ; choisissez des tissus qui « chassent » l'humidité et qui permettent de garder la peau sèche.
- Éviter la contagion, par exemple ; l'éviction scolaire pour les enfants.
- La reprise rapide du traitement en cas de récurrences.

### 3. LES PLANTES MEDICINALES

#### 3.1. Introduction

Le monde végétal dans lequel nous vivons est très riche et très diversifié et la plupart des propriétés de beaucoup de plantes qui nous entourent restent inconnu et pourtant l'homme a depuis des milliers d'années utilisé à diverses fins ces végétaux (commerciale, médicinale...).

L'utilisation thérapeutique des extraordinaires vertus des plantes pour le traitement des maladies de l'homme est très ancienne et évolue avec l'histoire de l'humanité. Bien que la médecine moderne soit bien développée presque partout dans le monde, une proportion non négligeable de la population dans les pays en développement et selon l'OMS 80% des populations du monde ; particulièrement dans les pays en développement, ont recours à la médecine traditionnelle pour leur soin de base (Bagnis et *al.*, 2004). Partout dans le monde, l'intérêt pour la médecine traditionnelle s'accroît constamment et surtout en Afrique où la pratique de cette dernière nécessite des améliorations considérables (Nnomo, 2009). Cette médecine n'a plus des frontières de nos jours, devant même de plus en plus une alternative thérapeutique dans les pays développés (De Smet, 2002).

L'Algérie l'un des pays où la phytothérapie a pris leur place vis-à-vis les maladies à traitement coûteux tel que les dermatophytoses. A cause de ce problème, nous avons choisi trois plantes médicinales (le laurier rose, l'eucalyptus et l'ail), en évaluant l'activité antidermatophytique de l'extrait aqueux de ces dernières.

#### 3.2. Définition de la phytothérapie

La phytothérapie (du grec : *Phyton* = végétal et *Therapein* = soigner) (Cazau-Beyret, 2013). Il s'agit d'une pratique millénaire basée sur un savoir empirique qui s'est transmis et enrichi au fil d'innombrables générations. La phytothérapie, étymologiquement le traitement par les plantes, est une méthode thérapeutique qui utilise l'action des plantes médicinales (Sadok, 2009).

### 3.3. L'ail

#### 3.3.1. Définition

Du point de vue botanique, la plante que nous connaissons sous le nom d'ail est en réalité une des trois cents espèces du genre *Allium*. Son nom complet est l'ail cultivé, son nom scientifique *Allium sativum*. Il s'agit d'une plante herbacée bulbeuse de la famille des *Alliaceae*. La plante présente de nombreuses feuilles de 10 à 50 cm de hauteur selon les espèces, ses fleurs blanches à rougeâtre sont réunies en ombelle arrondie mais sont peu nombreuses, sa racine se compose de plusieurs bulbilles, plus communément connues sous le nom de gousses, qui sont recouvertes d'une enveloppe blanchâtre constituée par les bases des feuilles. Il est originaire d'Asie centrale, de nos jours l'ail est cultivé partout à travers le monde (Floriane, 2010). (Fig.17).



**Figure 17 :** Aspect morphologique de la plante (*Allium sativum*). (Nnomo, 2009)

#### 3.3.2. Composition chimique

Etant donné les nombreuses qualités qu'on lui suppose, l'ail a beaucoup été étudié. L'ail apporte 130 kcal pour 100 g, ce qui est plus élevé que la plupart des légumes, mais qui est dû à sa plus faible concentration en eau. Par conséquent, il est aussi plus riche en vitamines et minéraux. Outre son apport en vitamines et minéraux, l'ail contient des polysaccharides (cellulose et fructane), des acides aminés et des enzymes (aliinase et peroxydase), mais ses qualités pharmacologiques sont principalement attribuées à ses composés soufrés (Kähkönen et al., 1999), tels que l'alliine, l'allicine ou l'ajoène (Ankri et

*al.*, 1999 ; Koch et *al.*, 1996, Egen-Schwind et *al.*,1992) qui ont un effet antimicrobien considérable (Katey et *al.*, 2009). Il renferme également des substances stéroïdique, dont des saponines, qui joueraient un rôle dans ses capacités médicinales (Jean-Michel, 2001).

### 3.3.3. Application thérapeutique

L'ail a des propriétés anti microbiennes très connus depuis l'antiquité, L'extrait d'*Allium sativum L.* a un effet thérapeutique contre presque toutes les maladies ! Il est utilisé pour le traitement de l'hypertension artérielle et infection pulmonaires (Nnmo, 2009). Ainsi pour le diabète (Mohamed Ghouri et *al.*, 2013), les maladies cardiovasculaires (Reuter et *al.*,1996 et également contre les infections bactériennes (Waterhouse et al. 2000, Hajhashemi et *al.*, 2004, Shukry et *al.*, 2015 ; Viswanathan et *al.*, 2014 ; fongiques (Radu et *al.*, 2012, parasitaires (Rubi et *al.*, 2014 ; Ghazanfari et *al.*, 2006 ; Wabwoba et *al.*, 2010) et virales (Tsai et *al.*,1985 ; Rahul et *al.*, 2016), anti tumorale (Ghanaoum et *al.*, 1988 , Pai et *al.*, 1995 , Kumar et *al.*, 1998 , Satish et *al.*, 1999)

## 3.4. Eucalyptus

### 3.4.1. Définition

L'eucalyptus (du grec : *eu* = bien et *kaluptos* = couvert) signifie bien couvert le bouton floral est enfermé dans une coiffe en forme d'un minuscule bonnet ! L'eucalyptus, un genre autochtone d'Australie, appartient à la famille de Myrtaceae et comporte environ 900 espèces (Brooker et *al.*, 2004). Plus de 300 espèces de ce genre contiennent les huiles volatiles dans des leurs feuilles. L'eucalyptus élimine les milieux de reproduction les insectes qui transmettent la malaria ! D'où le nom d'«arbre à la fièvre » ou *Australian fevertree* (Mokaddem, 2012), (Fig.18).



**Figure 18 :** Aspect morphologique de la plante (*Eucalyptus globulus*) (Orwa *al.*, 2009).

### 3.4.2. Composition chimique

Les constituants d'huile essentielle du genre *eucalyptus*, avaient été bien caractérisés (Batista-Pereira *et al.* 2006, Singh *et al.* 2000). La majorité des espèces, connues pour leur teneur élevée de 1,8-cineole (Sayonara *et al.*, 2011 ; Bachir *et al.* 2008 ; Sefidkon *et al.* 2006 ; Javad *et al.* 2010 ; Biljana *et al.* 2011 ; Shama *et al.* 2011). Les espèces *d'eucalyptus* produisent de nombreux composés volatils dans de grands montants, particulièrement les terpènes, qui sont accumulés dans des glandes abondamment distribuées dans tout le parenchyme de feuille et l'écorce (Rakotonirainy et Lavédrine, 2005 ; Moleyar et Narasimham, 1986). Ainsi que les feuilles d'Eucalyptus contiennent de différents composants phénoliques comme les alcaloïdes, les tannins, les flavonoïdes et les saponines (Barry *et al.*, 2001 ; Ahmad *et al.*, 2001)

### 3.4.3. Application thérapeutique

Les feuilles d'eucalyptus ont un effet antimicrobien très important (Sartorelli *et al.* 2007, Mohammad *et al.* 2010). L'eucalyptus s'utilise contre l'arthrite, les diarrhées et les mycoses. Ainsi que les feuilles d'eucalyptus figurent parmi les remèdes les plus classiques pour traiter les maladies infectieuses hivernales et les affections respiratoires (Ameur *et al.* 2012) ; la pharyngite, la bronchite, et les sinusites (Boukef *et al.*, 1986) et la grippe. L'extrait d'eucalyptus a aussi un effet antibactérien (Erdogrul *et al.*, 2002 ; Takahashi *et al.*, 2004, Salari *et al.*, 2006 ; Schelz *et al.*, 2006 ; Bachir *et al.*, 2008, 2012), anti candidial (Canhoto *et al.* 1999; Biljana *et al.* 2011; Sayonara *et al.* 2012), antiviral (Fabio *et al.*, 2007 ; Cermelli *et al.*, 2008 ; Ghisalberti *et al.* 1996, Takahashi *et al.* 2004), antifongique (Takahashi

et *al.*, 2004, et antiparasitaire (Iara et *al.*, 2010), un effet insecticide (Topiar et *al.* 2015 ; Seng-Sung et *al.*2009). L'eucalyptus, est également utilisé pour le traitement du diabète (Jouad et *al.*2003 ; Abeeleh et *al.* 2009), les infections vaginales (Solmaz et *al.*2013). Il s'utilise aussi contre la fatigue généralisée et la stérilité.

### 3.5. Le laurier rose

#### 3.5.1. Définition

Le laurier rose ou *Nerium oleander* L. (famille des *Apocynaceae*) (Mustapha M. et *al.*, 2000). Est un arbuste à feuillage persistant très répandu en zones tropicales et subtropicales. *Nerium* vient du grec *neros* qui signifie 'humide' et évoque ainsi l'environnement préférentiel de croissance de cet arbuste : on le trouve très souvent dans les lits des rivières asséchées, dans le Sud des Etats-Unis (de la Floride à la Californie) ou en Europe autour du bassin méditerranéen (France, Espagne, Afrique du Nord,...) (Langford et *al.*, 1996). Il s'agit d'une seule espèce du genre *Nerium*, il est parfois appelé « oléandre » et plus rarement « rosage », « nérion » ou « lauraine » (Fig.19).



**Figure 19 :** Aspect morphologique de la plante (*Nerium oleander*) (Boustié et *al.*, 2002 ; Mohamed, 2013).

#### 3.5.2. Composition chimique

Beaucoup de constituants toxiques ont déjà été isolés du laurier rose avec un domaine d'activité très large (insecticide, antimitotique, propriétés cardiotoniques). Les principes actifs à activité cardiotonique présents chez *Nerium oleander* sont l'oléandrine (ou folinérine), la

nériine et la digitoxigénine (Langford et *al.*, 1996 ; Datta et *al.*, 1997). Cette composition chimique fait du laurier rose une plante toxique impliquée dans des accidents graves voire fatals (JaspersenSchib et *al.*, 1996 ; Jortani et *al.*, 1996). Non seulement des composants toxiques, les feuilles de laurier rose contiennent également des métabolites primaires telque les glucides, les acides aminés, les protéines et le chlorophyle, ainsi des métabolites secondaires comme les alcaloïdes, les flavonoïdes et les tannins (Suganya et *al.*, 2012).

### 3.5.3. Toxicité

Le laurier rose a été considéré comme une plante toxique, sa toxicité due à un certain nombre de composants qui peuvent montrer des signes de la toxicité (Tasleem et *al.*, 2014 ; Osman et *al.*, 2007). L'effet toxique pour l'homme et les animaux domestiques se produit généralement dans toutes les régions géographiques où cette plante se développe (Aslani, 2004). La mortalité humaine liée à l'ingestion de l'oléandre est généralement très basse, mais des animaux exposés à plante sont souvent trouvés soudainement morts dû au dysfonctionnement cardiaque. La consommation de 10 à 20 feuilles de laurier rose est mortelle pour un adulte, cependant l'ingestion d'une seule feuille est vénéneux pour un enfant (Suganya et *al.*, 2012). Le laurier rose contient un mélange des glycosides cardiaques très toxiques (oléandrine et nériine) (Aslani et *al.*, 2007 ; Suganya et *al.*, 2012 ; Langford et Boor, 1996). Les glycosides cardiaques *N. oleander* causent l'empoisonnement en empêchant le fonctionnement de la pompe  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$  ATPase (Barbosa et *al.*, 2008). La plante a été également employée pour suicide ou intention (Lim et *al.*, 1999).

### 3.5.4. Application thérapeutique

Malgré sa toxicité, il a nombreuses propriétés curatives dans certaines médecines traditionnelles. L'extrait des feuilles de *Nerium oleander* a un effet anticancéreux (Yong et *al.*, 2015), antibactérien (Syed et *al.*, 2008 ; Rohma et *al.*, 2015), antifongique (Tawfik et *al.*, 2013 ; Siddiqui et *al.*, 2016), antiviral (Oguzhan et *al.*, 2014), antioxydant et anti-inflammatoire (Priyankar et *al.*, 2015 ; Maryam, 2012 ; Kathleen et *al.*, 2015 ; Lakhmili et *al.*, 2014) et un effet insecticide (Shaurub et *al.*, 2016 ; Raveen et *al.*, 2014). Usage des feuilles par voie locale dans les gales, les teignes et les affections cutanées (Mohamed et *al.*, 2013, Ouafae et *al.*, 2014).





*II. MATERIEL & METHODES*

## **1. ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DES DERMATOPHYTES**

### **1.1. Cadre d'étude**

Notre travail est réalisé au Laboratoire de Biochimie et microbiologie appliquée (L.B.M.A), département de Biochimie, université Badji Mokhtar Annaba sur des sujets atteints des dermatophytoses venus en consultation au niveau d'un service de dermatologie privé. Il s'agit d'une étude effectuée sur 166 cas examinés pendant la période prise entre avril 2011 et mars 2013 incluant 85 cas des onyxis, 74 cas des dermatophyties de la peau glabre et 07 cas des teignes de cuir chevelu.

### **1.2. Patients et Prélèvements**

Les patients sont des sujets atteints des dermatophytoses des ongles, de la peau glabre et du cuir chevelu. Avant d'effectuer le prélèvement, nous avons rempli une fiche de renseignement pour chaque patient (La fiche de renseignement est représentée dans l'annexe 1), il s'agit de questionnaire concernant le sexe, l'âge, l'aspect clinique et l'ancienneté de la maladie, les maladies associées, le traitement, la situation fonctionnelle et l'existence des animaux domestiques (chats et chiens) dans l'entourage qui sont les facteurs majeurs de la transmission des dermatophytes. Le prélèvement conditionne la valeur des résultats, il doit être effectué en de hors de tous traitement antifongique. Le diagnostic repose sur le prélèvement qui doit être de bonne qualité et suffisamment abondant pour pouvoir faire l'examen direct et la culture. Il faut prélever chaque lésion séparément selon le type d'atteinte.

### **1.3. Matériel de prélèvement**

Le prélèvement des lésions a nécessité un matériel stérile constitué de ciseaux, grattoir, lame bistouri, pince dépilatoire, des boites pétri stériles et d'écouvillons.

### **1.4. Modalités du prélèvement**

#### **1.4.1. Prélèvements au niveau des ongles**

Après la désinfection préalable de l'ongle avec l'alcool, nous avons découpé et jeté le bord libre à l'aide d'un ciseau et un coupe-ongle, puis nous avons raclé la table sous-unguéal et récupéré la poudre et les fragments des ongles dans une boîte de Pétri stérile (Fig.20).



**Figure20** : Prélèvement au niveau des ongles.

#### **1.4.2. Prélèvements au niveau des teignes de cuir chevelu**

Après de désinfecter la superficie de la zone atteinte, nous avons raclé les squames et les croûtes à l'aide d'un peigne propre, nous avons éliminé les cheveux atteints avec une pince dépilatoire stérile et on les met dans des boites Petri stériles (Fig.21).



**Figure 21** : Prélèvement au niveau des cheveux.

#### **1.4.3. Prélèvements au niveau de la peau glabre**

Dans notre étude, les prélèvements des la peau glabres sont réalisés au niveau des intertrigos interdigitaux plantaires (I.I.P) et des herpès circinés, paume des mains et des pieds. Les squames sont grattées grâce à un grattoir et à la périphérie de la lésion et par des écouvillons au niveau des I.I.P (Fig.22).



**Figure 22:** Prélèvement au niveau des intertrigos plantaires.

### 1.5. Diagnostic microbiologique

Le diagnostic microbiologique au laboratoire se repose sur un examen direct, suivi par une culture sur milieu.

#### 1.5.1. Examen direct

L'examen direct permet de :

- Fournir rapidement un rapport préliminaire sur l'affection ;
- Détecter une infection fongique en l'absence d'une culture positive ;
- Faciliter l'interprétation du résultat de la culture ;

Dans notre étude l'examen direct a été fait par l'hydroxyde de potassium KOH en solution aqueuse à 10% (Chabasse *et al.*, 2008 ; Philippe *et al.*, 2014) selon la méthode suivante:

- Placer les squames, les fragments des ongles infectés ou la poudre de la table sous unguéale et les cheveux infectés dans une goutte de réactif KOH 10% sur une lame et couvrir d'une lamelle.
- Laisser agir 30 minutes et chauffer légèrement par passage à la flamme du bec Bunsen pour accélérer la réaction
- Examiner au microscope optique en utilisant l'objectif (x10) et confirmer avec l'objectif (x40).

Dans ce travail, l'examen direct était fait sauf pour quelques prélèvements des ongles et des cheveux pour mettre en évidence l'existence des champignons avant l'ensemencement car notre but était d'isoler un seul type de champignons pathogènes qui était les

dermatophytes. On ne peut pas arrêter selon le résultat de l'examen direct parce qu'il ya des cas où l'examen direct est négatif mais la culture est positive et vis vers ça. Donc quelque soit le résultat de l'examen direct positif ou négatif, l'ensemencement sur milieu Sabouraud est obligatoire et on ne peut pas dire qu'il est négatif qu'après un mois d'incubation.

### 1.5.2. Isolement des souches fongiques

#### 1.5.2.1. Milieux d'isolement et ensemencement

Dans notre étude, pour l'isolement nous avons utilisé le milieu Sabouraud solide à 02% glucose et le milieu Sabouraud solide à 4% glucose associé avec des antibiotiques (la gentamycine) pour éviter la croissance des bactéries, et des antifongiques (le fluconasol et l'amphotéricineB) pour diminuer l'apparition des levures du genre *Candida* et notamment *C.albicans* qui provoquent des aspects clinique similaires à ceux des dermatophytoses ( les onyxis et les intertrigos) et des autres moisissures tel que *Aspergillus* et *Fusarium* qui sont responsables aux onyxis. L'ajout des antibiotiques et des antifongiques étai fait après l'autoclavage du milieu pour ne pas les détruire à la température d'autoclavage (120°C) et nous avons aussi utilisé le milieu Sabouraud additionné de chloramphénicol 0,5 g/l commercialisé. Après la préparation, le milieu est sauvegardé à 4°C jusqu'à le temps d'utilisation. L'ensemencement est fait sur des boites Pétri dans toutes les conditions d'asepsie, nous avons fondu le milieu au bain marie et le laissé refroidir à température ambiante puis nous avons le coulé dans des boites Petri. Les prélèvements sont ensemencés par un dépôt d'une quantité suffisante au centre de la boite, nous avons ensemencé 02 à 03 boites pour chaque prélèvement pour voir mieux la chance d'un résultat positif. (La préparation des milieux d'isolement est représentée dans l'annexe 1)

#### 1.5.2.2. Incubation

Les boites ensemencées sont incubées dans une étuve à température de 27°C pendant une semaine à un mois. Il y a des espèces ayant une croissance rapide tel que *T.rubrum*, et d'autres ayant une vitesse moyenne de la croissance de 10 jours à 15 jours (*T.mentagrophytes*) tandis que certaines espèces ne peuvent être apparues qu'après un mois d'incubation, c'est le cas de *T.verrucosum*, à cette raison il faut laisser les boites n'ayant aucune croissance jusqu'à un mois pour dire que le résultat était négatifs.

### 1.5.2.3. Isolement des souches soupçonnées d'être dermatophytes

L'observation macroscopique était débutée après 48 heures d'incubation afin de voir s'il existe la croissance des levures pour les rejeter. A partir du 4<sup>ème</sup> jour d'incubation nous avons observé la croissance des autres moisissures notamment l'*Aspergillus* qui était le contaminant majeur dans les manipulations mycologiques. Aussi bien les espèces du genre *Fusarium* qui provoquent des onyxis, donc la contamination peut être issue à l'origine du prélèvement. A partir du 7<sup>ème</sup> jour d'incubation on a la possibilité d'observer la croissance des espèces de type dermatophyte.

### 1.5.2.4. Purification des souches

A partir des colonies mixtes, nous avons repiqué des fragments pris des colonies suspectées d'être dermatophytes dans des nouvelles boîtes de Petri contenant le milieu Sabouraud et les incubées à une température de 27°C durant une autre semaine.

### 1.5.2.5. Conservation des souches

Dans notre étude nous avons utilisé plusieurs méthodes de conservation, après purification chaque souche est conservée sur 4 différents milieux de conservation :

#### a- Conservation dans l'eau distillée stérile

Nous avons préparé des tubes à essai contenant 5 ml d'eau distillée pour chacun, les tubes sont autoclavés à température de 120°C pendant 20 min. Parallèlement, nous avons préparé les souches par repiquage sur le milieu S.D.A, plusieurs fragments des colonies fongiques obtenues sont introduire dans le tube, ces tubes sont bien emballés et les conservés à température ambiante jusqu'à un mois.

#### b- Conservation dans le glycérol 20%

Nous avons préparé des tubes eppendorfes à 1,5 ml stérilisés par autoclavage, on met 1 ml de la solution du glycérol 20% dans chacun, puis on ajoute des fragments de la culture pure. Les eppendorfes sont fermés hermétiquement et les bien emballés. Ils sont conservés dans un congélateur pendant deux mois à trois mois.

**c- Conservation dans la gélose S.D.A**

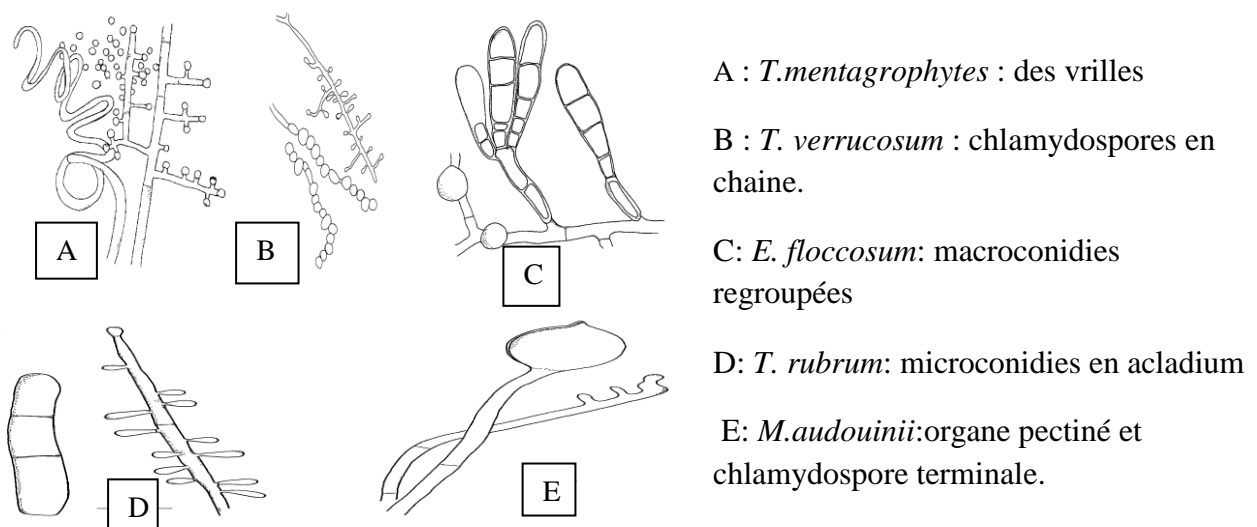
Nous avons préparé des tubes à essai inclinés contenant le milieu S.D.A, chaque tube est ensemencé par des fragments des colonies fongiques. Les tubes sont incubés à une température de 27°C pendant une semaine. Après l'incubation, les tubes sont bien emballés et les conservés dans un réfrigérateur jusqu'à deux mois.

**d- Conservation dans la gélose S.D.A enrichi par une source de kératine**

Nous avons préparé la gélose S.D.A ordinaire, nous avons ajouté 10g/l d'une poudre fine obtenue par broyage des plumes des poulets, puis nous avons suivi les étapes cités précédemment. Après incubation, les tubes sont conservés dans un réfrigérateur pendant six mois à une année. (La préparation des milieux de conservation est représentée dans l'annexe1).

**1.5.3. Identification des dermatophytes**

L'identification des espèces était basée sur les caractères macroscopiques des colonies fongiques et l'aspect microscopique de la morphologie du mycélium et les spores. Nous avons utilisé le milieu Sabouraud à 2% glucose et Sabouraud à 4% glucose et des autres milieux spécifiques. Nous avons identifié les espèces retrouvées par la comparaison des leurs formes microscopiques et macroscopiques, selon les références (Chabasse et al.1999, Guy et al. 1998. Claud 2003, Zagnoli et al. 2005, Dimitri 2014). La figure 23 représente les aspects microscopiques qui nous orientent l'identification de nos souches.



**Figure 23:** Représentation des caractères microscopiques des dermatophytes (Philippe et al. 2014).

### 1.5.3.1. Identification selon l'aspect macroscopique

Après le 7<sup>ème</sup> jour d'incubation nous avons fait chaque jour l'examen macroscopique pour enregistrer les caractères macroscopiques de chaque souche fongique : vitesse de croissance (lente ou rapide), l'aspect des colonies fongiques (plâtreux, poudreux, cotonneux, glabre...etc.), la couleur des colonies en recto et en verso de la boîte et la diffusion d'une pigmentation sur le milieu pour certaines espèces.

### 1.5.3.2. Identification selon l'aspect microscopique

Après la purification des souches nous avons entamé l'observation microscopique à l'état frais selon le protocole suivant :

- Mettre un fragment d'une colonie fongique dans une goutte d'eau physiologie stérile ; entre lame et lamelle et faire l'observation microscopique sous le microscope optique avec le grossissement x 40 et x 60.
- Noter l'aspect du mycélium la présence ou l'absence des micros conidies et des macros conidies, leurs aspects, leurs mode de regroupement et leurs disposition sur le mycélium.
- Prendre des photographies des chaque aspect microscopique à l'aide d'un appareil numérique.
- Par fois nous avons utilisé la coloration au bleu de méthylène pour voir mieux des conidiospores caractérisant les dermatophytes.

### 1.5.3.3. Identification sur des milieux spécifiques

Nous avons utilisé 05 autres milieux d'identification qui sont :

- Le milieu S.D.A : Sabouraud dextrose agar à 2%et à 4%
- Le milieu P.D.A : Potato Dextrose Agar.
- Le milieu P.C : Pomme de terre Carotte.
- Le milieu G.M : Gélose de Malt.
- Le milieu Baxter.

Nous avons également utilisé le milieu Brain Heart qui était spécifique pour la croissance de *T.verrucosum*.



#### 1.5.3.4. Autres techniques d'identification

Pour mettre en évidence la différence entre *T.mentagrophytes* et *T.rubrum*, nous avons utilisé deux méthodes d'identification :

##### a- La recherche de la formation des organes perforateurs *in vitro*

Nous avons utilisé cette technique pour différencier *T.rubrum* qui ne forme pas des organes perforateurs de *T.mentagrophytes* var. *interdigital* qui a la capacité de former des organes perforateurs *in vitro* en 8 jours à 15 jours d'incubation. Il existe différentes modalités de la réalisation de cette technique (Chabasse et *al.* 2004) :

- **Technique de Centraal Bureau Voor Schimmeculture (C.B.S)**

Nous avons déposé environ 10 ml d'eau distillée stérile dans une boîte de Petri stérile, nous avons ajouté des fragments des cheveux préalablement stérilisés puis un fragment de la culture à l'étude (un fragment pris de la colonie de *T.rubrum* dans une boîte et un fragment pris de la colonie de *T.mentagrophytes* dans une autre boîte).

- **Utilisation du milieu Eau Gélosée à 2% (E.G 2%)**

Dans cette technique nous avons coulé la gélose d'E.G 2% dans des boîtes de Petri puis nous avons déposé des fragments des cheveux stériles sur la gélose ainsi que des fragments de culture à l'étude.

- **Application directe sur le milieu de culture**

Dans ce cas nous avons déposé directement des fragments des cheveux stériles sur la surface de la colonie.

Quelque soit la méthode utilisée, nous avons prélevé les cheveux après le 10<sup>ème</sup> jour d'incubation et les examinés sous le microscope.

##### b- Test d'urée indole

Nous avons réalisé cette technique par l'utilisation du milieu urée indole dans des tubes, ce milieu contient un indicateur de pH dont le virage de la couleur traduit l'alcalinisation du milieu par suite de la décomposition de l'urée, il permet de différencier les souches de *T.rubrum* qui sont urease négative de celles des *T. mentagrophytes* qui sont urease positives.

Nous avons ensemencé des fragments de la culture dans des tube à urée indole et les laissé agir 2 jours. (La préparation des milieux d'identification est représentée dans l'annexe 2).

### **1.6. Influence de la température et du pH sur la croissance des dermatophytes**

Pour étudier l'influence de la température et du pH sur la croissance des dermatophytes, nous avons testé six souches des espèces identifiées dans notre étude. Chaque souche est repiquée dans le milieu S.D.A, les incubées une semaine à trois température (température ambiante,  $T^{\circ}= 27^{\circ}\text{C}$  et  $T^{\circ}= 37^{\circ}\text{C}$ ), pour voir l'effet de la température. Parallèlement, nous avons préparé le milieu S.D.A à différent pH [pH = 4 ; pH = 5,7 ; pH = 7 et pH = 10]. Chaque souche a subi un repiquage dans chaque milieu. L'incubation se fait à température  $27^{\circ}\text{C}$  pendant une semaine. Nous avons mesuré le diamètre des colonies des souches testées et les témoins pour chaque espèce.

## **2. EVALUATION *IN VITRO* DE L'EXTRAIT AQUEUX BRUT TOTAL SUR LA CROISSANCE DES DERMATOPHYTES.**

### **2.1. Matériel végétales**

Nous avons utilisé trois plantes médicinales : l'Eucalyptus (*Eucalyptus spp.*), le laurier-rose (*Nerium oleander*) et l'ail (*Allium sativum L.*). Les parties utilisées de la plante sont les feuilles pour l'eucalyptus et le laurier-rose et les lobes pour l'ail. L'eucalyptus et le laurier rose sont récoltés de la région d'Annaba tandis que l'ail est de la région de Skikda. Le but de cette partie est l'évaluation *in vitro* de l'extrait aqueux brut total de ces plantes sur la croissance de quelques espèces dermatophytiques étudiées.

### **2.2. Préparation de l'extrait aqueux total**

L'extraction des extraits aqueux totaux est effectuée selon des méthodes simples selon Sqalli et *al.*, 2007 et Eyana, 2007 avec quelques modifications. L'échantillonnage est fait pendant le mois d'avril 2013 pour l'ail et les mois de janvier et février 2014 pour l'eucalyptus et le laurier rose.

#### **2.2.1. Protocole expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut d'eucalyptus**

L'extrait aqueux d'eucalyptus est réalisé selon les étapes suivantes (Fig.24):

- Les feuilles d'eucalyptus sont rincées avec une solution aqueuse d'hypochlorite de sodium à 02% puis les rincer bien à l'eau distillée stérile pour éliminer les sels minéraux adhérents (selon la méthode d'Abdelraouf, 2001).
- Laisser les feuilles à sécher dans un endroit sombre pendant une semaine à 10 jours.
- Couper les feuilles sèches en dès d'environ 02 cm, puis faire les broyer à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre fine.
- Peser 10 g de la poudre obtenue et la mélanger avec 100 ml d'eau distillée stérile dans un erlenmayer stérile bien fermé avec du coton propre, mettre le sous agitation sur un agitateur magnétique à température ambiante pendant 24 heures.
- Filtrer l'homogénat à l'aide d'un tissu propre, le filtrat est récupéré dans un bicher propre puis le distribuer dans des tubes coniques stériles de 15 ml.
- Les tubes coniques contenant l'extrait est centrifuger dans une centrifugeuse (6000tour/min) pendant 30 minutes. Après la centrifugation, le surnageant est verser dans un flacon sombre et stérile.
- Conserver le flacon à froid jusqu'à le temps d'utilisation de l'extrait.

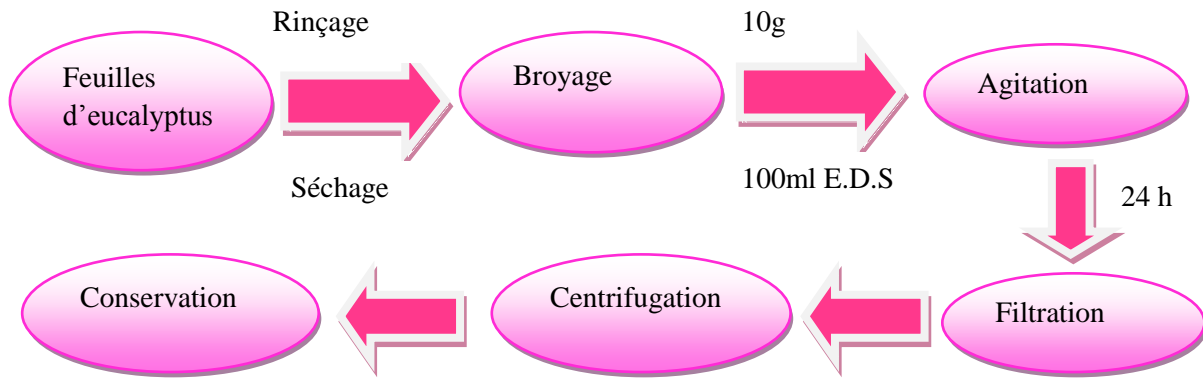
### **2.2.2. Protocol expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut du laurier-rose**

Nous avons suivons les mêmes étapes effectuées avec l'eucalyptus, sauf pour la 4<sup>ème</sup> étape, il y a le changement suivant :

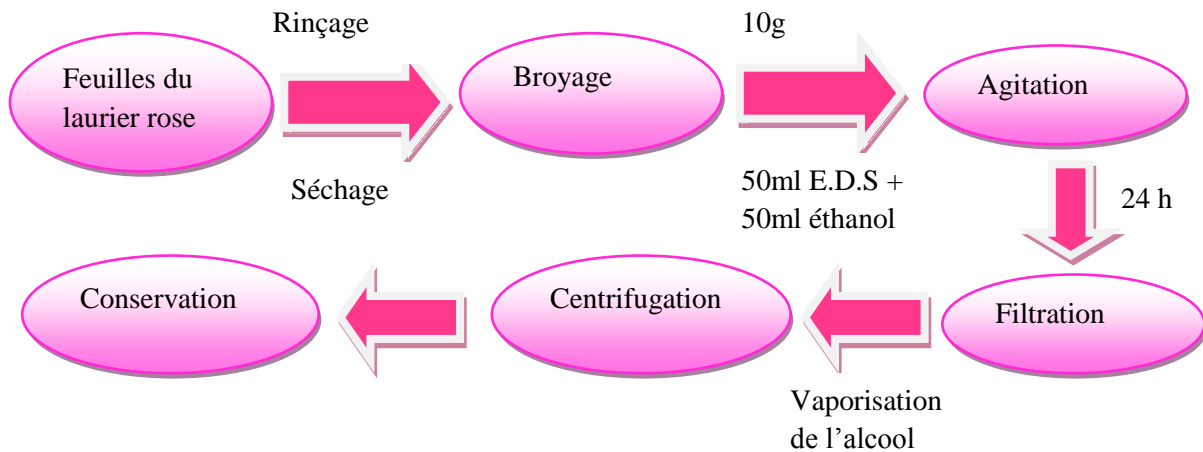
Nous avons mélangé 10g de la poudre obtenue avec 100 ml d'une solution hydro-alcoolique (50 ml d'eau distillée stérile+ 50 ml de l'éthanol) selon la méthode d'Amana 2007. Après l'agitation et la filtration, nous avons éliminé l'alcool par vaporisation puis nous avons continué les mêmes étapes (Fig.25).

### **2.2.3. Protocol expérimental d'extraction de l'extrait aqueux brut d'ail**

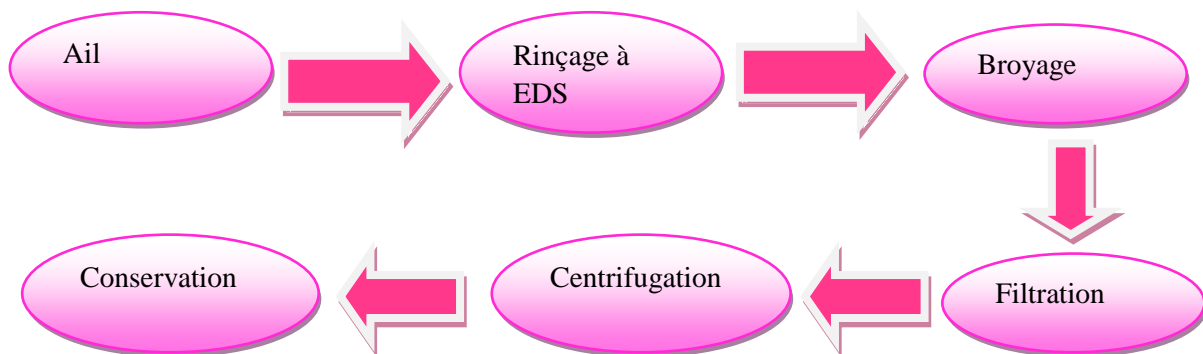
Pour l'extrait aqueux d'ail nous avons suivi une méthode simple et rapide, utilisée au cours d'application au traitement traditionnel. Alors, nous avons rincé les lobes d'ail à l'eau distillée stérile puis nous les avons broyés et filtrés avec un tissu propre. Le filtrat est centrifugé et conservé à froid jusqu'à leur utilisation (Fig.26).



**Figure 24 :** Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux brut d'eucalyptus.



**Figure25 :** Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux brut du laurier rose.



**Figure 26 :** Protocole expérimentale d'extraction de l'extrait aqueux brut d'ail.

### 2.3. Composition chimique des extraits

L'analyse de la composition chimique est réalisée sur la base des tests de la coloration caractéristiques en vue de mettre en évidence les grands groupes chimiques. A cet effet, plusieurs types de réactifs ont été utilisés. Ces tests sont effectués selon la technique de Harbone (1973), (Eyana, 2007).

#### 2.3.1. Mise en évidence des alcaloïdes

##### ➤ Révélation par le réactif de Bouchardat

Le réactif de Bouchardat (solution de 2 g d'iode et 2 g de KI dans 100 ml d'eau distillée) est également utilisé pour mettre en évidence la présence des alcaloïdes dans les extraits. Il se forme un précipité brun-noir, brun-terne ou jaune-brun avec les alcaloïdes.

#### 2.3.2. Mise en évidence des flavonoïdes

##### ➤ Test au perchlorure de fer

2 à 3 gouttes d'une solution diluée de perchlorure de fer ( $\text{FeCl}_3$ ) sont ajoutées à quelques ml de solution d'extrait dans un tube à essai. L'observation d'une coloration verdâtre indique la présence des flavonoïdes.

#### 2.3.3. Mise en évidence des tanins

##### ➤ Réaction au chlorure ferrique 1%

A 1 ml d'extrait contenu dans un tube à essai sont ajoutés 2 ml d'eau puis une à deux gouttes de chlorure ferrique 1% (1 g de  $\text{FeCl}_3$  + 65 ml  $\text{H}_2\text{O}$  distillée). L'apparition d'une coloration bleue, bleue-noire ou noire indique la présence de tanins galliques ; la coloration verte ou vert-foncé indique la présence de tanins catéchiques.

##### ➤ Réaction au sulfate de cuivre ammoniacal

La solution de sulfate de cuivre 1% est obtenue à partir de 1 g de  $\text{CuSO}_4$  en solution ajouté à 65 ml d'eau distillée que l'on agite fortement et complète à 100 ml. 2 ml de cette solution sont ajoutés à 2 ml de la solution d'extrait. Au mélange, on ajoute 2 gouttes d'ammoniaque. La formation d'un précipité noir, bleu ou vert indique la présence de tanins.

#### 2.4. Méthode d'évaluation de l'activité antifongique

Afin d'évaluer qualitativement et surtout quantitativement l'activité antidermatophytique *in vitro* de ces extraits, nous avons sélectionné 5 souches fongiques identifiées précédemment : *T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M. audouinii* et *M. ferrugineum*. La méthode appliquée est la déluitions sur milieu solide. Le principe de cette technique consiste à diluer directement l'extrait à tester dans le milieu de culture gélosé (S.D.A), en diluant différentes concentrations de chaque extrait.

#### 2.5. Test des souches

Afin d'évaluer l'activité antidermatophytique de ces extraits, nous avons choisis 5 souches des dermatophytes qui sont identifiées précédemment. *T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M. audouinii* et *M. ferrugineum*. Préalablement, nous avons repiqué ces souches dans le milieu Sabouraud Dextrose Agar (S.D.A) et les incubées à une température de 27°C pendant 10 jours. D'autre part, le milieu SDA est préparé et autoclavé avec différentes concentrations de chaque extrait. Nous avons testé chaque extrait à part. Pour évaluer l'extrait aqueux d'eucalyptus et du laurier rose nous avons utilisé huit concentrations (2,5ml/100ml, 5ml/100ml, 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml). Pour cette raison nous avons préparé huit flacons stériles de 200ml pour chaque extrait, chaque flacon contient 100ml de milieu S.D.A stérile, dans une zone stérile et autour d'un bec Bunsen nous avons ajouté les volumes de l'extrait comme suite : à l'aide d'une micropipette, nous avons ajouté 2,5ml de l'extrait aqueux d'eucalyptus dans le premier flacon, 5ml dans le deuxième flacon et ainsi de suite jusqu'à le huitième flacon où nous avons ajouté 20ml. Nous avons agité manuellement le contenu de chaque flacon et nous l'avons distribué dans des boites de Pétri bien référenciées. Nous avons fait la même méthode pour l'extrait aqueux de laurier rose. Parallèlement, nous avons préparé des boites Pétri contiennent le milieu S.D.A sans extrait pour les utiliser comme témoins pour chaque souche à tester. Après solidification du milieu dans les boites, nous avons fait l'ensemencement des souches avec la même quantité du mycélium pour chaque souche (les boites qui contiennent l'extrait et les boites témoins). Alors, nous avons fait des disques du même diamètre sur la surface des colonies fongiques de chaque souche à l'aide des cônes jaunes stériles, puis nous avons prélevé chaque fois un disque à l'aide d'une anse de platine stérilisée à la flamme du bec Bunsen et nous avons mis un disque au centre de chaque boite pour chaque souches. Les boitesensemencées (témoins et testées) sont incubées dans une étuve à 27°C pendant 05 jours.

Pour l'extrait aqueux d'ail (jus d'ail), nous n'avons utilisé que quatre concentrations (2,5ml/100ml, 5ml/ml, 7,5ml/100ml et 10ml/100ml). Chaque essai est répété trois fois pour chaque souche. Après le temps approprié d'incubation, nous avons mesuré le diamètre des différentes colonies pour les souches témoins et les souches testées de chaque souche. Afin de calculer le pourcentage d'inhibition [PI] (Sing *et al.* 1993 ; Reyes Chilpa *et al.* 1997) ou le taux d'inhibition [I] (Kordati *et al.* 2003), nous avons calculé la moyenne des trois répétitions pour chaque concentration pour chaque souche testée. Ensuite, nous avons résolu l'équation suivante pour voir le taux d'inhibition pour chaque concentration :

$$\boxed{dC - dEI (\%) = 100 dC} \Leftrightarrow \boxed{I (\%) = [(dC - dE) / dC] \times 100}$$

Où :

I : taux d'inhibition exprimé en pourcentage (%).

dC : le diamètre des colonies dans les boites témoins (cm).

dE : le diamètre des colonies dans les boites testées à l'extrait (cm).

Selon Eyana Amana 2007, l'extrait est dit :

- Très actif, lorsqu'il possède un taux d'inhibition compris entre 75% et 100% et la souche fongique est dite très sensible.
- Actif, lorsqu'il possède un taux d'inhibition compris entre 50% et 75% et la souche fongique est dite sensible.
- Moyennement actif, lorsqu'il possède un taux d'inhibition compris entre 25% et 50% et la souche fongique est dit limite.
- Peu ou pas actif, lorsqu'il possède un taux d'inhibition compris entre 00% et 25% et la souche fongique est dite peu sensible ou résistante.

## **2.6- Analyse statistiques**

Les résultats des expérimentations effectuées sont exprimés sous forme de moyennes  $\pm$  l'écart type. L'évaluation statistique a été effectuée en utilisant le test "t" de Student. Selon le seuil de signification (p), les différences, comparativement au témoin, sont considérées comme :

- $p \leq 0,05$ : significatives.
- $p \leq 0,01$ : hautement significatives.
- $p \leq 0,001$ : très hautement significatives.



*III. RESULTATS & DISCUSSION*



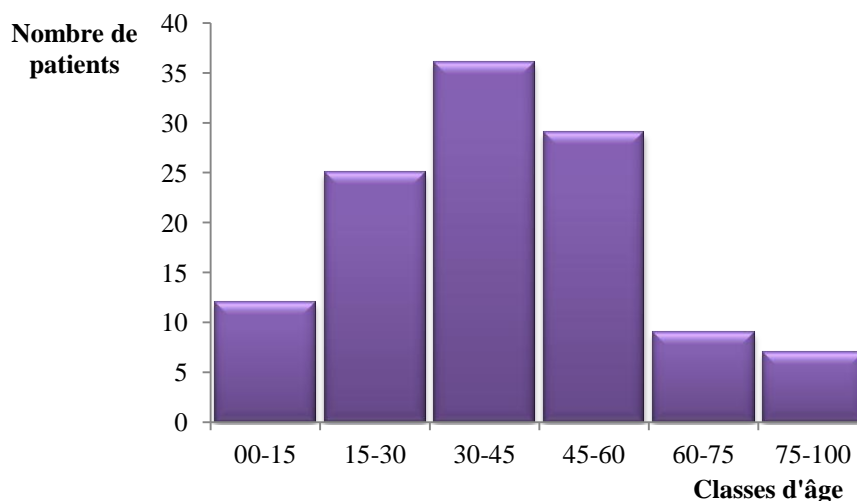
## 1. RESULTATS

### 1.1. ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DES DERMATOPHYTES

#### 1.1.1. Répartition des patients

##### a- Répartition des patients selon l'âge

La figure 27 montre que la classe d'âge la plus touchée est comprise entre]30ans -45ans], avec 36 patients ; soit 30,50%, suivie par les tranches d'âge de]45ans - 60ans] avec un taux de 24,57% chez 29 individus et] 15ans - 30ans] avec 21,18% chez 25 individus. Nous avons également remarqué que la tranche d'âge infantile ne contient que 12 patients avec un taux de 10,16%. Cependant les classes des sujets âgés ne représentent que 09 patients, soit 7,62% pour la tranche d'âge] 60ans -75ans] et 07 patients ; soit 5,93% pour la classe d'âge] 75ans-100ans].



**Figure27** : Répartition des patients selon l'âge.

##### b- Répartition des patients selon le sexe

Concernant le sexe, nous avons discerné que les femmes sont les plus exposées ; 65 femmes (55,08%) avec 84 cas (50,60%) contre 53 hommes (44,01%) avec 82 cas (49,39%) donc il n'y a pas une différence significative des atteintes entre les deux sexes (Fig. 28).

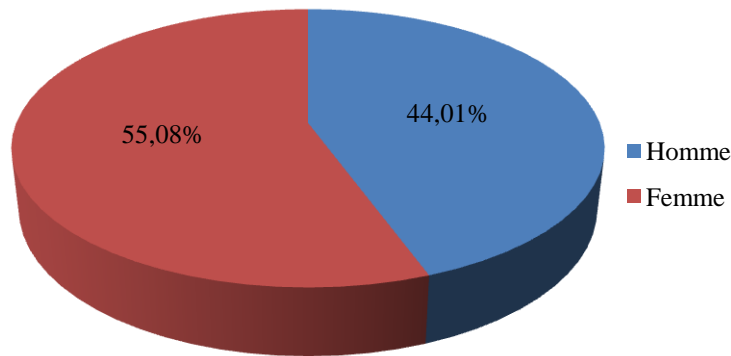


Figure 28 : Répartition des patients selon le sexe.

**c- Répartition des patients selon le sexe et l'âge**

Les tranches d'âges les plus touchées sont celles qui comprises entre]30ans-45ans] avec 35,84% et] 45ans - 60ans] avec 24,52% pour les hommes. Cependant les tranches d'âge chez les femmes sont] 15ans - 30ans] avec 29,23%,] 30ans-45ans] avec 26,15% et ]45ans-60ans] avec 24,61%(Fig.29 ).

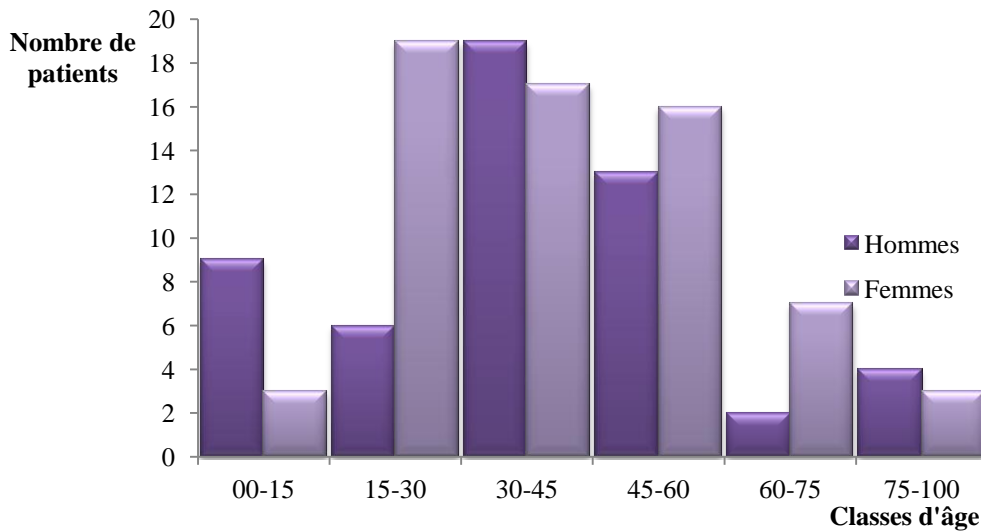


Figure 29 : Répartition des patients selon l'âge et sexe.

**1.1.2. Répartition des aspects cliniques rencontrés**

Plusieurs aspects cliniques ont été constatés, certains sont associés at des autres sont isolés. Les atteintes des ongles viennent en première place avec un taux de 51,20% suivi par les dermatophyties de la peau glabre (D.P.G) avec 44,57% et en fin les teignes du cuir chevelu avec 04,21%. (Fig. 30)

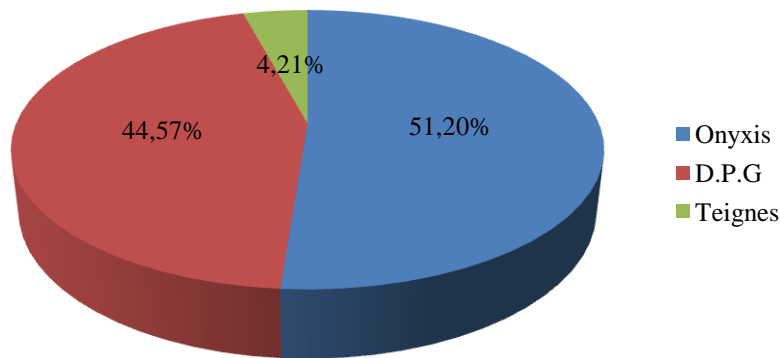


Figure 30 : Répartition des dermatophytoses selon l'aspect clinique.

➤ Répartition des aspects cliniques selon l'âge

Nous avons remarqué que tous les patients atteints des teignes de cuir chevelu appartiennent de la classe] 00ans – 15ans]. Pour les onyxis et les dermatophyties de la peau glabre, nos résultats indiquent qu'ils sont apparus presque de la même fréquence, sauf pour la tranche d'âge] 30ans – 45ans], où nous avons observé une prédominance des onyxis avec 31 cas par rapport aux D.P.G avec 20 cas. Tandis que la classe] 00ans- 15] montre une légère prédominance des D.P.G avec 04 cas contre un seul cas des onyxis. (Fig.31).

Dans notre étude, l'association des atteintes est surtout observée pour les onyxis et les intertrigos.

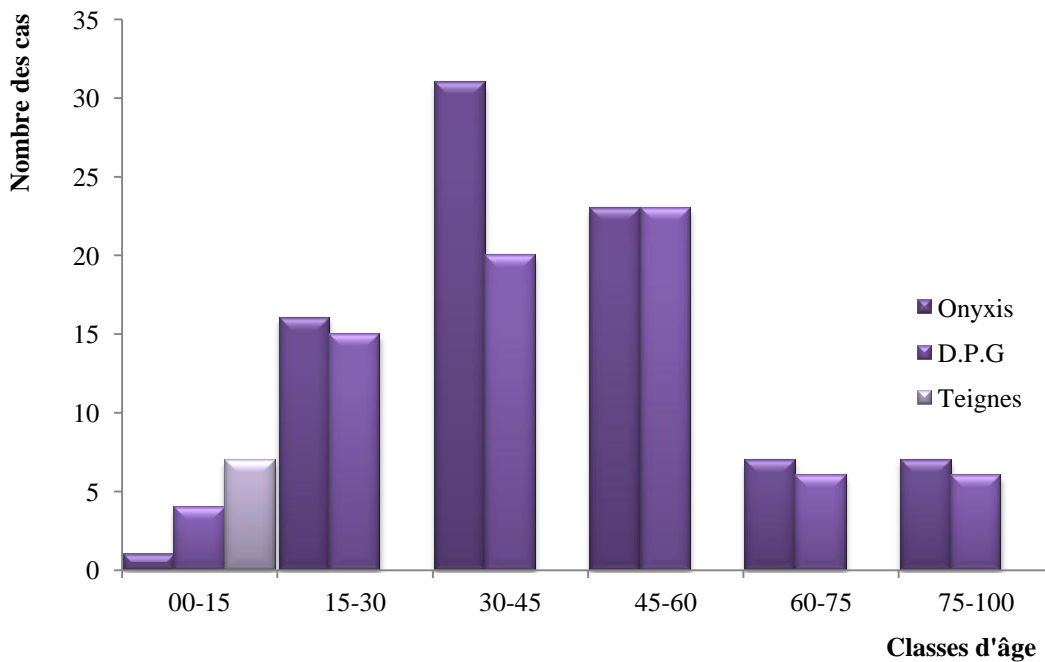


Figure 31: Répartition des aspects cliniques selon l'âge.

1.1.2.1. Les onyxis

a- Répartition des onyxis selon le sexe

Nous avons remarqué que les onyxis sont distribués chez les femmes avec 45 cas soit 52,94% et les hommes 40 cas soit 47,05% (Fig. 32).

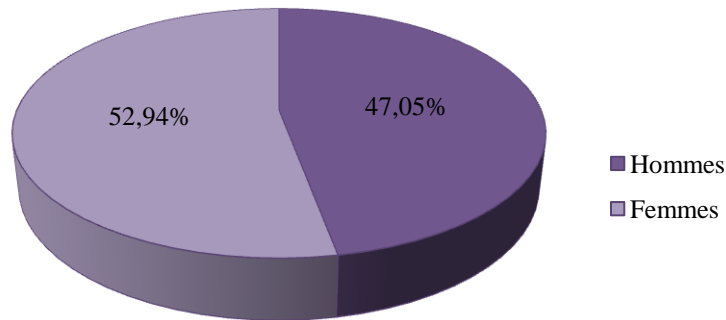


Figure32: Répartition des onyxis selon le sexe.

b- Répartition des onyxis selon l'âge et sexe

La tranche d'âge la plus touchée est comprise entre 30 ans et 45 ans chez les deux sexes, avec 42,50% pour les hommes et 31,11% pour les femmes (Fig.33). Nous avons également noté que les onyxis plantaires sont les plus fréquentes que les onyxis palmaires (Fig.34).

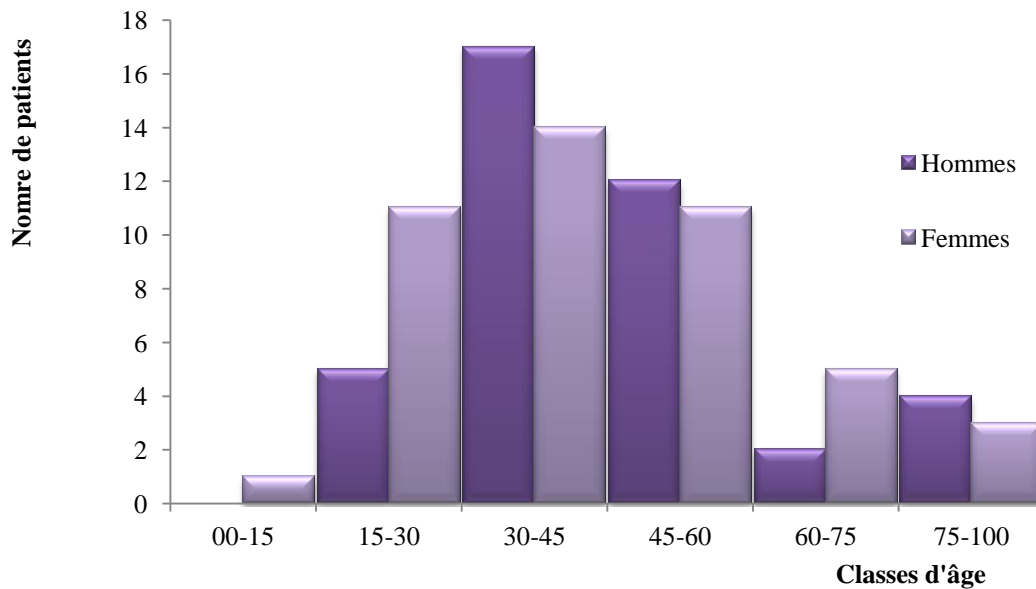


Figure 33: Répartition des onyxis selon l'âge et sexe.

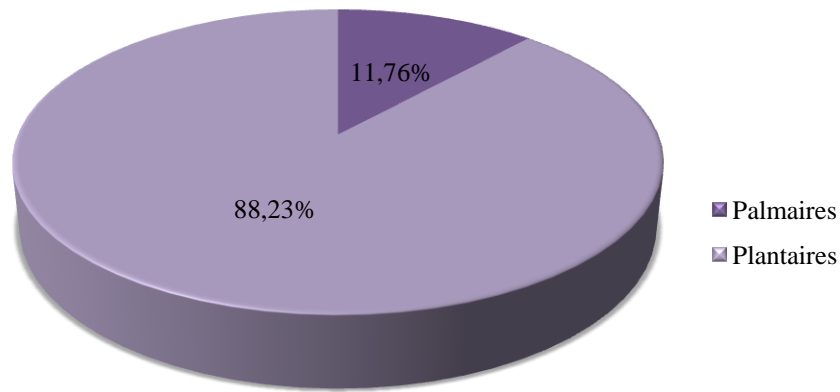


Figure 34 : Répartition des onyxis selon le type.

### 1.1.2.2. Les dermatophyties de la peau glabre (D.P.G)

#### a- Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon le sexe

Concernant les dermatophyties de la peau glabre, nous avons enregistré 74 cas ; dont 38 cas sont observés chez les femmes avec un taux de 51,35% et 36 cas sont observés chez les hommes avec 48,64% (Fig. 35).

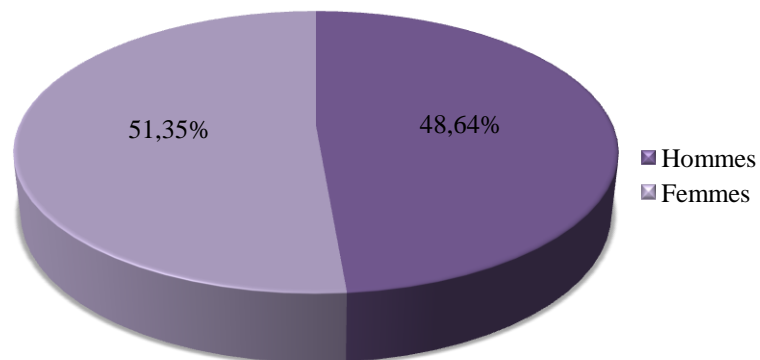
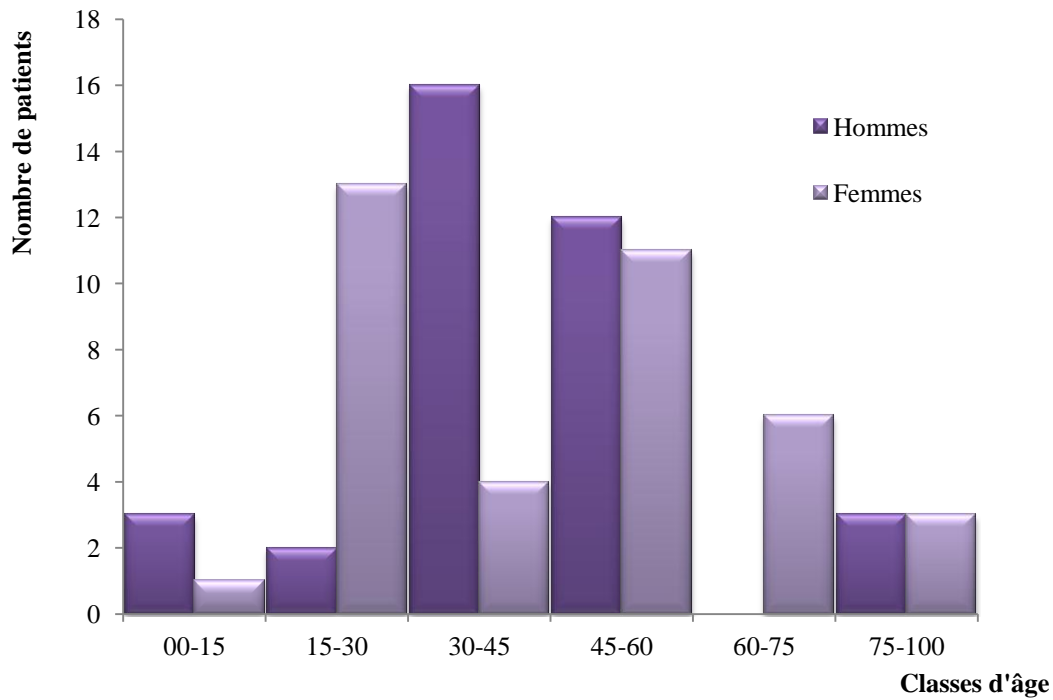


Figure 35 : Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon le sexe.

#### b- Répartition des dermatophyties de la peau glabre selon l'âge et sexe

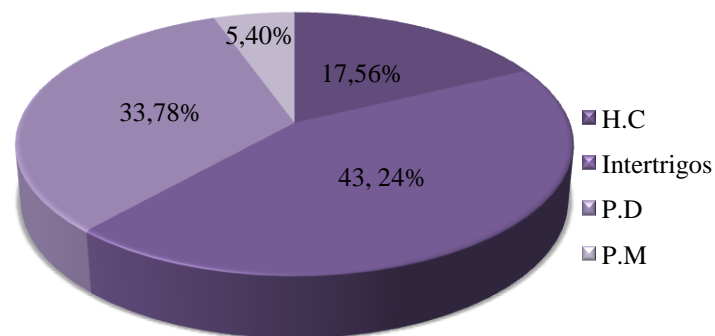
La tranche d'âge la plus atteinte est celle qui comprise entre 30 ans et 45 ans avec 44,44% pour les hommes et entre 15 ans et 30 ans avec 34,21% pour les femmes (Fig. 36).



**Figure 36:** Répartition des dermatophytoses de la peau glabre selon l'âge et sexe.

**c- Répartition des dermatophytoses de la peau glabre selon le type**

Ces dermatophytoses sont de type intertrigos avec 43,24%, pied d'athlète (P.D) avec 33,78%, herpes circiné (H.C) avec 17,56% et paume de la main (P.M) avec 5,40% (Fig. 37).



**Figure 37 :** Répartition des dermatophytoses de la peau glabre selon le type.

### 1.1.2.3. Les teignes de cuir chevelu

Dans notre étude, nous avons remarqué que les teignes de cuir chevelu ne représentent que 04,21% de la totalité des atteintes avec 06 cas, soit 85,71% observés chez les garçons et un seul cas avec 14,28% pour les filles (Fig. 38).

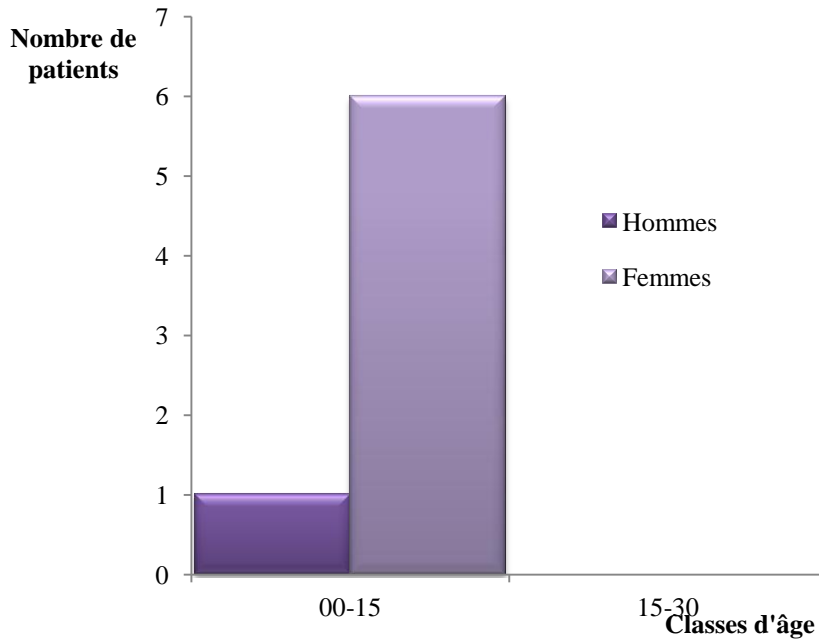
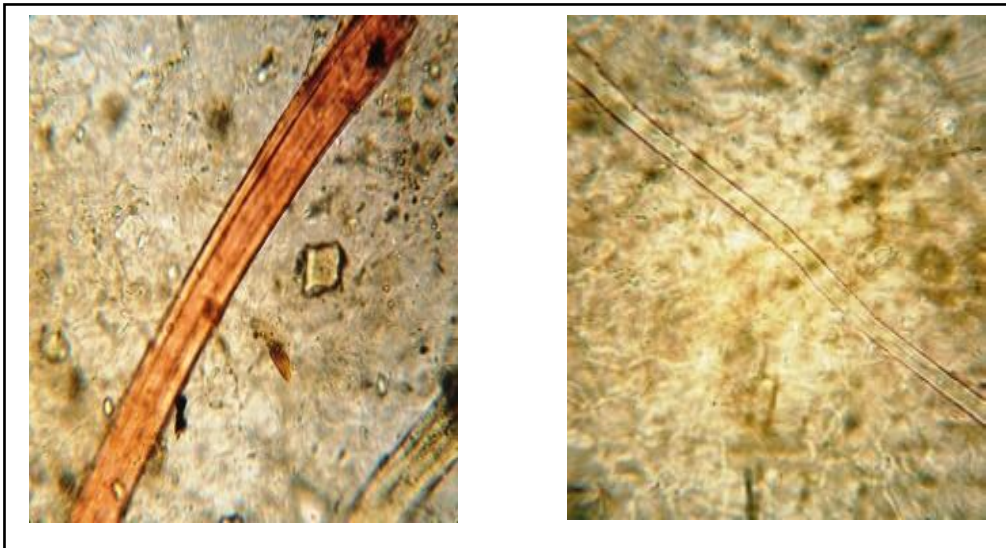


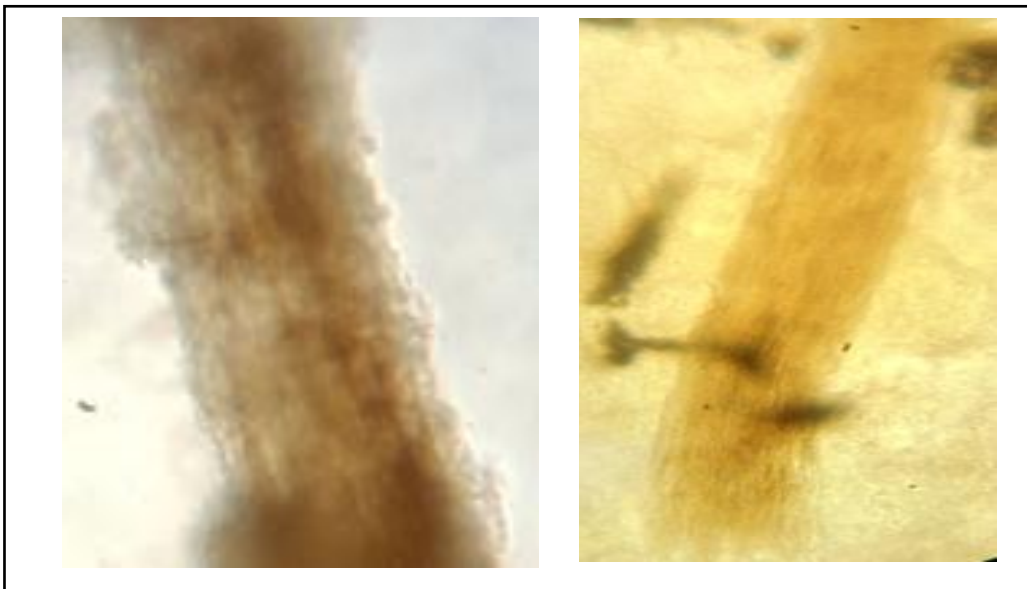
Figure38 : Répartition des teignes selon l'âge et sexe.

### 1.1.3. Résultats de l'examen direct

Les résultats de l'examen direct ne sont pas exacts pour certains cas, il ya des résultats négatifs qui nous permettaient de rejeter sans passer à l'étape de la mise en culture. En cas de résultats positifs, l'ensemencement sur milieu de culture est obligatoire pour les confirmer. Les résultats de l'examen direct dans les squames ou les fragments des ongles ont montré la présence de filament mycéliens hyalins, plus ou moins réguliers, septés, d'aspect en bois mort en cas où il y a la présence d'un dermatophyte (Fig. 39). Pour les résultats négatifs ; cas de levures, nous avons noté la présence de petites spores rondes regroupées en grappe de raisin sur des courts filaments, nous avons aussi observé des pseudofilaments avec des bourgeonnements. Pour l'examen direct des cheveux, nous avons observé des filaments mycéliens intrapillaires nombreux (Fig. 40).



**Figure 39:** Examen direct des ongles et des squames de la peau x40.



**Figure 40 :** Examen direct des cheveux x40.

#### 1.1.4. Identification des espèces isolées

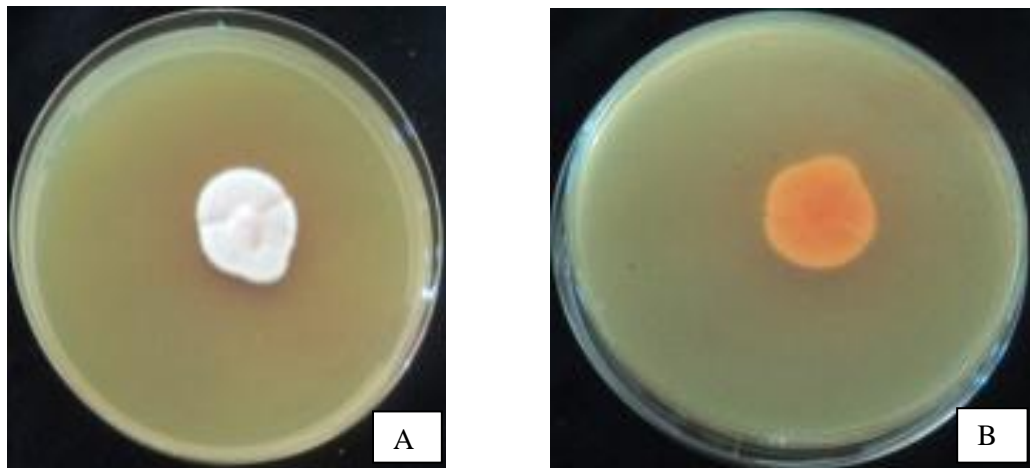
Dans notre étude, l'identification des espèces est basée sur les caractères morphologiques microscopiques et macroscopiques, selon les références (Chabasse et *al.*, 1999, Guy et *al.*, 1998 , Claud., 2003 , Zagnoli et *al.* 2005, Dimitri, 2014)

Les résultats obtenus sont enregistrés dans les tableaux et les figures suivants pour chaque espèce.

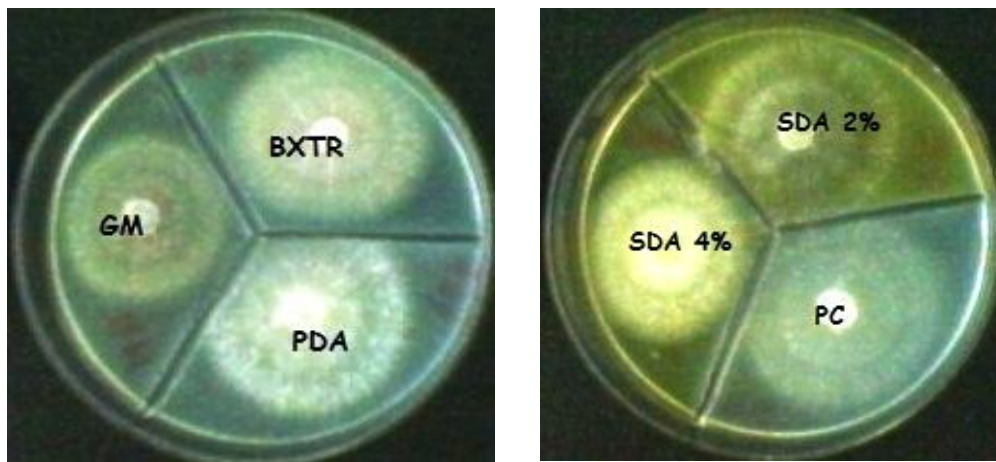


**Tableau 3:** Clés d'identification de l'espèce *T.rubrum*.

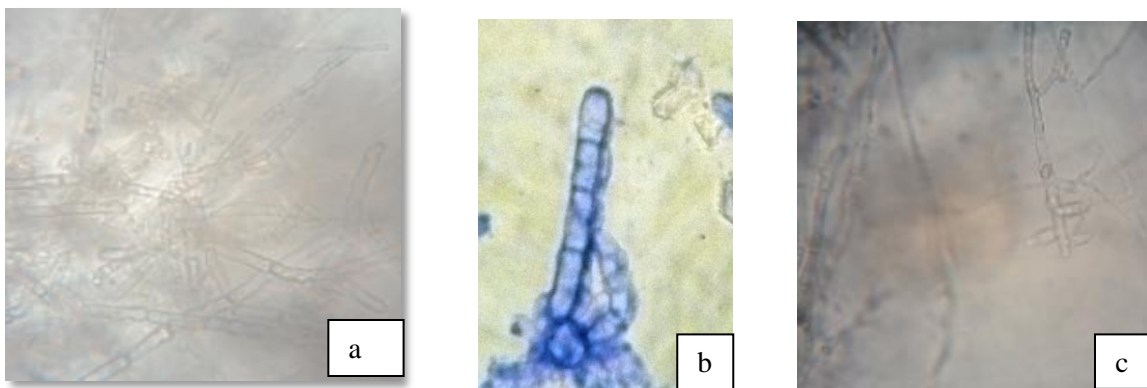
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles ou des squammes des la peau sont ensemencés dans des boites de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	<p>Croissance lente à modérément rapide.</p> <p>Aspect des colonies : duveteuse, poudreuse avec dôme centrale.</p> <p>Couleur des colonies</p> <p>En recto : blanchâtre, rose, jaune</p> <p>En verso : rouge foncé, brun, jaune.</p> <p>Pigment rouge diffusible.</p>	<p>Une croissance plus ou moins lente de 05 jours à 10 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Une pigmentation rouge diffusante dans la gélose. Des colonies cotonneuses, plissées, bombées au centre.</p> <p>Couleur blanchâtres en recto (Fig.41 : A) et marron en verso (Fig. 41 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et duveteuse, blanche sur avec croissance radiaire sur le milieu P.D.A (Fig.42).</p>
<b>Caractères microscopiques</b>	<p>Filaments mycéliens grêles.</p> <p>Microconidies périformes en acladium.</p> <p>Macroconidies en fuseaux (souche africaine).</p>	<p>Des filaments mycéliens septés (Fig.44 : a)</p> <p>Présence des macroconidies (Fig.44 : b)</p> <p>Des microconidies disposées en acladium par rapport au mycélium (Fig.43 : c)</p>



**Figure 41** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.rubrum* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



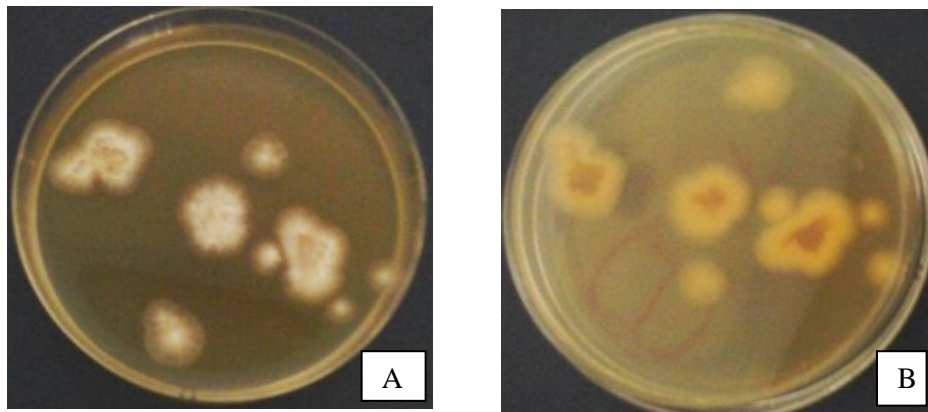
**Figure 42** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.rubrum* sur les milieux d'identification.



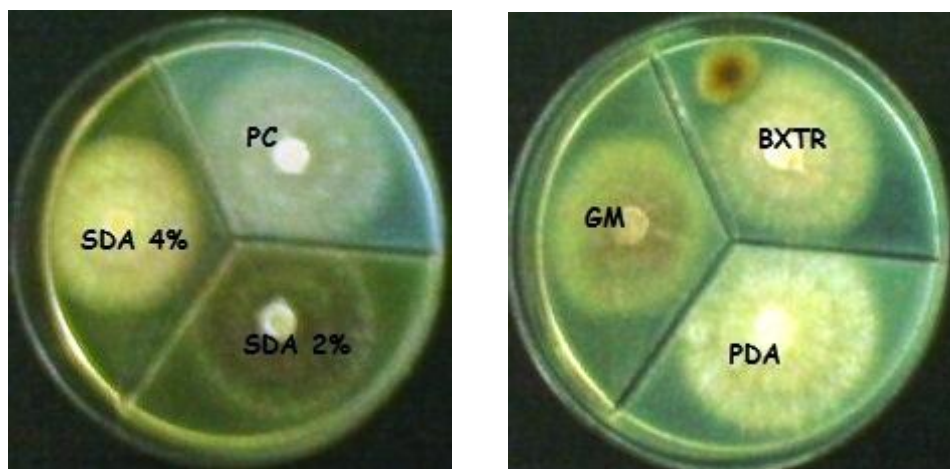
**Figure43** : Aspect microscopique de l'espèce *T.rubrum* x40.

**Tableau 4 :** Clés d'identification de l'espèce *T.mentagrophytes*.

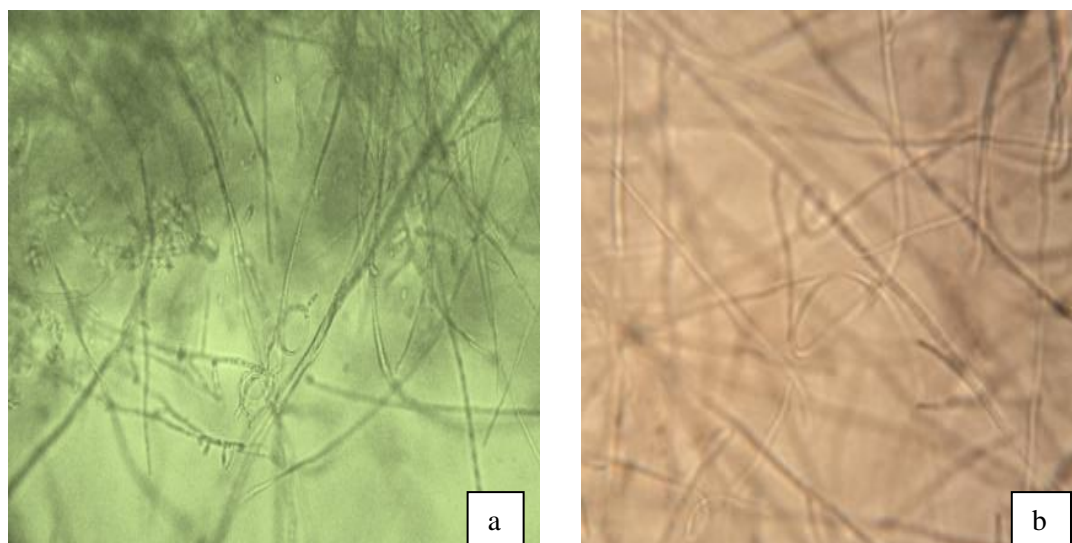
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles ou des squames des la peau sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	<p>Croissance rapide.</p> <p>Aspect des colonies : plâtreux, granuleuses, duveteuses, poudreuses.</p> <p>Couleur des colonies : Recto : blanc neige à crème, beige. Verso : jaune à brun.</p>	<p>Une croissance rapide, après 05 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies plâtreuses, duveteuses, de couleur blanchâtres en recto (Fig.44 : A) et brune en verso (Fig. 44 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et duveteuse, blanche sur avec croissance radiaire sur le milieu P.D.A. (Fig. 45)</p>
<b>Caractères microscopiques</b>	<p>Présence des filaments septés, articulés.</p> <p>Présence des vrilles, des microconidies ronde et périformes et en acladium, macroconidies en forme de massue le plus souvent absentes.</p>	<p>Présence des filaments mycéliens fins, et de nombreuses microconidies (Fig.46 : a).</p> <p>Présence des vrilles (Fig.46 : b).</p>



**Figure 44** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.mentagrophytes* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



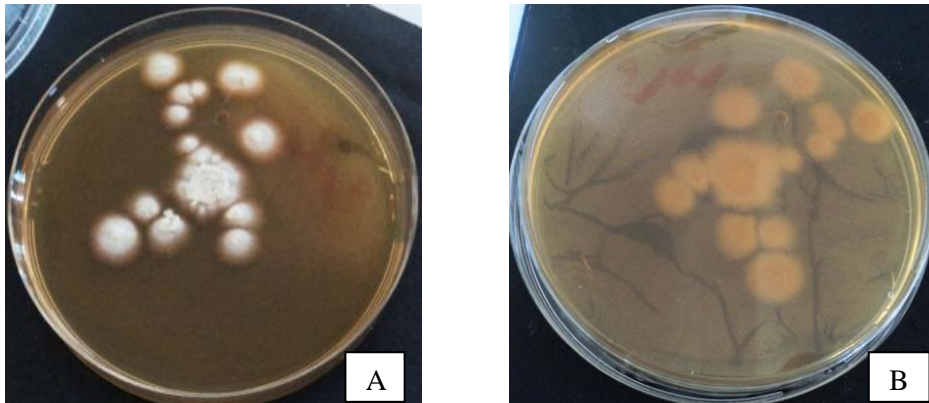
**Figure 45** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.mentagrophytes* sur les milieux d'identification.



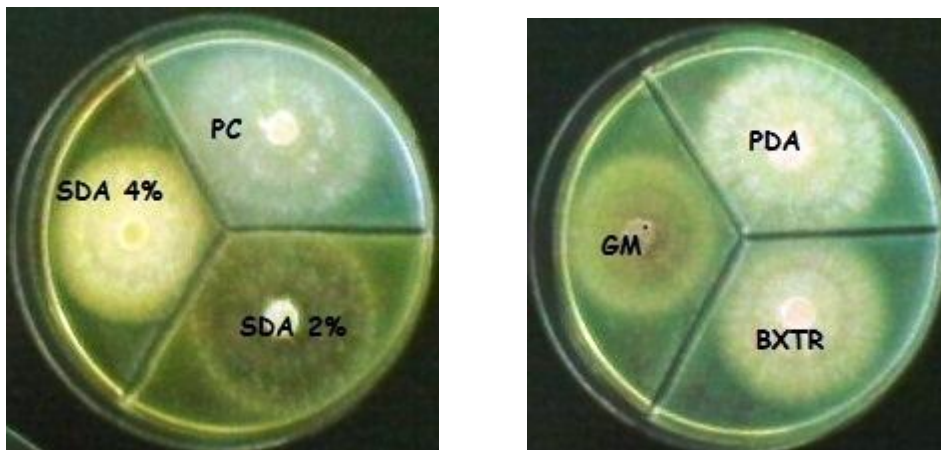
**Figure 46** : Aspect microscopique de l'espèce *T.mentagrophytes* x40.

**Tableau 5 :** Clés d'identification de l'espèce *T.verrucosum*.

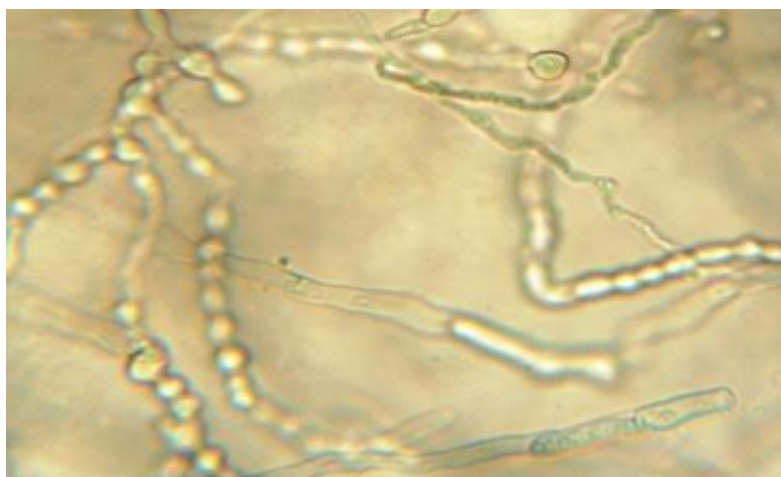
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des squames des la peau, des cheveux et des squames du cuir chevelu sont ensemencés dans des boites de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant 20 à 30 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	Croissance très lente sur le milieu Sabouraud. Aspect des colonies ; Glabre cérébriforme, verruqueux. Couleur des colonies : En recto : blanc à ocre. En verso : brun, incolore.	Une croissance très lente, après 28 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies plâtreuses de petite taille, nombreuses. Couleur blanchâtres à ocre en recto (Fig.47 : A) et marron en verso (Fig. 47 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, plâtreuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et duveteuse, blanche sur avec croissance radiaire sur le milieu P.D.A. (Fig. 48)
<b>Caractères microscopiques</b>	Filaments irréguliers. Rares micro conidies et macroconidies, nombreuses chlamydo spores en chaine.	Présence des filaments mycéliens fins avec de nombreux Chlamydo spores intercalaires en chaine et terminales. (Fig. 49)



**Figure 47** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.verrucosum* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



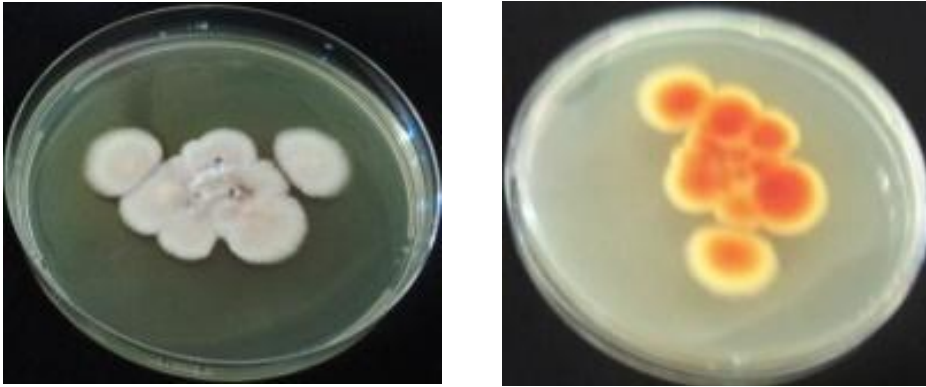
**Figure 48** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.verrucosum* sur les milieux d'identification.



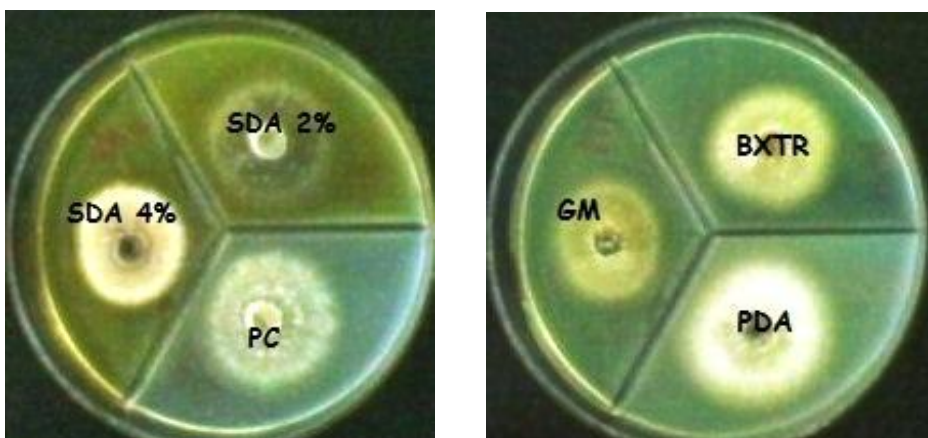
**Figure 49** : Aspect microscopique de l'espèce *T.verrucosum* x40.

**Tableau 6 :** Clés d'identification de l'espèce *M.audouinii*.

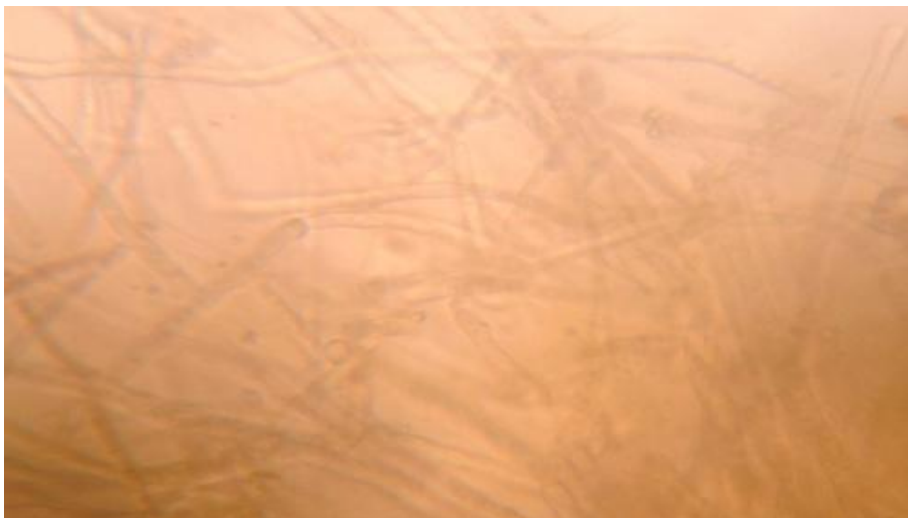
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des squammes des la peau, des cheveux et des squammes du cuir chevelu sont ensemencés dans des boites de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	Croissance rapide Aspect des colonies : duveteux. Couleur des colonies : En recto : blanc, beige, blanc-gris. En verso : orange, incolore, rose-pêche.	Une croissance rapide, après 06 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies plâtreuses, duveteuses à la périphérie de couleur blanches en recto (Fig.50 : A) et orange en verso (Fig.50 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et plâtreuse, blanche sur le milieu P.D.A (Fig. 51)
<b>Caractères microscopiques</b>	Rare macroconidies, les microconidies souvent absentes, présence des chlamydozoospores intercalaires et/ou terminales.	Présence des filaments mycéliens avec chlamydozoospores terminales en forme de citron. Absence des macroconidies et des microconidies. (Fig. 52)



**Figure 50 :** Aspect macroscopique de l'espèce *M.audouinii* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



**Figure 51 :** Aspect macroscopique de l'espèce *M.audouinii* sur les milieux d'identification.

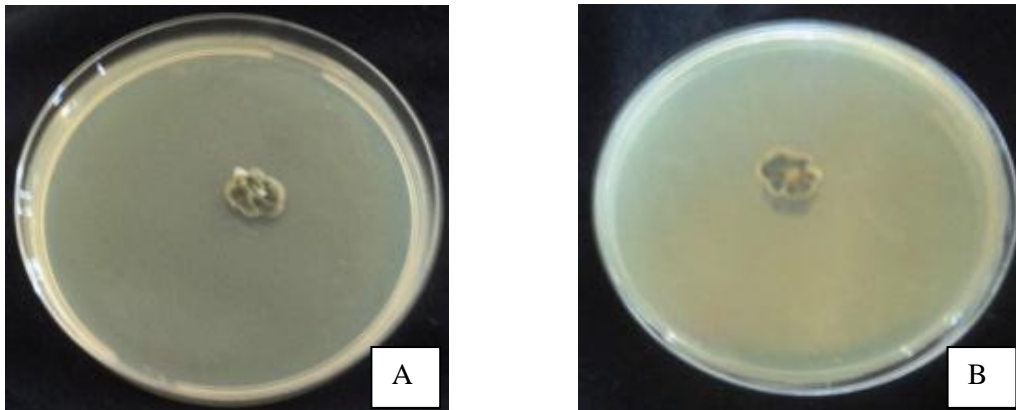


**Figure 52 :** Aspect microscopique de l'espèce *M.audouinii* x40.

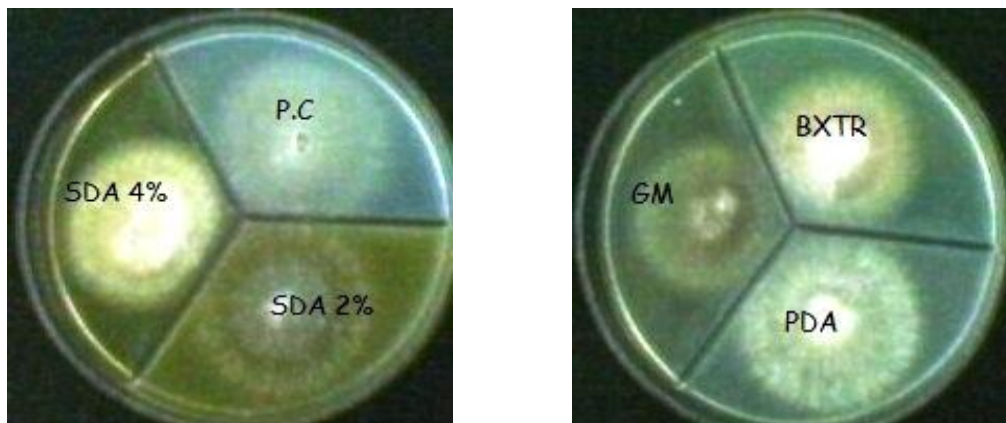


**Tableau 7 :** Clés d'identification de l'espèce *E.floccosum*.

	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles ou des squames des la peau sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	Croissance rapide : 5 à 6 jours. Aspect des colonies : poudreux cérébriforme. Couleur des colonies : En recto : vert olive à jaune motard, gris En verso : vert olive, brun pâle.	Une croissance très rapide, après 04 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C, Des petites colonies poudreuses de couleur verts-olive en recto (Fig. 53 : A) et en verso (Fig.53 : B). Petite colonie poudreuse, verte claire sur le milieu P.C, plâtreuses, vert-olive sur le milieu Baxeter et G.M, poudreuse, vert sur le milieu P.D.A (Fig.54).
<b>Caractères microscopiques</b>	Présence des macroconidies en massue « régime de banane » à paroi peu épaisse et lisse. Absence des microconidies en culture jeune et présentes en culture âgée.	Présence des macroconidies solitaires (Fig.56 : b) Ou associées (Fig.55 : a).



**Figure 53 :** Aspect macroscopique de l'espèce *E.floccosum* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



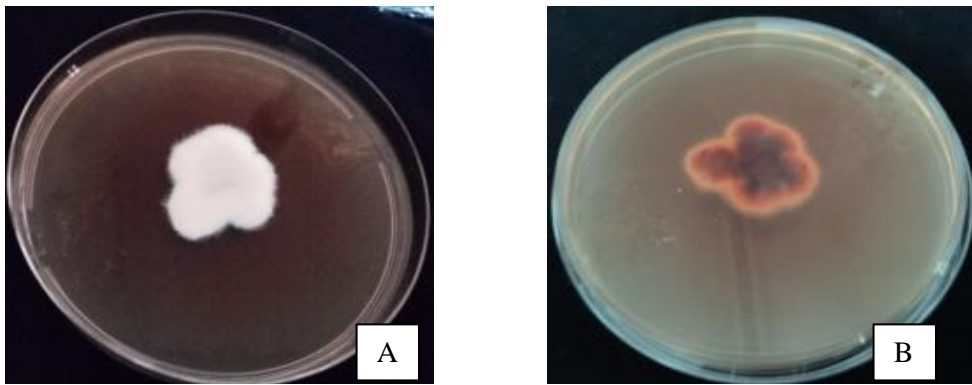
**Figure 54 :** Aspect macroscopique de l'espèce *E.floccosum* sur les milieux d'identification.



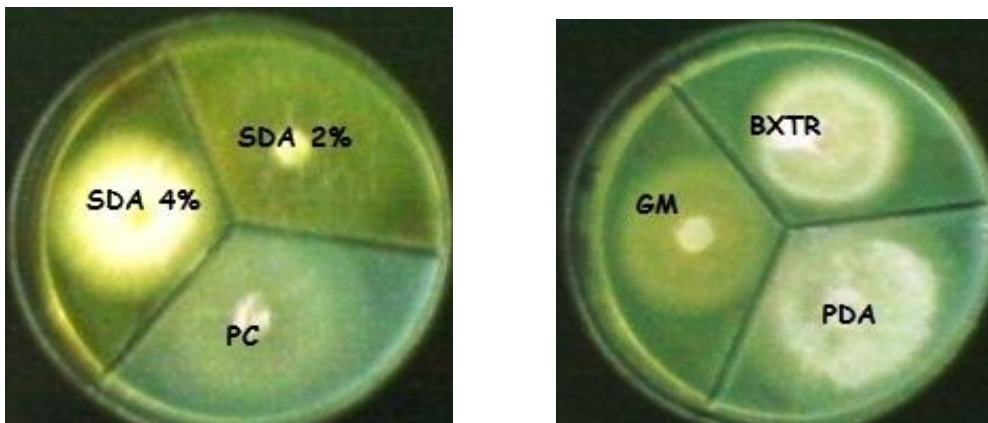
**Figure 55 :** Aspect microscopique de l'espèce *E.floccosum* x40.

**Tableau 8 :** Clés d'identification de l'espèce *T.spp.*

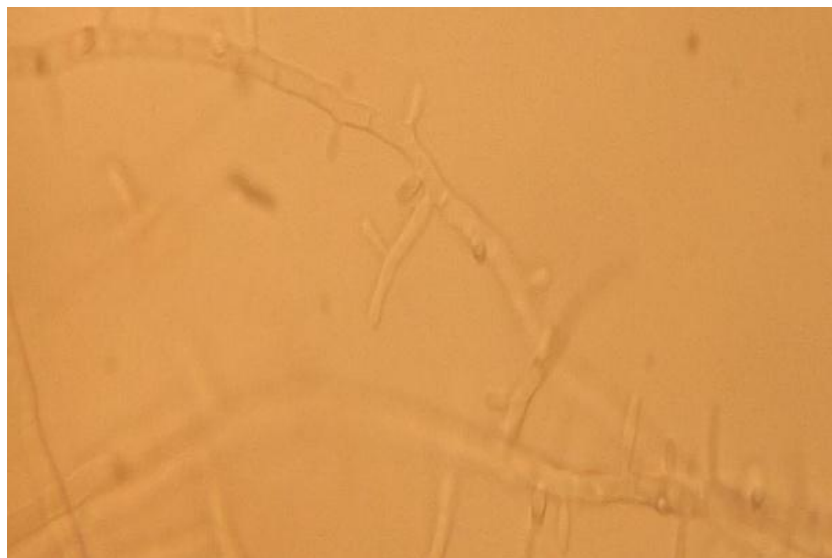
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles ou des squames des la peau sontensemencés dans des boites de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	<p>Croissance lente à modérément rapide.  Aspect des colonies : duveteuse, poudreuse avec dôme centrale.  Couleur des colonies  En recto : blanchâtre, rose, jaune  En verso : rouge foncé, brun, jaune.  Pigment rouge diffusible.</p>	<p>Une croissance très rapide, après 05 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies irrégulières cotonneuses, duveteuses à la périphérie de couleur blanche en recto (Fig.56 : A) et rouge-marron en verso (Fig.56 : B) avec une pigmentation rouge diffusante dans la gélose.</p> <p>Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche claire à la périphérie sur le milieu Baxeter, duveteuse, beige sur le milieu G.M et cotonneuse, blanche sur le milieu P.D.A (Fig.57).</p>
<b>Caractères microscopiques</b>	<p>Présence des macroconidies à paroi mince et lisse, en forme de cigare, solitaires.  Présence des microconidies formes variées, solitaires ou en groupes</p>	<p>Présence des filaments mycéliens septés avec des microconidies en acladium (Fig. 58).</p>



**Figure 56 :** Aspect macroscopique de l'espèce *T.spp.* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



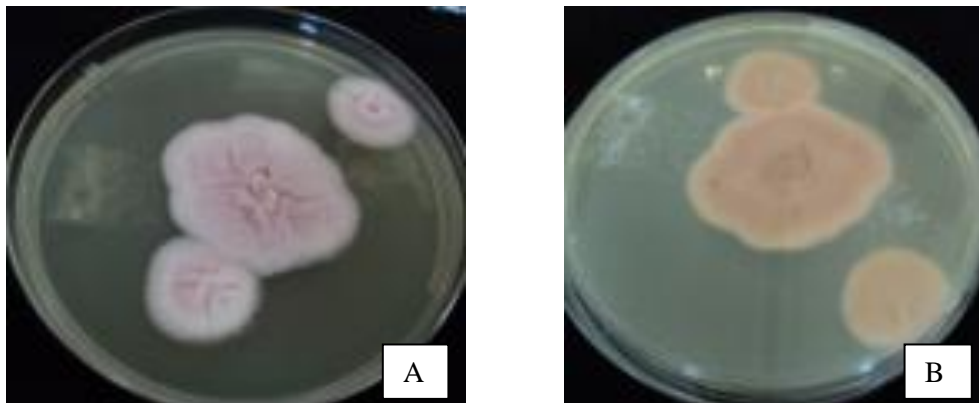
**Figure 57 :** Aspect macroscopique de l'espèce *T.spp.* sur les milieux d'identification.



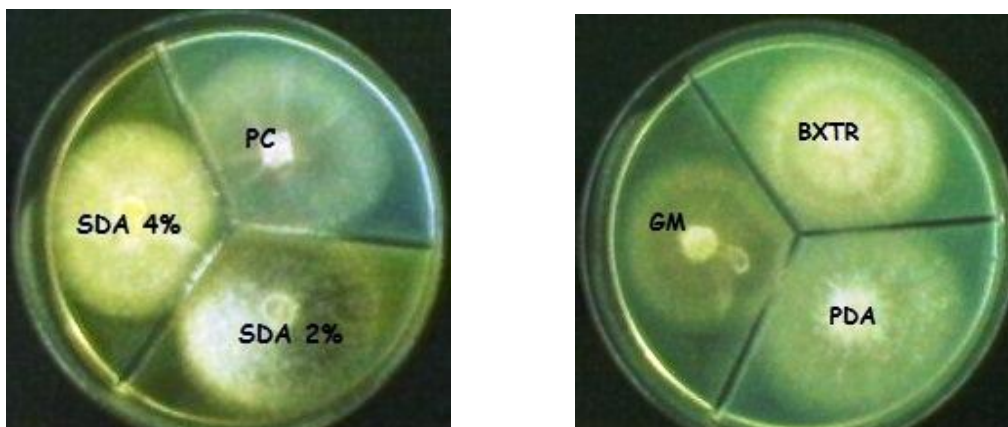
**Figure 58 :** Aspect macroscopique de l'espèce *T.spp.* x40.

**Tableau 9:** Clés d'identification de l'espèce *T.rosaceum*.

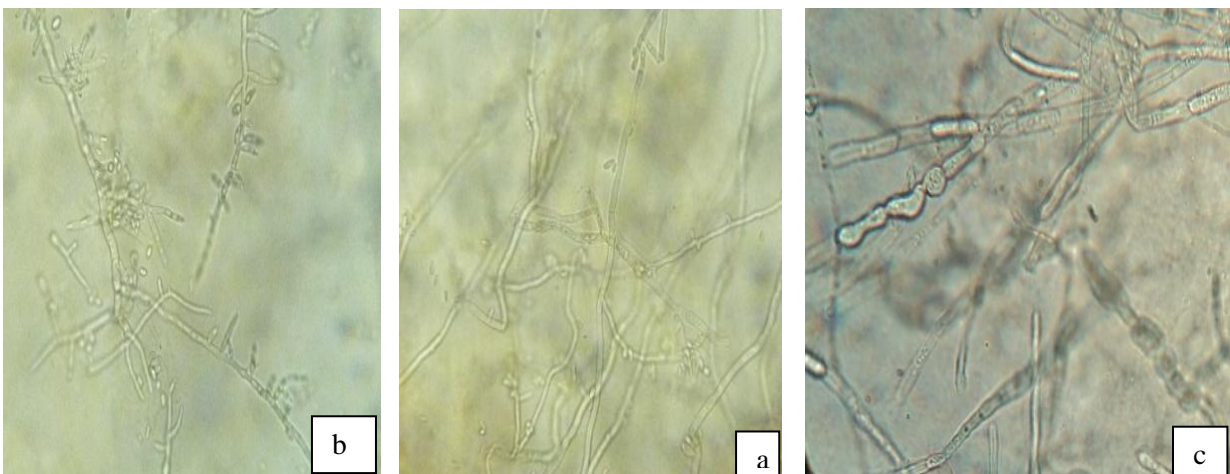
	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles sontensemencés dans des boites de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	Une croissance plus ou moins lente. Aspect des colonies : duveteux. Couleur : vieux rose.	Une croissance rapide, après 05 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies cotonneuses et duveteuses à la périphérie, plissées. Couleur rose et blanche au pourtour en recto (Fig.59 : A) et brune en verso (Fig.59 : B). Colonie plâtreuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron claire sur le milieu Baxeter, plâtreuse avec des duvets à la périphérie, une croissance radiaire, beige sur le milieu G.M et colonie cotonneuse, blanc cassé sur le milieu P.D.A (Fig.60).
<b>Caractères microscopiques</b>	Présence de nombreuses microconidies piriformes. Très rare macroconidies, en massue. Présence des organes pectinés.	Présence des filaments mycéliens très fins (Fig.61 : a) Des nombreuses microconidies en acladium (Fig.61 : b). Présence des organes pectinés (Fig.61 : c).



**Figure 59** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.rosaceum* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



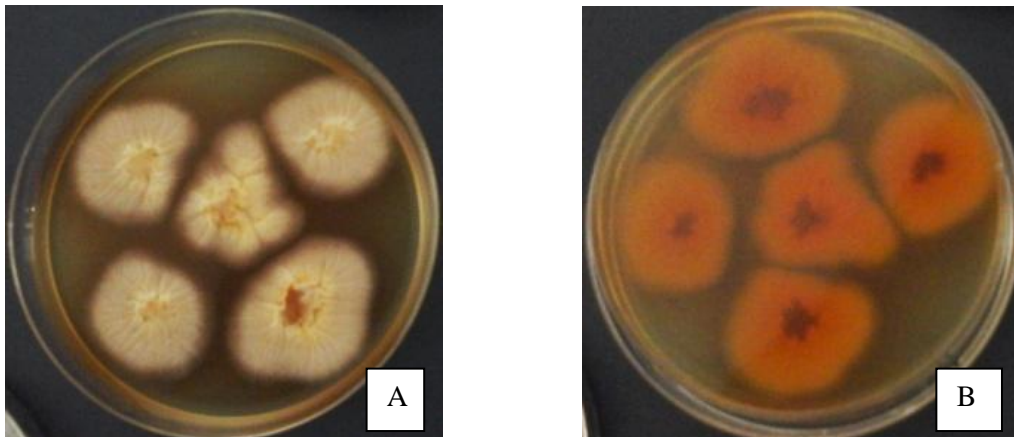
**Figure 60** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.rosaceum* sur les milieux d'identification.



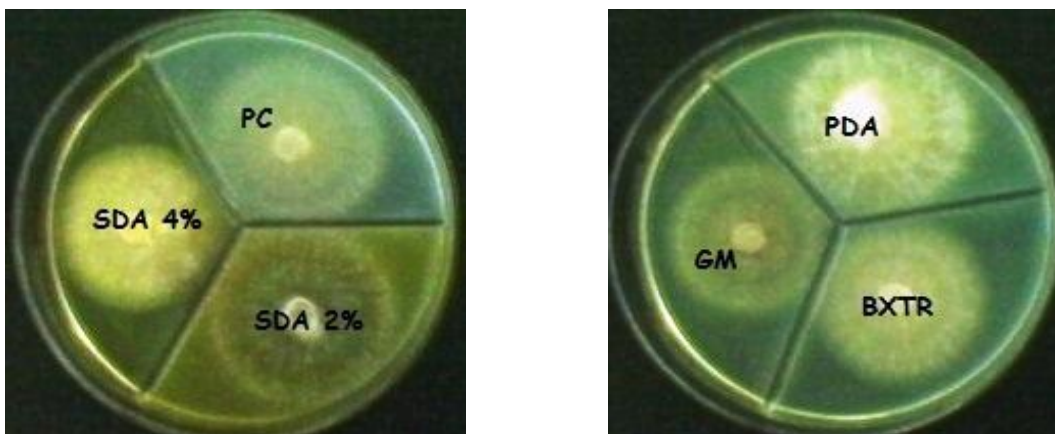
**Figure 61** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.rosaceum* x40.

**Tableau 10** : Clés d'identification de l'espèce *M.ferrugineum*.

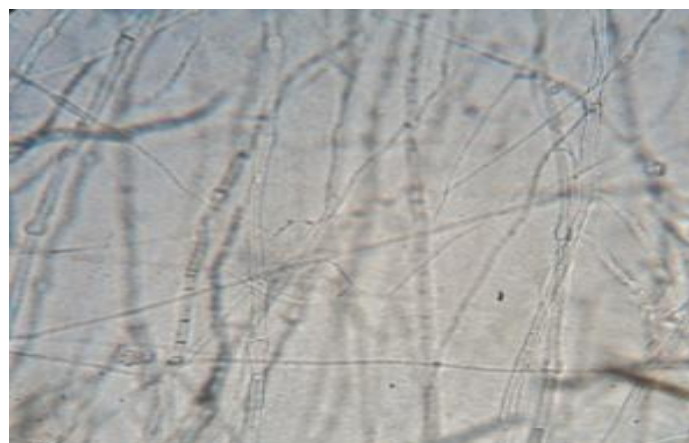
	<b>Souche de référence</b>	<b>Souche isolée</b>
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	Croissance généralement lente (10 à 15 jours). Aspect des colonies : glabre, duveteux, plissé. Couleur des colonies : En recto : rouille, orangé. En verso : brun.	Une croissance rapide, après 06 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies plâtreuses, duveteuses à la périphérie et plissées. Couleur blanches en recto (Fig.62 : A) et rouge-orange en verso (Fig.62 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et cotonneuse sur le milieu PDA (Fig.63).
<b>Caractères microscopiques</b>	Présence des filaments en tige de bambou. Absence des macroconidies et des microconidies.	Présence des filaments mycéliens en tige de bambou . Absence des macroconidies et des microconidies (Fig.64)



**Figure 62 :** Aspect macroscopique de l'espèce *M.ferrugineum* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



**Figure 63 :** Aspect macroscopique de l'espèce *M.ferrugineum* sur les milieux d'identification.

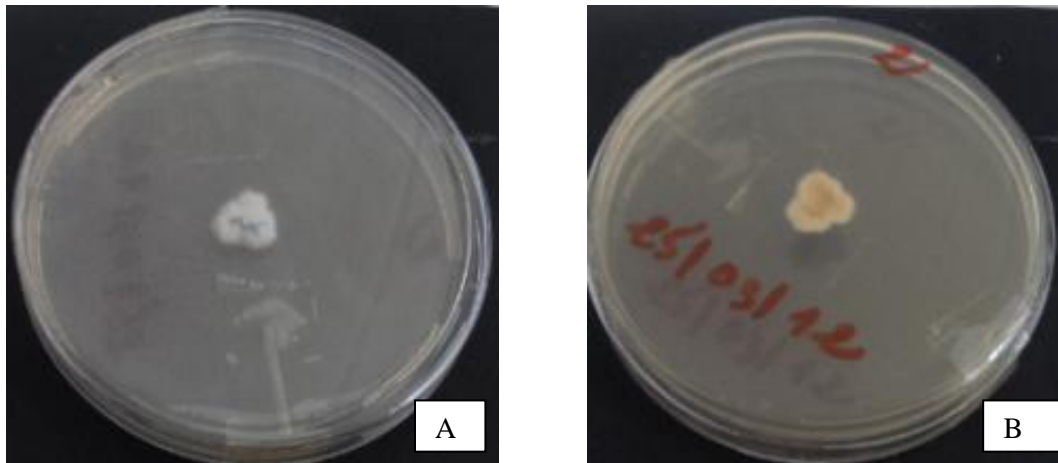


**Figure 64:** Aspect macroscopique de l'espèce *M.ferrugineum* x40.

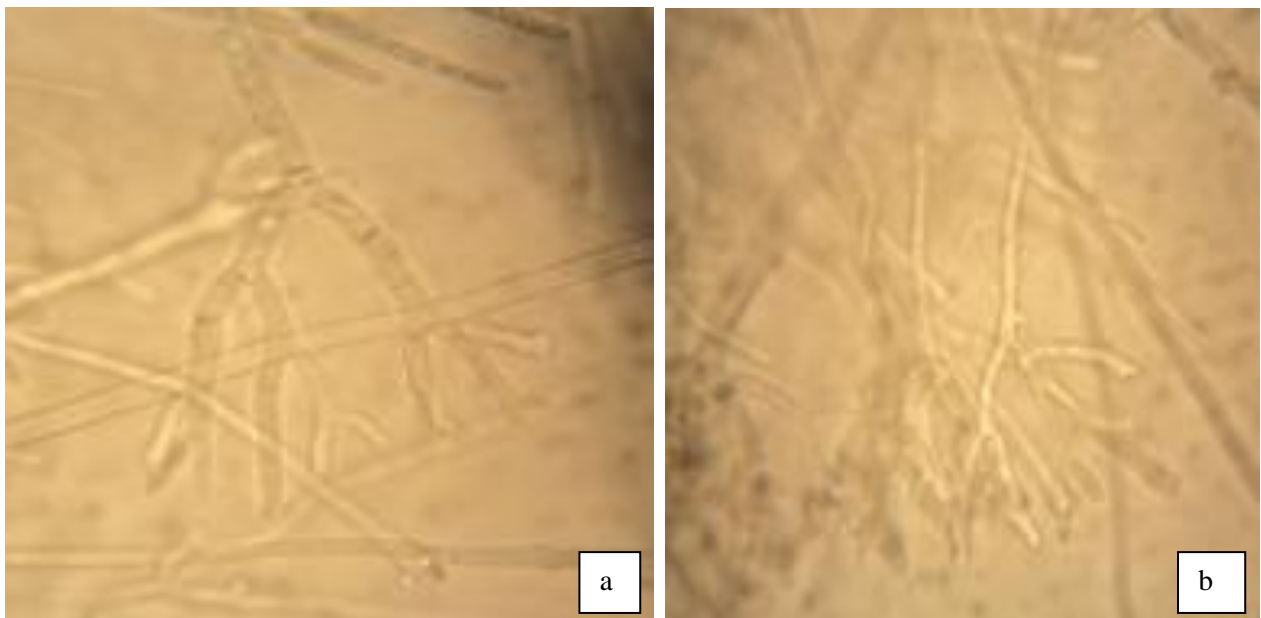


**Tableau 11** : Clés d'identification de l'espèce *T.schoeneilii*.

	Souche de référence	Souche isolée
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	<p>Une croissance lente sur milieu Sabouraud.</p> <p>Aspect des colonies : glabre, plissé, cérébriforme, diamètre de 2 à 3 cm.</p> <p>Couleur des colonies :</p> <p>En recto : blanc, brun à beige.</p> <p>En verso : brun.</p>	<p>Une croissance un peu lente, après 10 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C.</p> <p>Des colonies cotonneuses bombées.</p> <p>Couleur blanches en recto (Fig.65 : A) et marron en verso (Fig.65 : B).</p>
<b>Caractères microscopiques</b>	<p>Filaments irréguliers, avec des chandeliers faviques et des clous faviques.</p> <p>Absence des macroconidies.</p>	<p>Présence des filaments mycéliens sous formes de chandeliers faviques (Fig.66 : a) et des filaments en clou faviques (Fig.66 : b).</p> <p>Absence des macroconidies et des microconidies.</p>



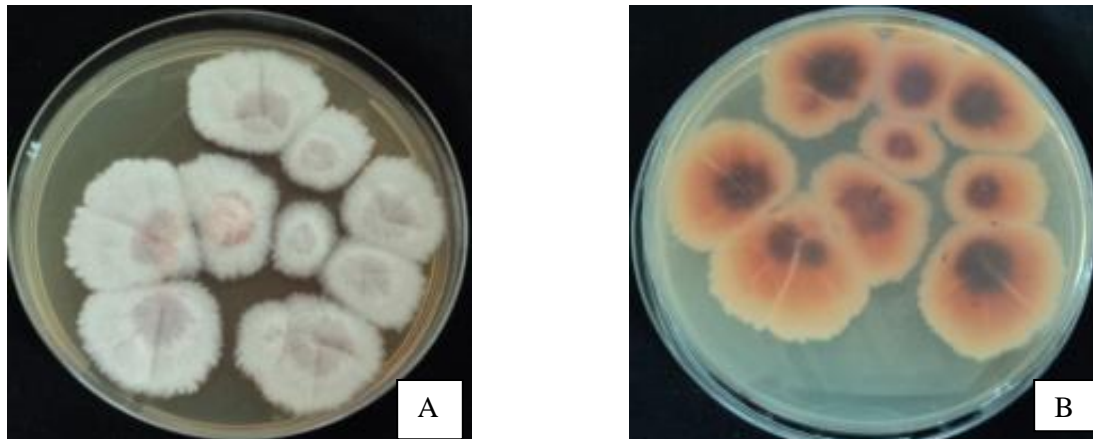
**Figure 65** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.schoeneilii* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



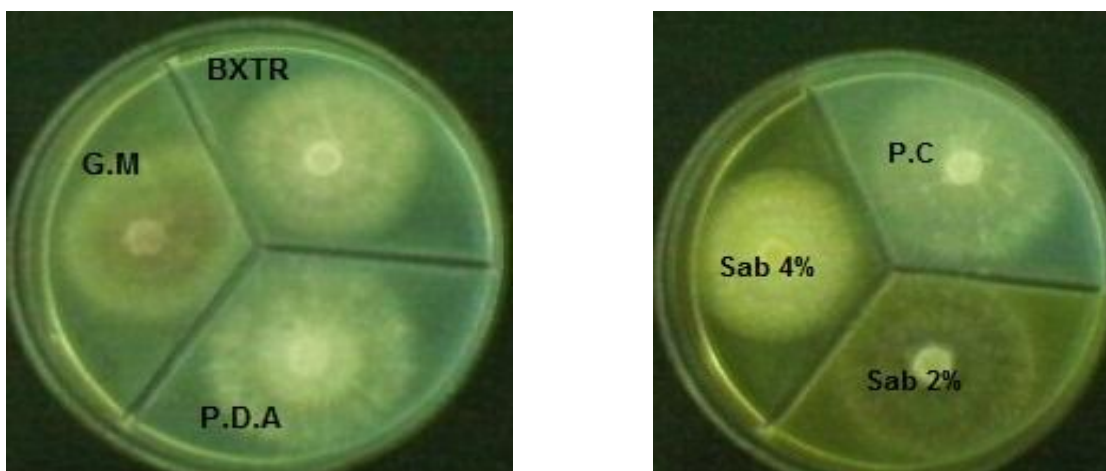
**Figure 66** : Aspect macroscopique de l'espèce *T.schoeneilii* x40.

**Tableau 12** : Clés d'identification de l'espèce *M.langeronii*.

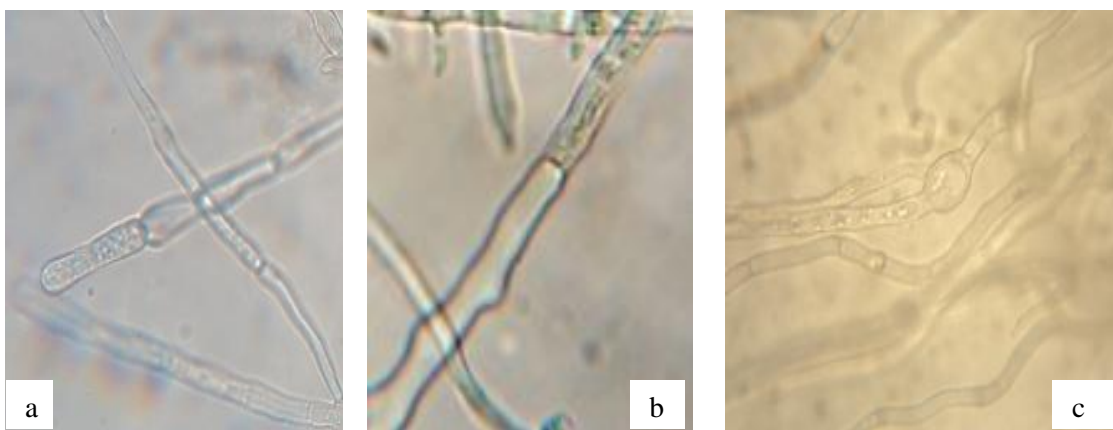
	<b>Souche de référence</b>	<b>Souche isolée</b>
<b>Condition de culture</b>	Culture sur milieu Sabouraud à pH 5,6 ; à température comprise entre 25°C et 28°C.	Des fragments des ongles sont ensemencés dans des boîtes de Pétri contenant une gélose de Sabouraud, pH varie de 5,5 à 6 à température de 27°C pendant une semaine à 10 jours.
<b>Caractères macroscopiques</b>	<p>Croissance en 8 à 10 jours sur le milieu Sabouraud.</p> <p>Aspect des colonies : fine, plate, duveteux.</p> <p>Couleur des colonies :</p> <p>En recto : blanc, grisâtre.</p> <p>En verso : beige, saumon, incolore.</p>	<p>Une croissance rapide, après 06 jours de la culture sur le milieu S.D.A.C. Des colonies plâtreuses, duveteuses à la périphérie de couleur blanches avec pigment mauve claire au centre en recto (Fig.67 : A) et orange et marron au centre en verso (Fig.67 : B). Colonie duveteuse, blanche claire sur le milieu P.C, granuleuse, marron au centre et blanche à la périphérie sur le milieu Baxeter, plâtreuse, beige sur le milieu G.M et plâtreuse, blanche sur le milieu P.D.A (Fig.68).</p>
<b>Caractères microscopiques</b>	<p>Présence des filaments en raquette, cloisonnés, épais.</p> <p>Rare chlamydozoospores terminales ou intercalaires.</p> <p>Les macroconidies sont habituellement absentes.</p> <p>Des microconidies piriformes peuvent être présentes ainsi que des organes pectinés ou nodulaires.</p>	<p>Présence des filaments en raquettes (Fig.69 : a).</p> <p>Présence des chlamydozoospores intercalaires (Fig.69 : b).</p> <p>Présence des organes pectinés (Fig.69 : c).</p>



**Figure 67** : Aspect macroscopique de l'espèce *M.langeronii* sur le milieu S.D.A (A : recto, B : verso).



**Figure 68** : Aspect macroscopique de l'espèce *M.langeronii* sur les milieux d'identification.



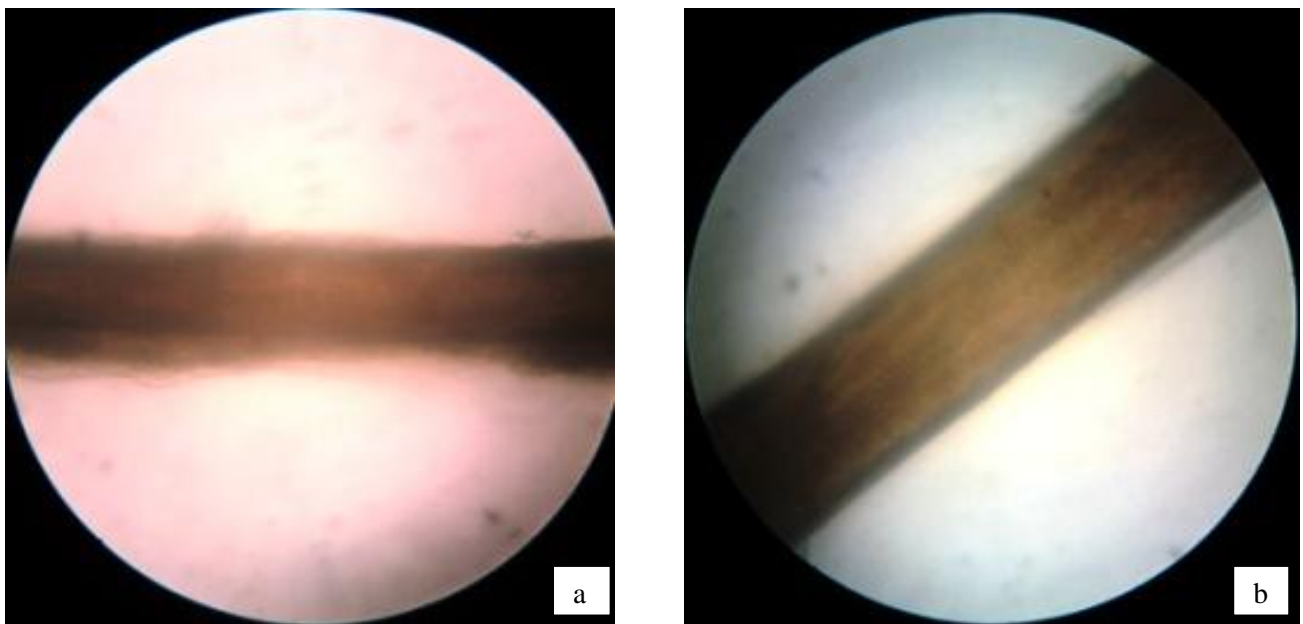
**Figure 69** : Aspect microscopique de l'espèce *M.langeronii* x40.

❖ **Mettre en évidence la différenciation entre *T.rubrum* et *T.mentagrophytes*.**

La différenciation entre ces deux espèces est menée par la méthode de la recherche des organes perforateurs *in vitro* et par le test urée indol.

➤ **Résultats de la recherche de la formation des organes perforateurs *in vitro***

Après dix jours d'incubation, l'observation microscopique des cheveux, nous permet de noter la présence des organes comme des encoches perpendiculaires sur le cheveu : organes perforateurs pour les souches de *T. mentagrophytes* (Fig.70: a). Tandis que, les souches de *T.rubrum* ne représentent pas ces organes (Fig.70 : b).



a : *T. mentagrophytes*, b : *T.rubrum*

**Figure 70 :** Mettre en évidence la différenciation entre *T.rubrum* et *T.mentagrophytes* x40.

➤ **Résultats de test urée indol**

Après deux jours d'incubation, nous avons constaté que les tubes qui contiennent des fragments des souches de *T.mentagrophytes* virent le milieu vers le rose clair, ce qui indique que le test est positif. Tandis que les tubes qui contiennent des fragments des souches de *T.rubrum* restent rose violet, ce qui indique que le test est négatif.

### 1.1.5. Répartition des espèces identifiées

D'après ces caractères, nous avons pu identifier **25** souches appartiennent aux dix différentes espèces. Nos résultats montrent que l'espèce *T. rubrum* est classée la première et nous avons identifié 6 souches (24%), l'espèce *T. mentagrophytes* vient en deuxième position et nous avons identifié 4 souches (16%). Nous avons également identifié 3 souches de l'espèce *T. verrucosum* (12%), 3 souches de l'espèce *M. audouinii* (12%), 2 souches de l'espèce *T.spp.* (8%), 2 souches de l'espèce *E. floccosum* (8%), 2 souches de l'espèce *T.schoenleii* (8%), 1 souche de l'espèce *T. rosaceum* (4%), 1 souche de l'espèce *M. langeronii* (4%) et 1 souche de l'espèce *M. ferrugineum* (4%) (Voir fig. 71 et tableau 13). Nous avons remarqué que 52% des espèces sont isolées à partir des onyxis, 28% des D.P.G et 20% des teignes de cuir chevelu (Fig. 72). Ces résultats montrent également que le taux positif des onyxis est de 15,29% et 9,45% pour les dermatophyties de la peau glabre. En revanche, malgré la faible fréquence des teignes du cuir chevelu, nous avons enregistré 71,42% des cas positifs.

**Tableau 13:** Espèces isolées et origine de leur infection.

Espèces isolées	Nombre isolées à partir des ongles.	Nombre isolées à partir de la peau glabre.	Nombre isolées à partir du cuir chevelu.
<i>T.rubrum</i>	05	01	00
<i>T.mentagrophytes</i>	03	01	00
<i>T.verrucosum</i>	00	01	02
<i>M.audouinii</i>	00	02	01
<i>E.floccosum</i>	01	01	00
<i>T.schoenleinii</i>	00	00	02
<i>T.ssp</i>	01	01	00
<i>T.rosaceum</i>	01	00	00
<i>M.langeronii</i>	01	00	00
<i>M.ferrugenum</i>	01	00	00

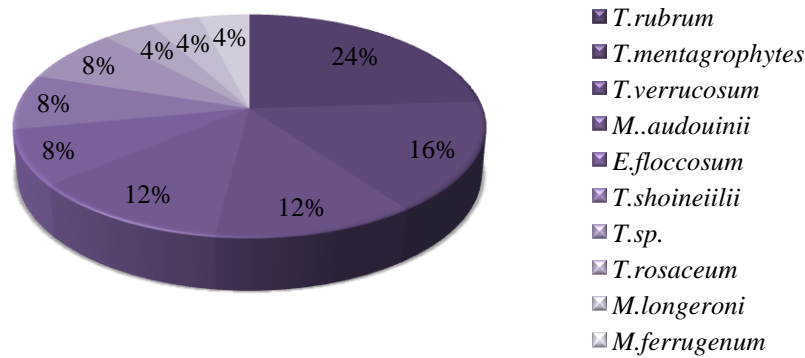


Figure 71: Fréquences des espèces isolées.

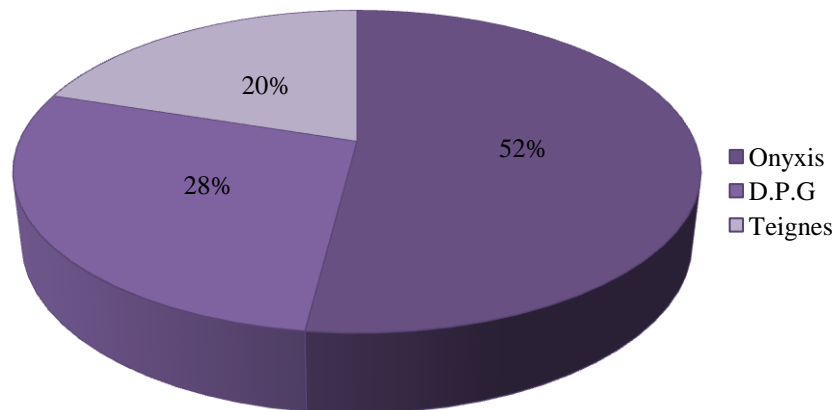


Figure 72 : Fréquence des espèces isolées selon l'aspect clinique.

### 1.1.6. Influence de la température et de pH sur la croissance des dermatophytes.

#### 1.1.6.1. Influence de la température

Les résultats enregistrés dans le tableau 14, montrent que la variation de la température agit sur la croissance des dermatophytes. Cet effet est enregistré notamment pour les espèces du genre *Epidermophyton* et *Trichophyton*. Nous avons remarqué que l'espèce *E. floccosum* a une bonne croissance à température 27°C et à température ambiante avec un diamètre de croissance de 1,5 cm, en revanche il n'y a aucune croissance était observée à la température 37°C. Les résultats également montrent que les espèces du genre *Trichophyton* ont une bonne croissance à température ambiante et à T°=27°C, et aucune croissance observé à T°=37°C exceptionnellement, l'espèce qui se poussent à T°=37°C avec un diamètre de croissance de

4cm. Pour les espèces du genre *Microsporium*, nos résultats montrent que les deux espèces testées croissent aux trois variations de la température avec une croissance optimale à température ambiante ; 4,2cm pour *M.audouinii* et 5,4cm pour *M.ferrugineum*.

Ces résultats nous conduisent de conclure que les espèces du genre *Epidermophyton* et *Trichophyton* ne poussent pas à température 37°C exceptionnellement l'espèce *T.verrucosum*. Tandis que les espèces du genre *Microsporium* ayant la capacité de se croître aux trois variations de la température.

**Tableau 14** : Influence de la température sur la croissance des souches testées (pH 5,7).

T° (°C)	Température ambiante	T°=27	T°=37
<b>Souche</b>			
<i>E.floccosum.</i>	1,5 cm	1,5 cm	00 cm
<i>T. rubrum.</i>	5,6 cm	5,1 cm	00 cm
<i>T. mentagrophytes.</i>	4,3 cm	4,5 cm	00 cm
<i>T. rosaceum.</i>	4,7 cm	5,5 cm	00 cm
<i>T. verrucosum.</i>	5 cm	5,4 cm	4 cm
<i>M.audouinii.</i>	4,2 cm	4 cm	3 cm
<i>M.ferrugineum.</i>	5,4 cm	4,4 cm	3,1 cm

### 1.1.6.2. Influence du pH

Selon les résultats enregistrés dans le tableau 15, la croissance des souches testées est influencée par la variation de pH, cette variation varie d'une espèce à une autre. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau 15. Pour l'espèce *T.rubrum*, les résultats montrent que cette espèce a une croissance optimale à pH=10 avec un diamètre de croissance 5,7cm et à pH = 7 avec un diamètre de 5,6cm. Tandis que la croissance à pH acide est de 4,5cm et 4cm correspondent respectivement aux pH= 5,7 et pH=4. Les mêmes résultats pour les espèces *T.mentagrophytes* et *T.verrucosum* avec des diamètres de croissance de 6cm, 5,5cm, 5cm et 4,3cm pour *T.mentagrophytes* et 5,7cm, 5,5cm, 5cm et 3,5cm pour *T.verrucosum*, qui correspondent respectivement aux pH=7, pH=10, pH=5,7 et pH=4. Pour *T.rosaceum* : nous avons remarqué que la croissance optimale est observée à pH=5,6 avec un diamètre de



croissance de 5,5cm suivit par une croissance de 5,4cm à pH=7, et 4,3cm à pH=10. pH=4 nous a donné la plus faible croissance avec un diamètre de 4cm. Une légère différence est observée pour les espèces du genre *Microsporium*, les résultats montrent que *M.audouinii* se croît presque avec le même diamètre de croissance pour le pH témoin, pH=4, pH=10 et elle une croissance optimale à pH=7 avec un diamètre de 3,9cm. Alors que *M.ferrugeneum* a une croissance optimale à pH=5,7 avec un diamètre de 5,4cm, suivit par une croissance de 5,1cm à pH= 7. Nous avons également observé que la croissance à pH=4 est identique à celle à pH=10 avec un diamètre de 4,5cm.

A la lumière de ces résultats, nous pouvons conclure que les dermatophytes poussent dans le milieu S.D.A quel qu'il en soit son pH (acide, neutre ou alcalin). La croissance varie d'une espèce à une autre selon les variations du pH, nous avons remarqué que la bonne croissance était observée à pH neutre et alcalin par rapport à pH acide.

**Tableau 15** : Influence de pH sur la croissance des souches testées (T° 27°C).

pH	pH=4	pH=5,7	pH=7	pH=10
<b>Souche</b>				
<i>T. rubrum.</i>	4 cm	4,5 cm	5,6 cm	5,7 cm
<i>T. mentagrophytes.</i>	4,3 cm	5 cm	6 cm	5,5 cm
<i>T. verrucosum.</i>	3,5 cm	5 cm	5,7 cm	5,5 cm
<i>T. rosaceum.</i>	4 cm	5,5 cm	5,4 cm	4,3 cm
<i>M.audouinii.</i>	3,1 cm	3 cm	3,9 cm	3,2 cm
<i>M.ferrugeneum.</i>	4,5 cm	5,4 cm	5,1 cm	4,5 cm

## 1.2. EVALUATION *IN VITRO* DE L'EXTRAIT AQUEUX BRUT SUR LA CROISSANCE DES DERMATOPHYTES.

### 1.2.1. Composition chimique des extraits des plantes étudiées.

Nos résultats indiquent que l'extrait des trois plantes utilisées contient les flavonoïdes, les alcaloïdes et les tannins. Les résultats obtenus sont résumés dans le tableau 16 :

**Tableau 16 :** Composition chimique des extraits des plantes étudiées

Extrait	Résultat de la réaction	Conclusion
<i>A.sativum</i>	*Observation d'une coloration verdâtre avec la solution de FeCl <sub>3</sub> de (voir annexe).	*L'extrait contient les flavonoïdes
	*Présence d'un précipité brun avec la solution de Bouchardat (voir annexe).	*L'extrait contient les alcaloïdes
	*Présence d'un précipité verdâtre avec la solution de CuSO <sub>4</sub> (voir annexe)	*L'extrait contient les tannins
<i>E.spp.</i>	*Observation d'une coloration verdâtre avec la solution de FeCl <sub>3</sub> de (voir annexe).	*L'extrait contient les flavonoïdes
	*Présence d'un précipité brun-terne avec la solution de Bouchardat (voir annexe).	*L'extrait contient les alcaloïdes
	*Présence d'un précipité noire avec la solution de CuSO <sub>4</sub> (voir annexe)	*L'extrait contient les tannins
<i>N.oleander</i>	*Observation d'une coloration verdâtre avec la solution de FeCl <sub>3</sub> de (voir annexe).	*L'extrait contient les flavonoïdes
	*Présence d'un précipité brun-terne avec la solution de Bouchardat (voir annexe).	*L'extrait contient les alcaloïdes
	*Observation d'une coloration noire avec la solution de FeCl <sub>3</sub> à 1% (voir annexe)	*L'extrait contient les tannins

**1.2.2. Effet de l'extrait aqueux des trois plantes sur la croissance des cinq espèces testées.**

Pour les valeurs des diamètres de la croissance et le taux d'inhibition, ainsi que les photos les photos de l'observation macroscopique de l'activité antifongique (voir l'annexe).

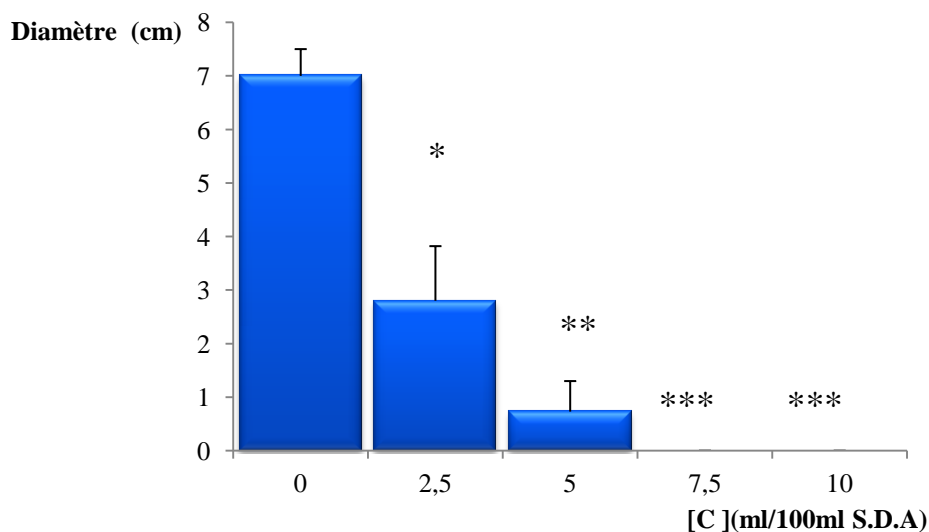
**1.2.2.1. Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum* L.**

Les résultats obtenus sont représentés dans les figures suivantes :

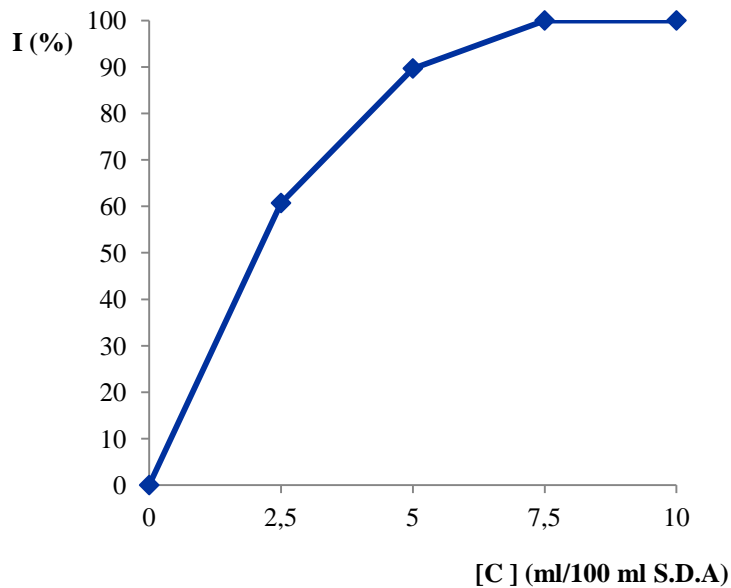
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum* L. sur la croissance de *T.rubrum*.**

La figure 73 montre qu'il y a une diminution significative ( $p < 0,05$ ) de la croissance de la souche de *T. rubrum* avec un diamètre de 2,8 cm pour la concentration de 2,5 ml/100ml par rapport au témoin (7cm), une diminution hautement significative ( $p < 0,01$ ) avec un diamètre de 0,73 cm, alors qu'il n'y a aucune croissance pour les concentrations 7,5ml/100ml et 10ml/100ml.

La figure 74 montre que la souche de *T. rubrum* est sensible à partir de la première concentration, avec un taux d'inhibition significatif de 59,99%. Après cette concentration la souche devient très sensible avec un taux d'inhibition hautement significatif de 89,52% pour la concentration 5ml/100ml. Nous avons également noté qu'il y a une inhibition totale de la souche pour les concentrations de 7,5ml/100ml et 10ml/100ml. Donc on peut dire que l'extrait est actif pour la concentration de 2,5 ml/100ml ( $I > 25%$ ) et très actif pour les trois autres concentrations ( $I > 75%$ ).



**Figure 73:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum* L. sur la croissance de *T. rubrum*.



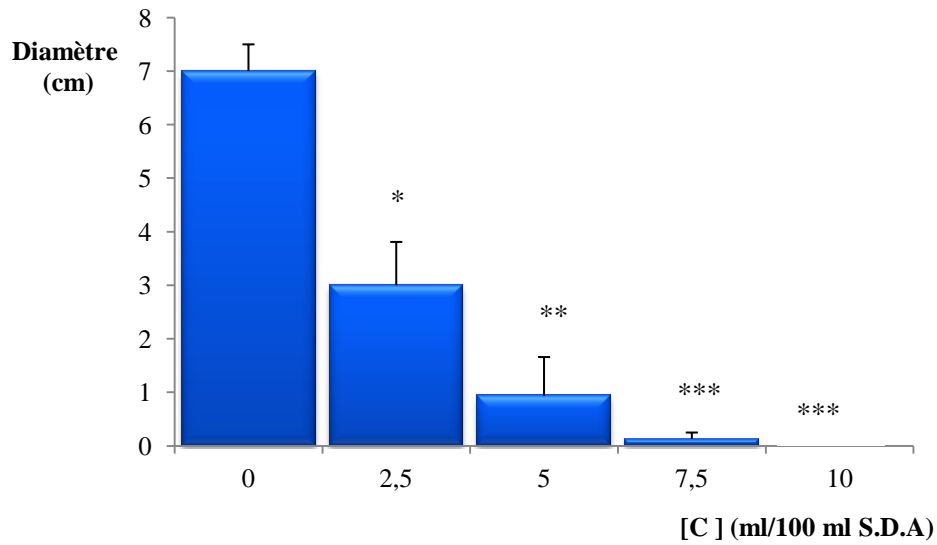
**Figure 74 :** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *T. rubrum*.

➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.**

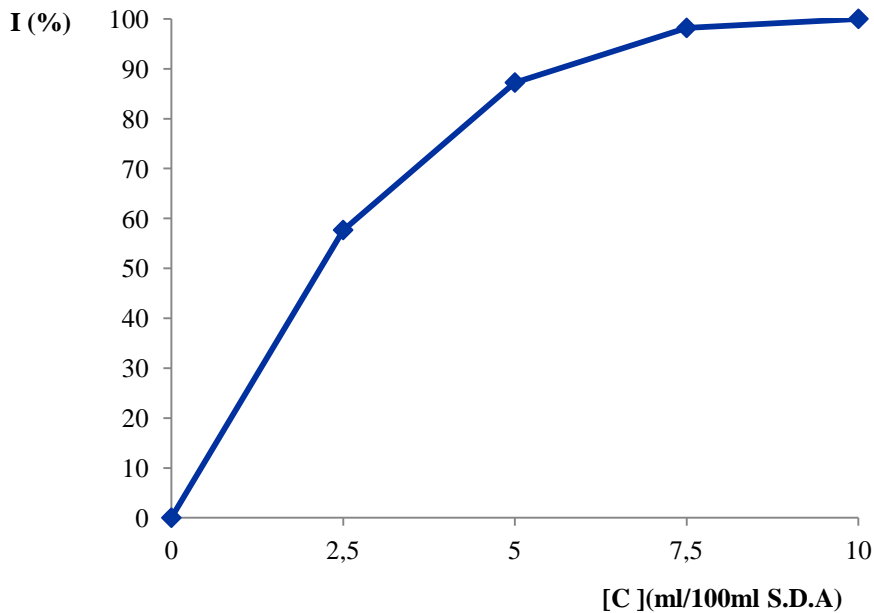
Nous avons remarqué qu'il y a une différence importante de la croissance de *T. mentagrophytes* entre la souche témoin et la souche testée aux différentes concentrations de l'extrait (Fig.75). Une différence significative ( $p < 0,05$ ) avec un diamètre de 3cm est observée pour la concentration de 2,5 ml/100ml, une différence hautement significative ( $p < 0,01$ ) avec un diamètre de 0,93cm pour la concentration de 5ml/100ml, une différence très hautement significative ( $p < 0,001$ ) avec un diamètre de 0,13cm pour la concentration de 5ml/100ml. En revanche, la concentration de 10ml/100ml n'a donné aucune croissance.

La figure 76 montre que la souche de *T. mentagrophytes* est sensible à partir de la concentration de 2,5 ml/100ml avec un taux d'inhibition significatif (57,85%). Après cette concentration, la souche devient très sensible avec des taux d'inhibition hautement significatif de 86,42% et très hautement significatif (98,09%) respectivement pour les concentrations de 5ml/100ml et 7,5ml/100ml, pour arriver d'enregistrer une inhibition totale pour la concentration de 10ml/100ml. Ce qui nous permet de dire que l'extrait est actif pour la

concentration de 2,5ml/100ml ( $I > 25\%$ ) et très actif pour les trois autres concentrations ( $I > 50\%$ ).



**Figure 75:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *T.mentagrophytes*.

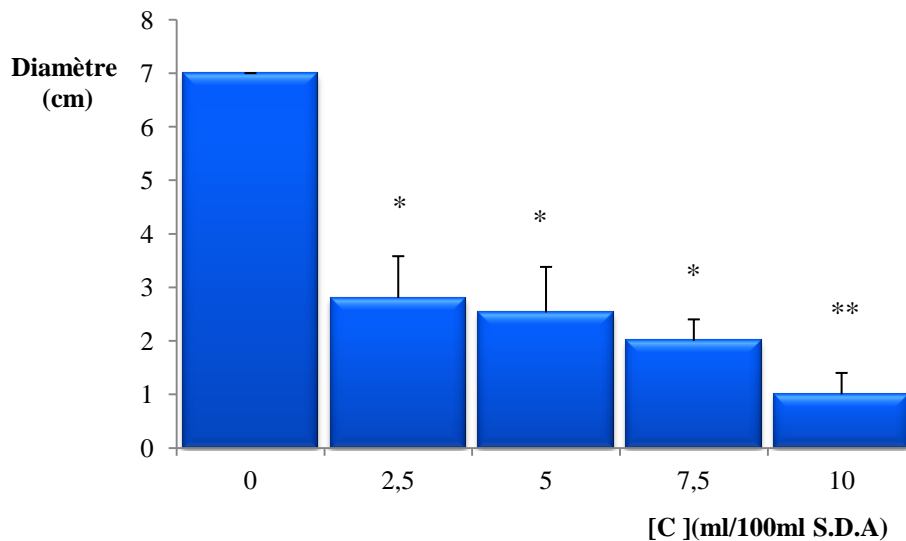


**Figure 76:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *T.mentagrophytes*.

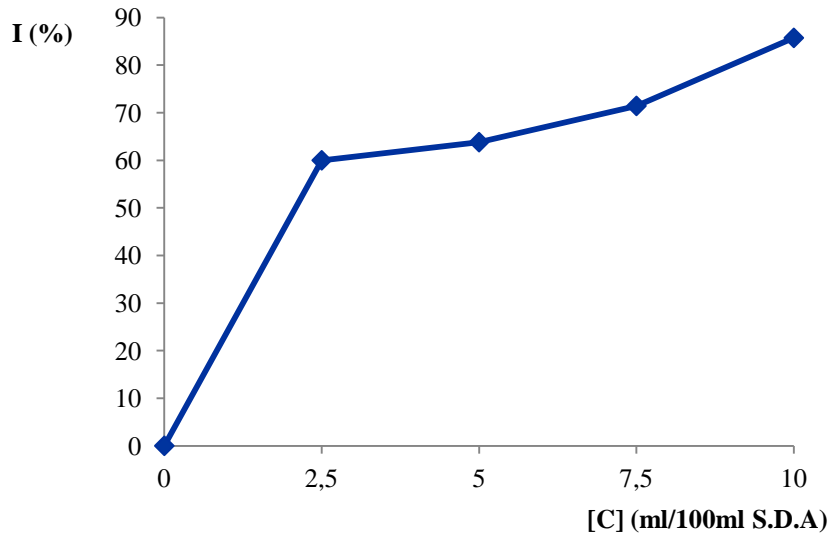
➤ Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum* L. sur la croissance de *T.verrucosum*.

La figure 77 montre que les concentrations 2,5ml/100ml, 5ml/100ml et 7,5ml/100ml ont une différence significative ( $p < 0,05$ ) de la croissance de *T.verrucosum* avec des diamètres respectivement de 2,8cm, 2,53cm et 2cm par rapport au témoin qui atteint 7cm. Egalement la concentration 10ml/100ml a donné une différence hautement significative ( $p < 0,01$ ) avec un diamètre de 1cm.

D'après la figure 78, nous avons observé que la souche de *T.verrucosum* est sensible pour les trois premières concentrations avec des taux d'inhibition significatif (59,83%, 63,74% et 71,47%) correspondant respectivement aux concentrations 2,5ml/100ml, 5ml/100ml et 7,5ml/100ml. La souche devient très sensible, avec un taux d'inhibition hautement significatif de 85,37% pour la concentration de 10ml/100ml. Donc on peut dire que l'extrait est moyennement actif pour les trois premières concentrations ( $I > 50\%$ ) et très actif pour la dernière concentration ( $I > 75\%$ ).



**Figure 77:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum* L. sur la croissance de *T.verrucosum*.

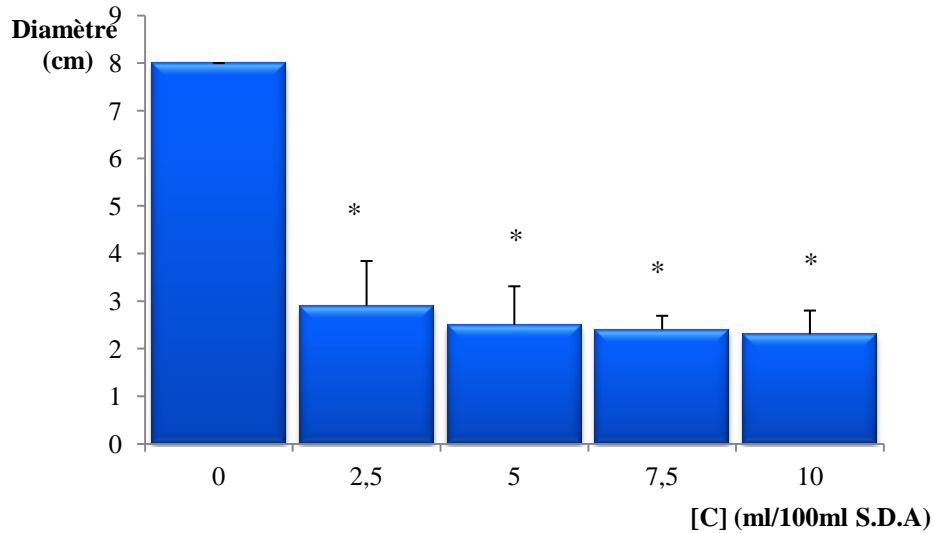


**Figure 78:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *T.verrucosum*.

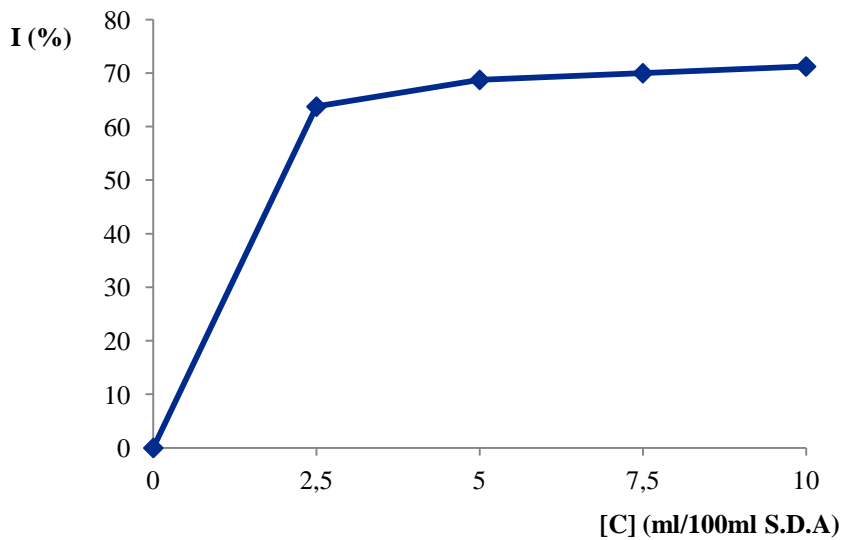
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *M.audouinii*.**

D'après la figure 79, nous avons noté que toutes les concentrations utilisées ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de la souche de *M.audouinii*, avec des diamètres 2,9cm, 2,5cm, 2,4cm et 2,3cm respectivement aux concentrations 2,5%, 5%, 7,5% et 10% par rapport au témoin qui atteint 8cm.

La figure 80 montre que l'extrait aqueux d'*Allium sativum L.* a un effet considérable sur la croissance de la souche de *M.audouinii*. Cette courbe nous indique que dès l'ajout de la plus petite concentration de 2,5ml/100ml, la souche devient sensible et le taux d'inhibition est significatif (63,75%). Ce taux augmente proportionnellement avec la concentration de l'extrait dans le milieu (68,75%, 70%, 71,25%) correspondant respectivement aux concentrations (5ml/100ml, 7,5ml/100ml et 10ml/100ml). Ce résultat révèle que l'extrait est moyennement actif pour toutes les concentrations utilisées ( $I > 50\%$ ).



**Figure 79:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *M. audouinii*.



**Figure 80:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *M. audouinii*.

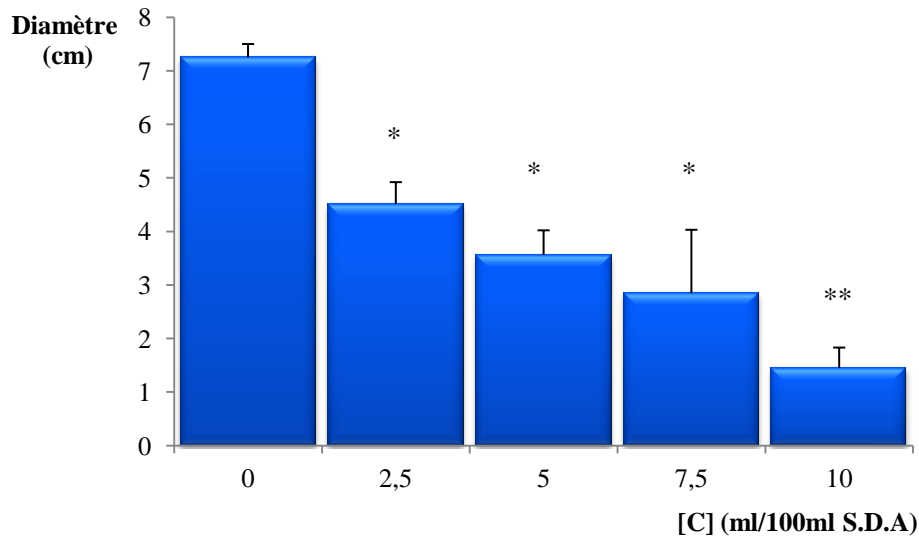
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *M. ferrugineum*.**

Nous avons remarqué que les concentrations 2,5%, 5% et 7,5% influencent significativement ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de *M. ferrugineum* avec des diamètres respectivement 4,51cm, 3,56cm et 2,85cm par rapport au témoin (7,25cm). Pareillement, la

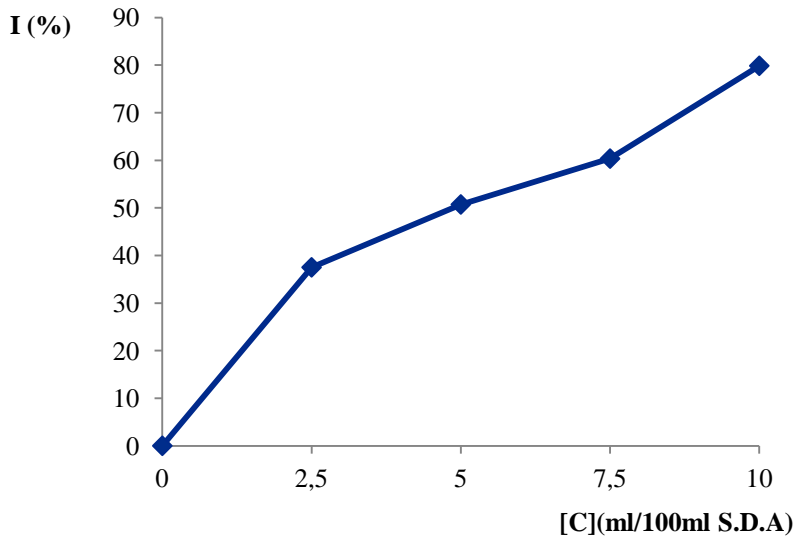


concentration 10ml/100ml a donné une diminution hautement significative ( $p < 0,01$ ) avec un diamètre de 1,45cm (Fig.81).

La figure 82 montre que la souche de *M.ferrugeneum* est moyennement sensible à partir de la concentration de 2,5 ml/100ml avec un taux d'inhibition significatif enregistré (38,59%). Après cette concentration, la souche devient sensible pour les deux concentrations : 5ml/100ml et 7,5ml/100ml, le taux d'inhibition est encore significatif respectivement 50,87% et 60,83%. Pour la concentration de 10ml/100ml, la souche est très sensible avec un taux d'inhibition hautement significatif de 80%. Ces résultats nous permettent de dire que l'extrait est moyennement actif pour la concentration de 2,5ml/100ml et 5ml/100ml ( $I > 25\%$ ), actif pour les concentrations de 5ml/100ml et 7,5ml/100ml ( $I > 50\%$ ) et très actif pour la concentration de 10ml/100ml ( $I > 75\%$ ).



**Figure 81:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance de *M.ferrugeneum*.



**Figure 82:** Taux d’inhibition de l’extrait aqueux brut d’*Allium sativum L.* sur la croissance de *M.ferrugineum*.

Les résultats enregistrés dans le tableau 17 nous permettent de dire que La concentration de 2,5ml/100ml est moyennement active pour la souche de *T.rubrum* et active pour les quatre autres souches. Les concentrations de 5ml/100ml et 7,5ml/100ml sont très actives pour *T.rubrum* et *T.mentagrophytes* et actives pour les trois autres espèces. La concentration de 10ml/100ml est active pour la souche de *M.audouinii* et très active pour les quatre autres souches.

**Tableau 17 :** Effet de l’extrait aqueux total d’ail sur la croissance des cinq souches testées.

Souches \ [C]	2,5	05	7,5	10
<i>M.audouinii</i>	++	++	++	++
<i>M. ferrugineum</i>	+	++	++	+++
<i>T.rubrum</i>	++	+++	+++	+++
<i>T.mentagrophytes</i>	++	+++	+++	+++
<i>T.verrucosum</i>	++	++	++	+++

- : non actif, + : moyennement actif, ++ : actif, +++ : très actif.

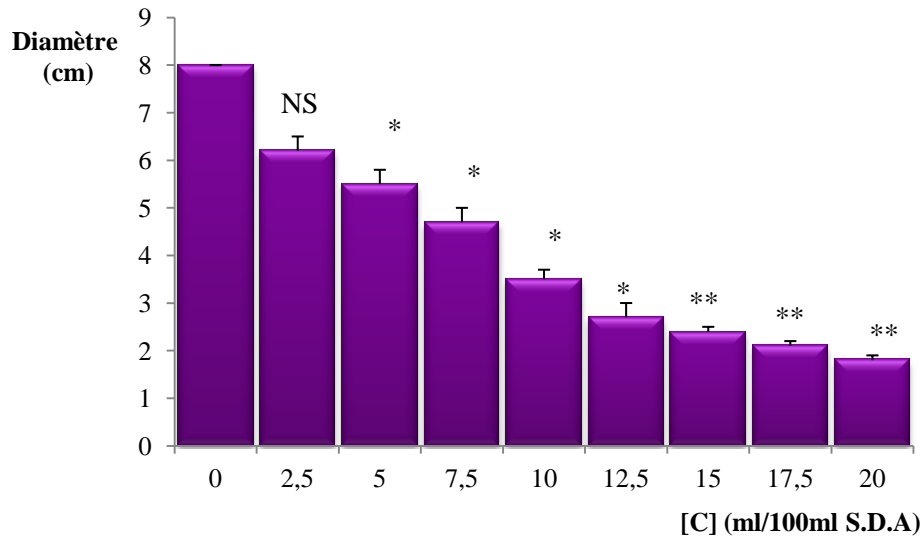
### 1.2.2.2. Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.*

Les résultats obtenus sont représentés dans les figures suivantes :

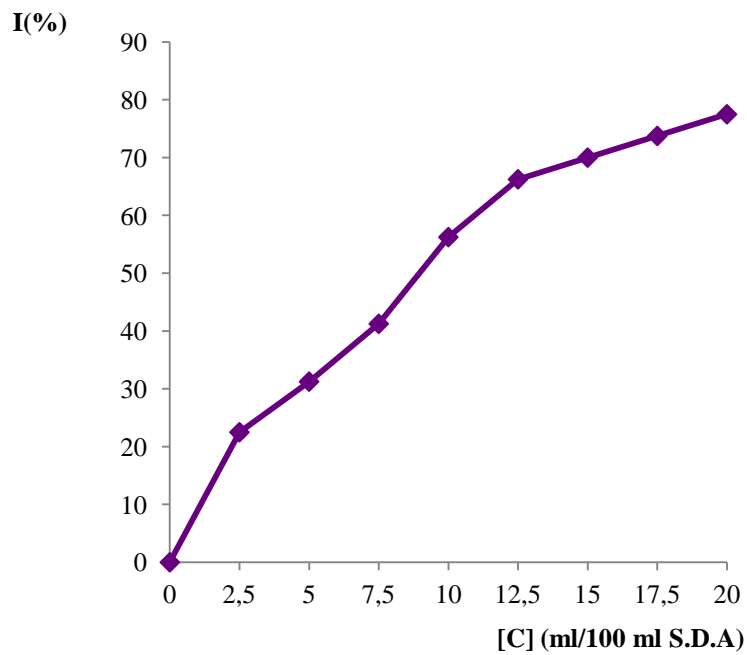
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. rubrum*.**

D'après figure 83, nous avons noté que la concentration de 2,5ml/100ml n'a pas un effet significatif sur la croissance de la souche de *T. rubrum* avec un diamètre de croissance de 6,2 cm par rapport au témoin (8 cm), tandis que les concentrations 5ml/100ml, 7,5ml/100ml, 10ml/100ml et 12,5ml/100ml ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de cette souche avec des diamètres d'accroissement respectivement 5,5cm, 4,7cm, 3,5cm et 2,7cm. Egalement, les concentrations 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml ont un effet hautement significatif ( $p < 0,01$ ) avec des diamètres de croissance respectivement 2,4cm, 2,1cm et 1,8cm.

La figure 84 montre que la souche de *T. rubrum* est résistante à l'extrait aqueux d'*Eucalyptus ssp.* Pour la concentration de 2,5 ml/100 ml où le taux d'inhibition enregistré est de 22,5% ( $I < 25\%$ ). A partir de cette concentration, la souche devient moyennement sensible ( $I < 50\%$ ) pour les concentrations 5ml/100ml et 7,5ml/100ml avec un taux d'inhibition significatif des valeurs respectivement 31,25% et 41,25%. Elle est également sensible ( $I < 75\%$ ) pour les concentrations 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml avec un taux d'inhibition encore significatif respectivement 56,25%, 60,25% et 70%. La souche reste sensible à la concentration de 17,5ml/100ml mais avec un taux d'inhibition hautement significatif. Elle devient très sensible pour la concentration de 20ml/100ml, avec un taux d'inhibition encore hautement significatif. D'après ces résultats, on peut dire que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* est inactif pour la concentration de 2,5 ml/100 ml, moyennement actif entre 2,5 ml/100 ml et 10ml/100 ml, actif pour les concentrations comprises entre 10 ml/100 ml et 17,5 ml/100 ml et très actif à partir de la concentration de 20 ml/100 ml.



**Figure 83:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. rubrum*.

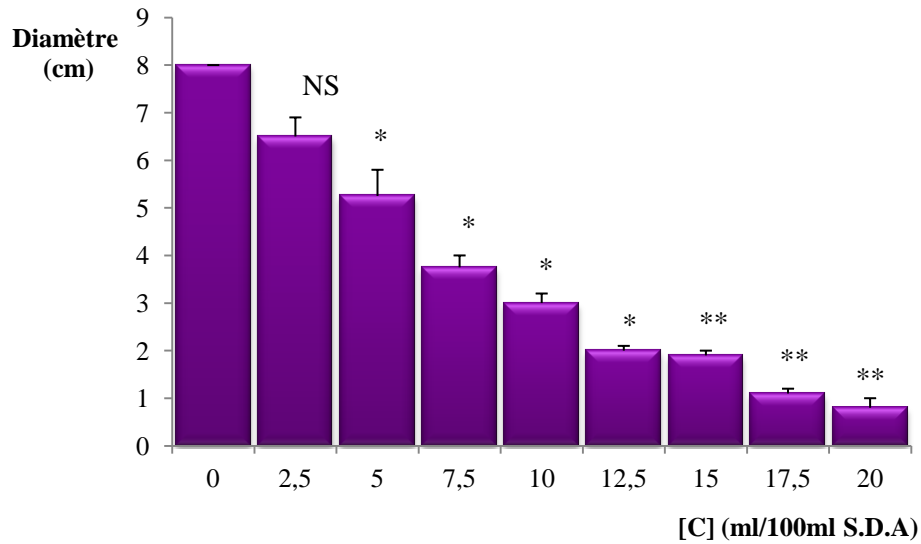


**Figure 84:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. rubrum*.

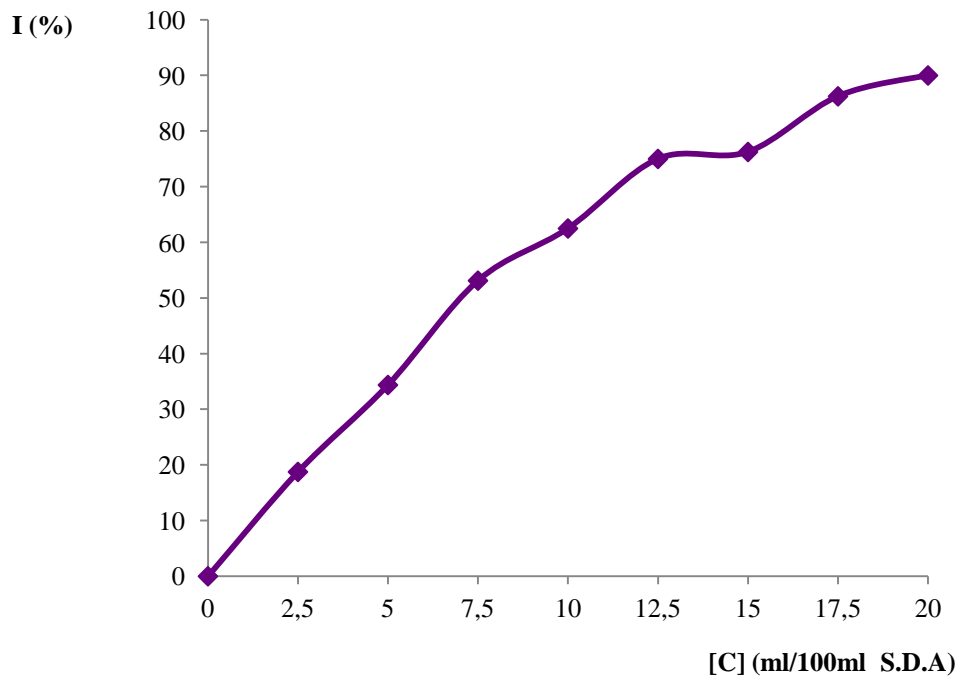
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.**

La figure 85 montre que la concentration de 2,5ml/100ml a un effet non significatif sur la croissance de la souche de *T. mentagrophytes* avec un diamètre d'accroissement de 6,5cm par rapport au témoin qui atteint 8 cm. Cependant, les concentrations 5ml/100ml, 7,5ml/100ml et 10ml/100ml ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) avec des diamètres de croissance respectivement 5,25cm, 3,7cm et 3cm. Egalement, nous avons observé que les concentrations 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml ont un effet hautement significatif ( $p < 0,01$ ) sur la croissance de cette souche avec des diamètres d'accroissement respectivement 2cm, 1,9cm, 1,1cm et 0,8cm.

La courbe de la figure 86 montre que la souche de *T. mentagrophytes* est résistante pour la concentration de 2,5 ml/100 ml, et le taux d'inhibition n'enregistre que 18,75% ( $I < 25\%$ ). A partir de cette concentration nous avons noté une augmentation du taux de l'activité antifongique et la souche devient moyennement sensible pour la concentration de 5ml/100 ml avec un taux d'inhibition significatif (34,37%). A partir de cette concentration, la souche devient sensible ( $I > 50\%$ ) avec un taux d'inhibition encore significatif (53,12% et 62,5%) respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml et 10ml/100ml et un taux d'inhibition hautement significatif (75%) pour la concentration 12,5ml/100ml. Entre la concentration de 15ml/100 ml et 20 ml/100 ml, nous avons remarqué que la souche devient très sensible ( $I > 75\%$ ) avec un taux d'inhibition hautement significatif (76,25%, 86,25% et 90%) respectivement aux concentrations 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml. D'après ces résultats on peut dire que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* est inactif pour la concentration de 2,5 ml/100 ml, moyennement actif pour la concentrations de 5 ml/100, actif pour les concentrations comprises entre 7,5 ml/100 ml et 12,5 ml/100 ml et très actif pour celles qui comprises entre 15 ml/100 ml et 20 ml/100 ml.



**Figure 85:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.

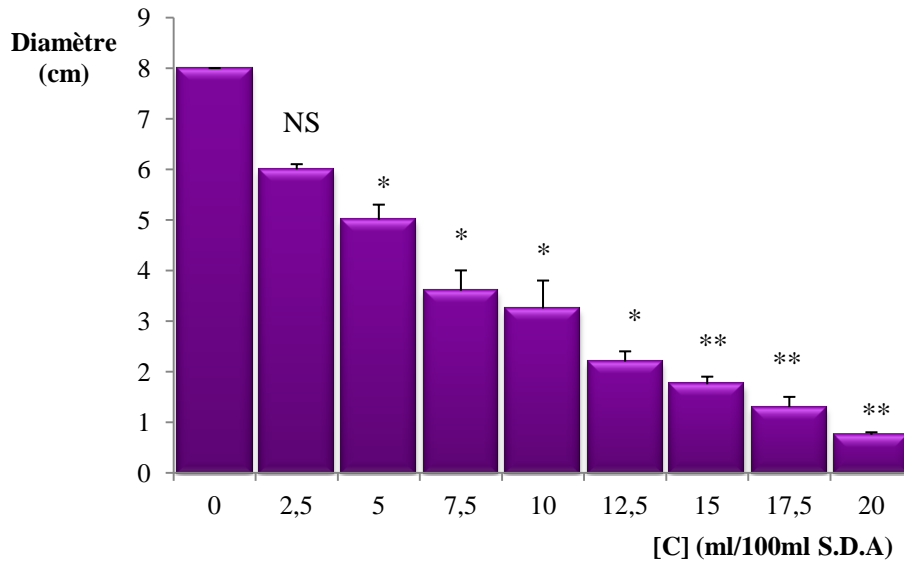


**Figure 86:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.

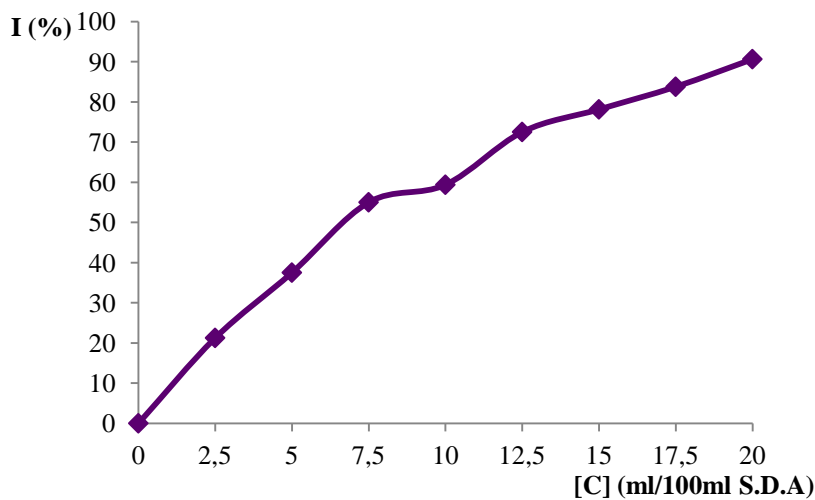
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. verrucosum*.**

La figure 87 montre que la concentration de 2,5ml/100ml a un effet non significatif sur la croissance de la souche de *T. verrucosum* avec un diamètre d'accroissement de 6,3cm par rapport au témoin qui atteint 8 cm. Cependant, les concentrations 5ml/100ml, 7,5ml/100ml et 10ml/100ml ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) avec des diamètres de croissance respectivement 5cm, 3,6cm et 3,25cm. Egalement, nous avons observé que les concentrations 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml ont un effet hautement significatif ( $p < 0,01$ ) sur la croissance de cette souche avec des diamètres d'accroissement respectivement 2,2cm, 1,75cm, 1,3cm et 0,75 cm.

La courbe de figure 88 montre que la souche de *T. verrucosum* est résistante à l'extrait à la concentration de 2,5 ml/100 ml, où le taux de l'activité antifongique est de 21,25% ( $I < 25\%$ ). La sensibilité de la souche débute après cette concentration, elle est moyennement sensible à la concentration de 5 ml/100 ml avec un taux d'inhibition significatif de 37,5% ( $I < 50\%$ ). A partir de cette concentration, la souche devient sensible jusqu'à la concentration de 12,5 ml/100 ml ( $I < 75\%$ ) avec des taux d'inhibition significatifs (55% et 59,37%) respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml et 10ml/100ml, et un taux d'inhibition hautement significatif de 72,5% pour la concentration 12,5ml/100ml. Après cette concentration, nous avons remarqué que la souche devient très sensible à l'extrait ( $I > 75\%$ ), avec des taux d'inhibition hautement significatifs (78,12%, 83,75% et 90,62%) respectivement aux concentrations 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml. A la lumière de ces résultats, on peut dire que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* est inactif à la concentration de 2,5 ml/100 ml, moyennement actif à la concentration de 5 ml/100 ml, actif pour les concentrations de 7,5 ml/100 ml à 12,5 ml/100 ml et très actif pour les autres concentrations.



**Figure 87:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. verrucosum*.



**Figure 88:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *T. verrucosum*.

➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M. audouinii*.**

La figure 89 signifie que les concentrations de 2,5ml/100ml et 5ml/100ml n'ont pas un effet significatif sur la croissance de la souche de *M. audouinii* ( $P \geq 0,05$ ), avec des diamètres de croissance respectivement 6,3cm et 5,8cm par rapport au témoin qui atteint 7,5cm. Tandis que les autres concentrations ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de cette souche avec des diamètres d'accroissement 5,2cm, 3,9cm, 3,5cm, 3cm, 2,75cm et 2,4cm



correspondants respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml.

La courbe de la figure 90 montre que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* a un effet sur la croissance de *M.audouinii*, et le taux de l'activité antifongique augmente avec l'augmentation de la concentration de l'extrait dans le milieu de culture. Nous avons remarqué que la souche est résistante à l'extrait ( $I \leq 25\%$ ) pour les concentrations de 2,5 ml/100 ml et 5 ml/100 ml avec des taux d'inhibition respectivement 16% et 22,66%. A partir de la concentration de 7,5 ml/100 ml, la souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) avec des taux d'inhibition significatifs (30,66%, 48% et 50%) correspondants respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml et 12,5ml/100ml. Après cette concentration, la courbe montre que la souche devient sensible ( $I \leq 75\%$ ), avec des taux d'inhibition encore significatifs (60%, 63,33% et 68%) correspondants respectivement aux concentrations 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml. On peut dire que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* est inactif pour les concentrations de 2,5 ml/100 ml et 5 ml/100 ml, moyennement actif entre 7,5 ml/100 ml et 12,5 ml/100 ml et actif à partir de la concentration de 15ml/100ml.

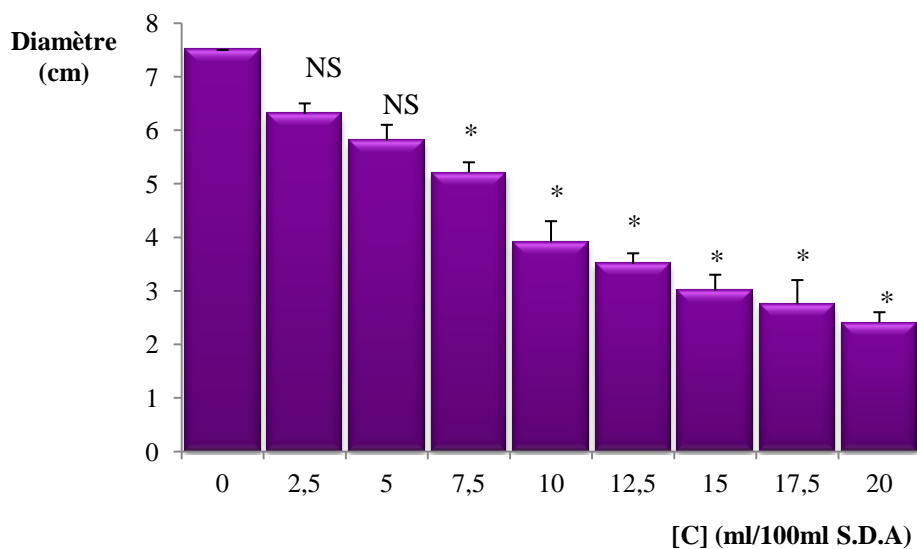
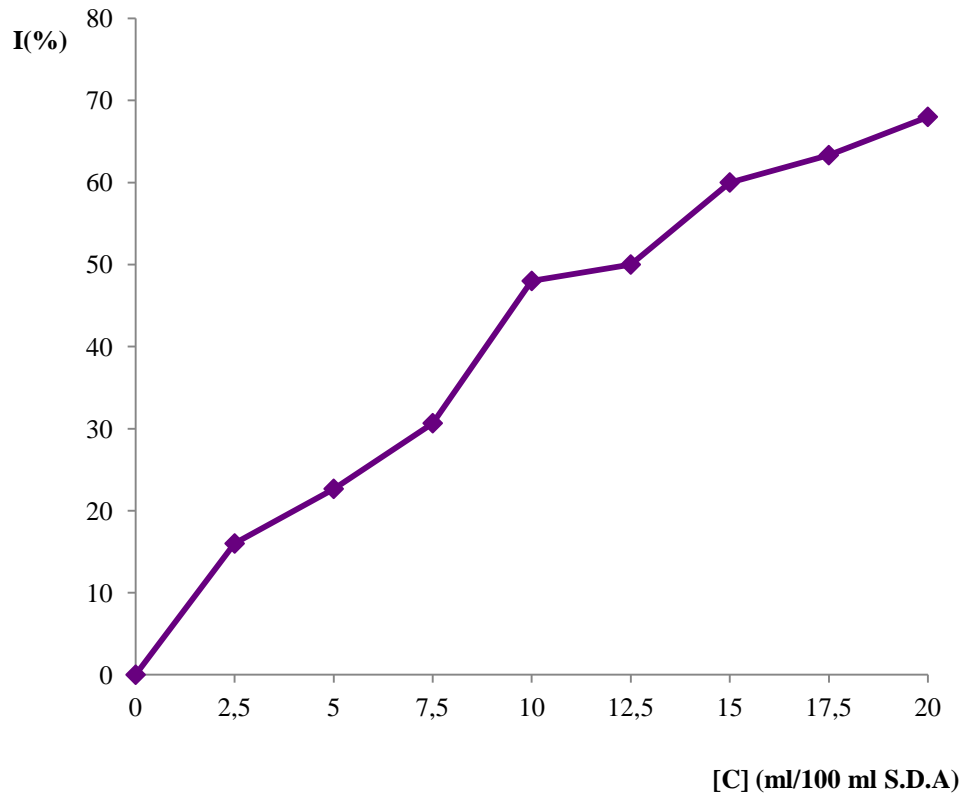


Figure 89: Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M.audouinii*.



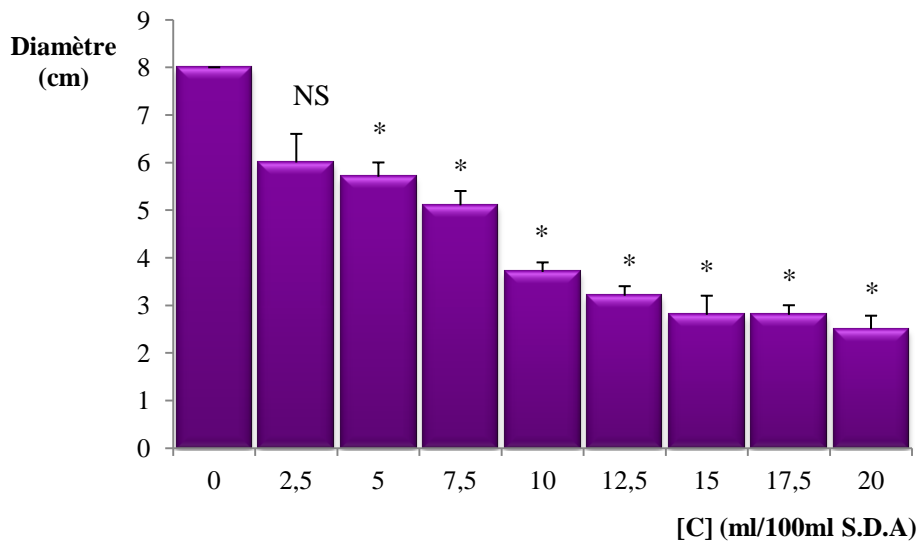
**Figure 90:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M.audouinii*.

➤ **Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M.ferrugineum*.**

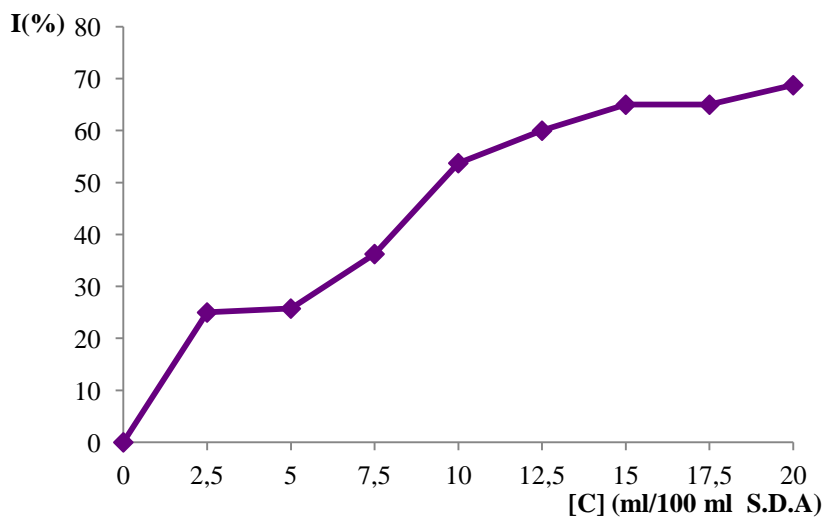
A partir de la figure 91, nous avons remarqué que seul la concentration de 2,5ml/100ml n'a pas un effet significatif sur la croissance de la souche de *M.ferrugineum* ( $P \geq 0,05$ ), avec un diamètre de croissance de 6cm par rapport au témoin qui atteint 8cm. Cependant, les autres concentrations ont un effet significatif ( $0,05 \geq P > 001$ ), avec des diamètres de croissance de 5,7cm, 5,1cm, 3,7cm, 3,2cm, 2,8cm, 2,8cm et 2,5cm correspondants respectivement aux concentrations 5ml/100ml, 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15,5ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml.

D'après la figure 92, nous avons remarqué que la souche de *M.ferrugineum* est résistante à l'extrait ( $I \leq 25\%$ ) pour les concentration de 2,5ml/100ml avec un taux d'inhibition non significatif (25%). A partir de cette concentration la souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) avec des taux d'inhibition significatifs 28,75% et 36,25% respectivement

aux concentrations 5ml/100ml et 7,5ml/100ml. La souche est sensible ( $I \leq 75\%$ ) pour les autres concentrations, avec des taux d'inhibition encore significatifs 53,75%, 60%, 65%, 65% et 68,75% correspondant respectivement aux concentrations 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml 100ml et 20ml/100ml. Pour cette raison, on peut dire que l'extrait aqueux d'*Eucalyptus spp.* est inactif pour la concentration 2,5ml/100ml, moyennement actif pour les concentrations 5 ml/100 ml et 7,5 ml/100 ml et actif pour celles qui comprises entre 10 ml/100 ml et 20 ml/100 ml.



**Figure 91:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M.ferrugineum*.



**Figure 92:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance de *M.ferrugineum*.

D'après le tableau 18, nous avons remarqué que :

- La concentration de 2,5ml/100ml est inactive pour *M.audouinii*, *T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum* et moyennement actif pour *M.ferrugeneum*.
- La concentration de 5 ml/100 ml reste encore inactive pour l'espèce *M.audouinii*, cependant elle est moyennement active pour les quatre autres espèces.
- La concentration de 7,5 ml/100 ml est moyennement active pour les espèces *M.audouinii*, *M.ferrugeneum* et *T.rubrum* tandis qu'elle est actif pour *T.mentagrophytes* et *T.verrucosum*.
- La concentration de 10 ml/100 ml est moyennement active pour *M.audouinii* et active pour les autres souches.
- La concentration de 12,5 ml/100ml est moyennement active pour *M.audouinii*, active pour *M.ferrugeneum*, *T.rubrum*, *T.verrucosum* et très active pour *T.mentagrophytes*.
- Les concentrations de 15 ml/100 ml et 17,5 ml/100 ml sont très actifs pour *T.mentagrophytes*, *T. verrucosum* et actifs pour les trois autres espèces.
- La concentration de 20ml/100ml est active pour les espèces *M.audouinii* et *M.ferrugeneum* et très active pour les trois autres espèces.

Nous avons noté que les espèces du genre *Trichophyton* sont les plus sensibles que les espèces du genre *Microsporium*, donc l'effet de l'extrait varie selon le genre ainsi que les concentrations utilisées pour la même espèce.

**Tableau 18 :** Effet de l'extrait aqueux total d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance des cinq souches testées.

[C] Souches	2,5	05	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>M.audouinii</i>	-	-	+	+	+	++	++	++
<i>M. ferrugeneum</i>	+	+	+	++	++	++	++	++
<i>T.rubrum</i>	-	+	+	++	++	++	++	+++
<i>T.mentagrophytes</i>	-	+	++	++	+++	+++	+++	+++
<i>T.verrucosum</i>	-	+	++	++	++	+++	+++	+++

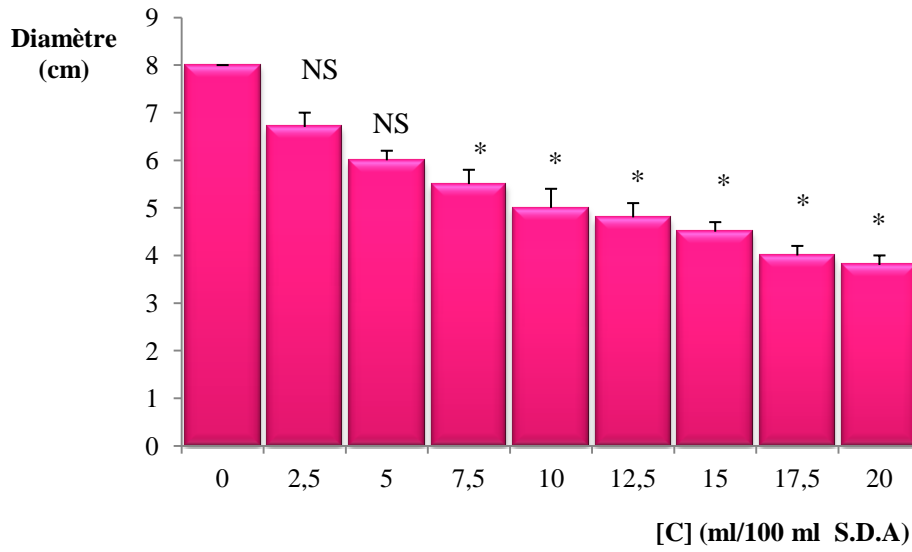
### 1.2.2.3. Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander*

Les résultats obtenus sont représentés dans les figures suivantes :

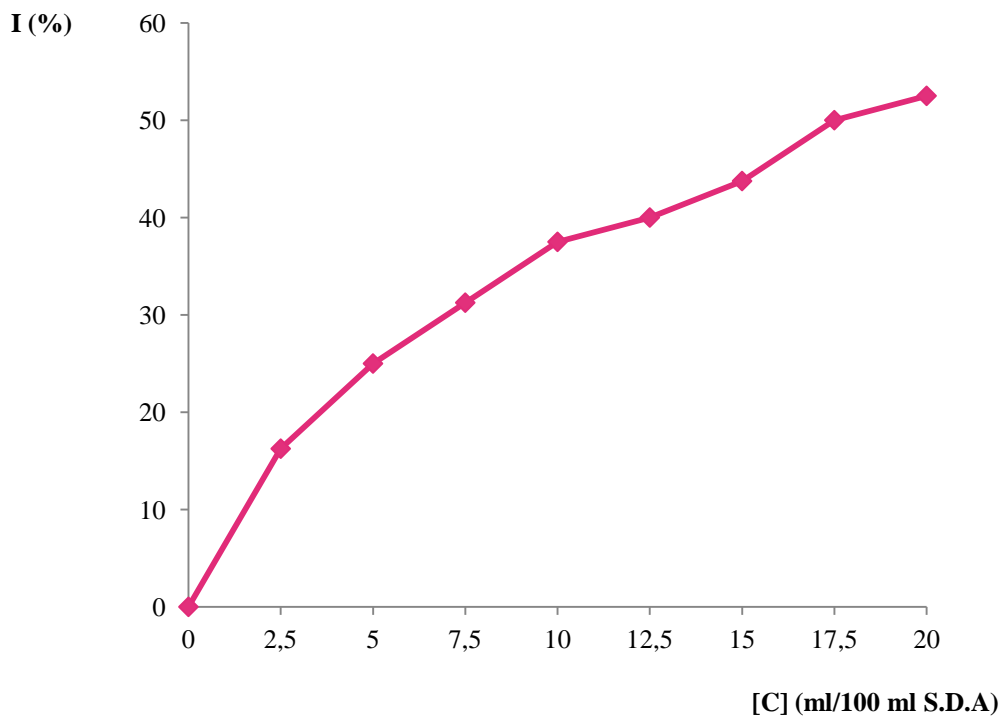
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.rubrum*.**

La figure 93 montre que les concentrations de 2,5ml/100ml et 5ml/100ml n'ont pas un effet significatif sur la croissance de la souche de *T. rubrum* ( $p \geq 0,05$ ) avec un diamètre de croissance de 6,7cm et 6cm par rapport au témoin qui atteint un diamètre 8cm. Cependant, toutes les autres concentrations utilisées ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de la souche, avec des diamètres d'accroissement 5,5cm, 5cm, 4,8cm, 4,5cm, 4cm et 3,8cm correspondants respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml.

D'après la figure 94, nous avons remarqué que la souche de *T.rubrum* est résistante à l'extrait aqueux de *Nerium oleander* pour les concentrations 2,5ml/100ml et 5ml/100ml ( $I \leq 25\%$ ), avec des taux d'inhibition respectivement 16,25% et 25%. A partir de la concentration de 7,5ml/100ml, la souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) avec des taux d'inhibition significatifs (31,25%, 37,5%, 40%, 43,75% et 50%) correspondant respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml et 17,5ml/100ml. Pour la dernière concentration, la souche devient sensible ( $I \leq 75\%$ ) avec un taux d'inhibition encore significatif (52,5%). Donc pour *T. rubrum*, l'extrait est inactif à la concentration de 2,5 ml/100ml et 5ml/100ml, moyennement actif pour les concentrations comprises entre 7,5ml/100ml et 17,5ml/100ml et actif pour la concentration de 20 ml/100ml.



**Figure 93:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.rubrum*.

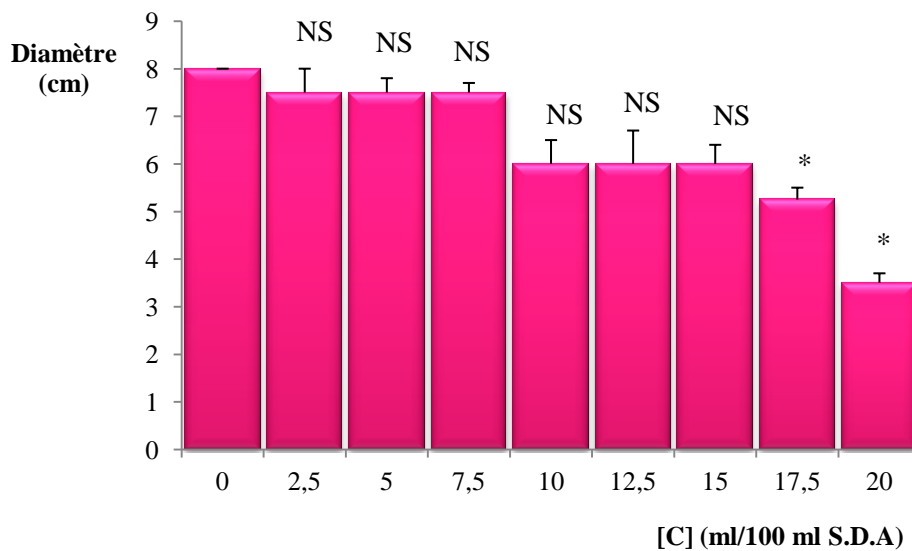


**Figure 94:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.rubrum*.

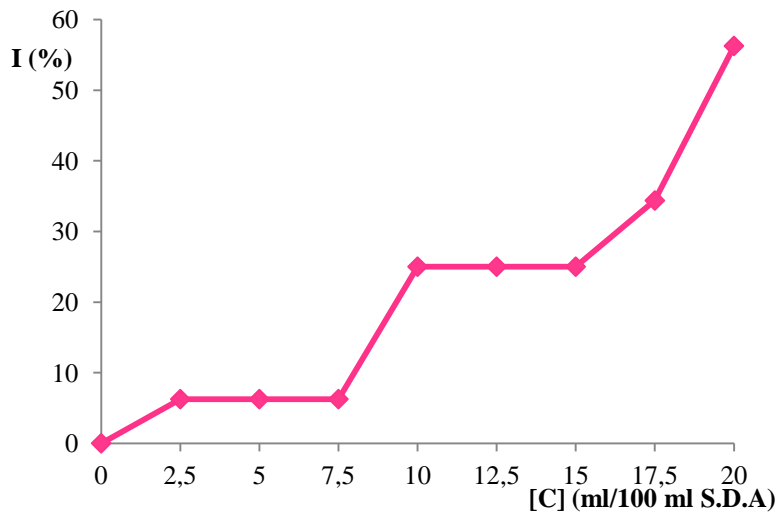
➤ Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.

La figure 95 exhibe que les concentrations les six premières concentrations n'ont pas un effet significatif sur la croissance de la souche de *T. mentagrophytes* ( $p \geq 0,05$ ) avec un diamètre d'accroissement de 7,5cm pour les trois premières concentrations, et 6cm pour les trois concentrations qui l'on suivit. Sauf les concentrations 17,5ml/100ml et 20ml/100ml ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) avec des diamètres de croissance respectivement 5,25cm et 3,5cm.

D'après la figure 96, nous avons remarqué que la souche de *T. mentagrophytes* est résistante pour les concentrations comprises entre 2,5ml/100ml et 15ml/100ml ( $I \leq 25\%$ ) avec un taux d'inhibition non significatif (6,25%) pour les concentrations de 2,5ml/100ml à 7,5ml/100ml et 25% pour les concentrations 10ml/100ml à 15ml/100ml. La souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) pour la concentration 17,5ml/100ml avec un taux d'inhibition significatif (34,37%), pour devenir sensible à la concentration 20ml/100ml ( $I \leq 75\%$ ) avec un taux d'inhibition encore significatif (56,25%). Donc on peut dire que l'extrait est inactif pour les concentrations comprises entre 2,5ml/100ml et 15ml/100ml, moyennement actif pour la concentration de 17,5ml/100ml et actif pour la concentration de 20ml/100ml.



**Figure 95:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T. mentagrophytes*.



**Figure 96:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.mentagrophytes*.

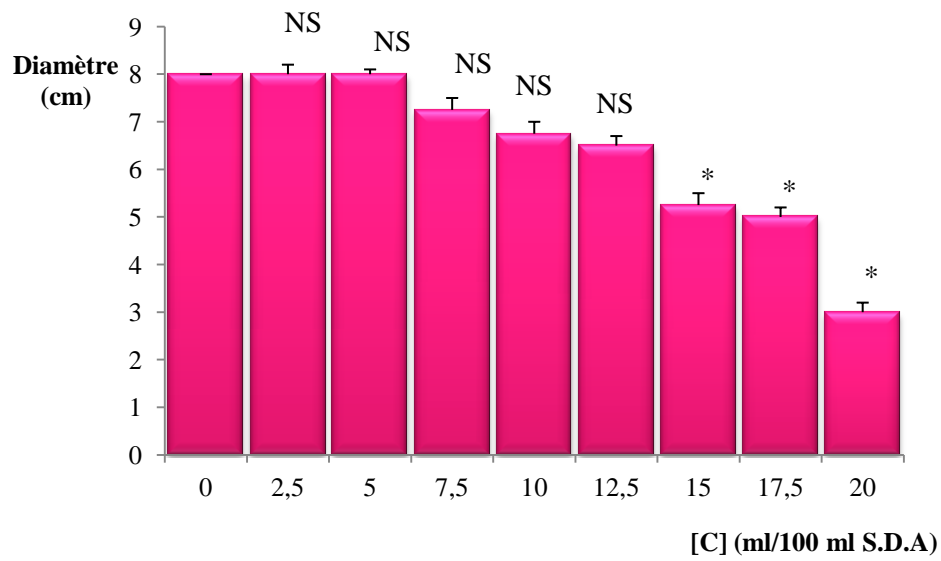
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.verrucosum*.**

D'après la figure 97, nous avons remarqué que les concentrations 2,5ml/100ml et 5ml/100ml n'ont aucun effet sur la croissance de la souche de *T.verrucosum*, aussi, les concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml et 12,5ml/100ml ont un effet non significatif ( $p \geq 0,05$ ), avec des diamètres de croissance respectivement 7,25cm, 6,75cm et 6,5cm. Cependant, les concentrations 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur la croissance de la souche avec des diamètres d'accroissement respectivement 5,25cm, 5cm et 3cm par rapport au témoin qui atteint 8cm de diamètre.

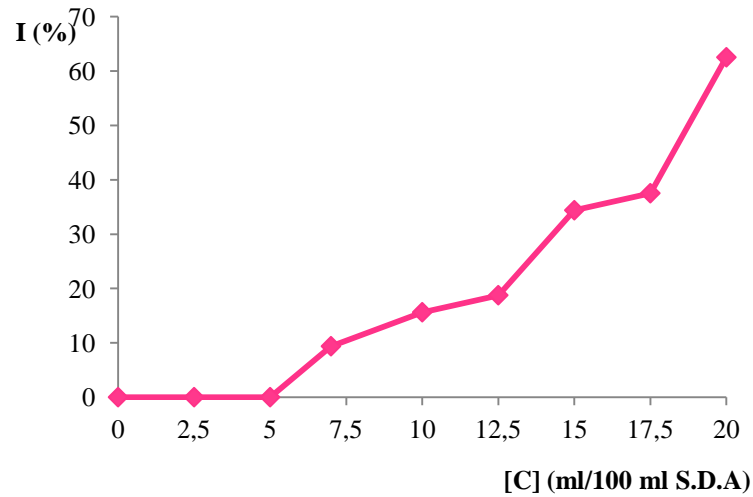
Nous avons remarqué que l'extrait aqueux de *Nerium oleander* n'a aucun effet sur la croissance de *T. verrucosum* ( $I=00\%$ ) pour les concentrations de 2,5ml/100ml et 5ml/100ml. La souche reste toujours résistante à l'extrait ( $I \leq 25\%$ ) avec un taux d'inhibition non significatif (9,37%, 15,62% et 18,75%) correspondants respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml et 12,5ml/100ml. A partir de la concentration de 15ml/100ml, la souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) avec un taux d'inhibition significatif varie entre 34,37% pour la concentration de 15ml/100ml et 37,5% pour la concentration de 17,5ml/100ml. Tandis que la concentration de 20ml/100ml maintient la souche sensible ( $I \leq 75\%$ ) avec un taux d'inhibition significatif de 62,5%. Alors, on peut dire que l'extrait est inactif pour toutes les concentrations comprises entre 2,5ml/100ml et 12,5ml/100ml,



moymennement actif pour les concentrations de 15ml/100ml et 17,5ml/100ml et actif à la concentration de 20ml/100ml (Fig.98).



**Figure 97:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T.verrucosum*.

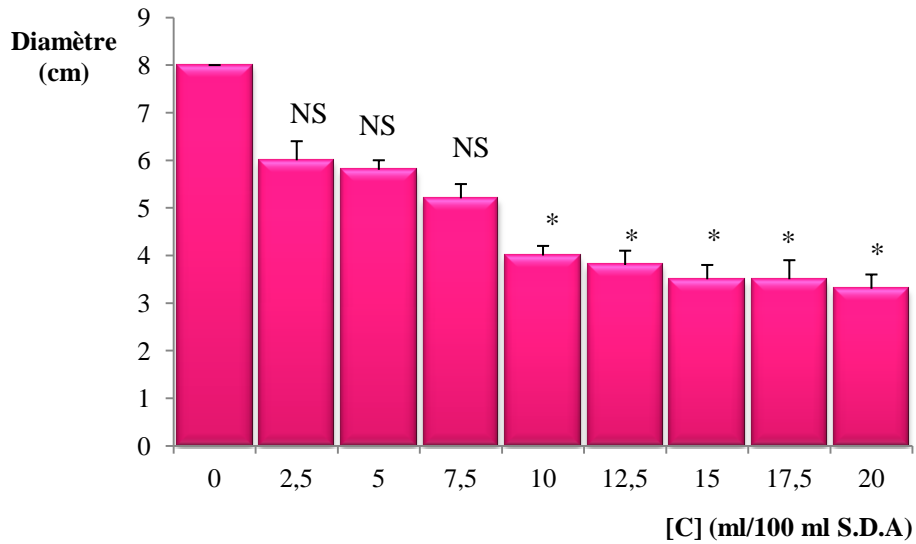


**Figure 98:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *T. verrucosum*.

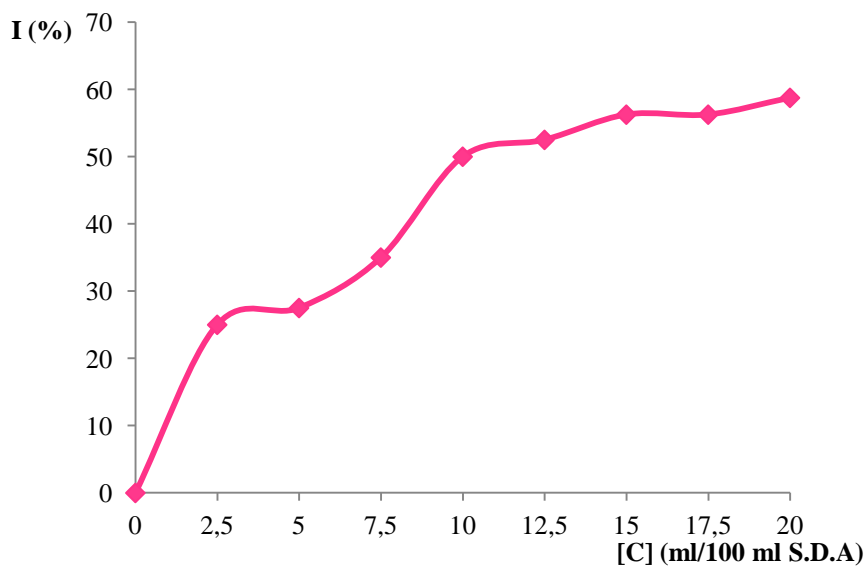
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.audouinii*.**

Le résultat mentionné dans cette figure 99, indique que les concentrations 2,5ml/100ml et 5ml/100ml n'ont pas un effet significatif ( $p \geq 0,05$ ) sur la croissance de la souche de *M.audouinii*, avec un diamètre d'accroissement respectivement de 6cm et 5,8 cm par rapport au témoin qui atteint un diamètre de 8cm. Egalement, nous avons remarqué que toutes les concentrations restantes ont un effet significatif ( $p < 0,05$ ), sur la croissance de la souche avec des diamètres 5,2cm, 4cm, 3,8cm, 3,5cm, 3,5cm et 3,3cm correspondant respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml.

Le résultat de la figure 100 montre que la souche de *M.audouinii* est résistante à l'extrait avec un taux d'inhibition non significatif (25%) pour la concentration de 2,5ml/100ml. Elle devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ) pour les concentrations 5ml/100ml, 7,5ml/100ml et 10ml/100ml, avec des taux d'inhibition significatif respectivement 27,5%, 37% et 50%. A partir de cette concentration, la souche devient sensible ( $I \leq 75\%$ ) avec des taux d'inhibition encore significatif (52,5%, 56,25%, 56,25% et 58,75%) correspondants respectivement aux concentrations 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml. Donc on peut dire que l'extrait aqueux de *Nerium oleander* est inactif pour la première concentration, moyennement actif pour les concentrations comprises entre 5 ml/100 ml et 10 ml/100 ml, et actif pour celles qui sont comprises entre 12,5 ml/100 ml et 20 ml/100 ml.



**Figure 99:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.audouinii*.

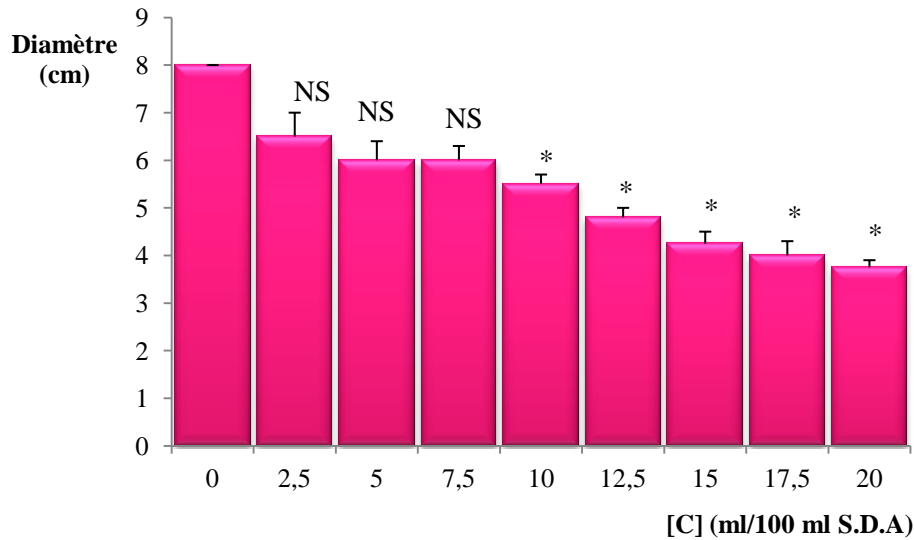


**Figure 100:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.audouinii*.

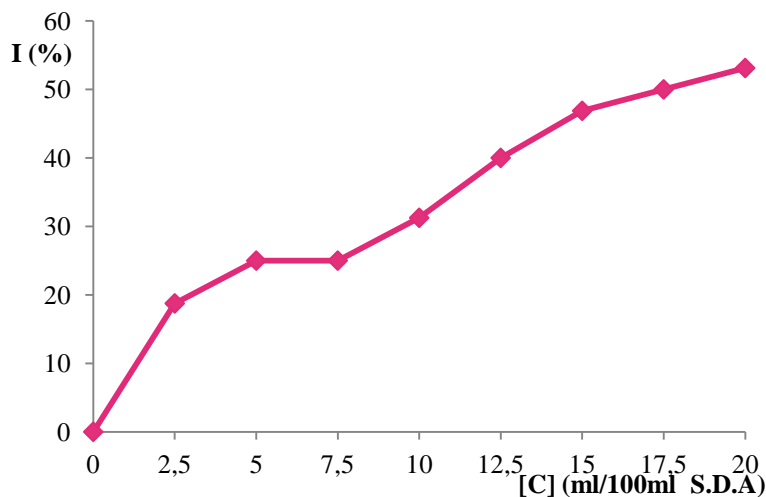
➤ **Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.ferrugeneum*.**

La figure 101 montre que les trois premières concentrations ont un effet non significatif ( $p \geq 0,05$ ) sur la croissance de la souche de *M. ferrugeneum*, avec des diamètres d'accroissement 6,5cm pour la concentration 2,5ml/100ml et 6cm pour les concentrations 5ml/100ml et 7,5ml/100ml par rapport au témoin qui a un diamètre de 8cm. La figure indique également que les autres concentrations ayant un effet significatif ( $p < 0,05$ ), avec des diamètres de croissance 5,5cm, 4,8cm, 4,25cm, 4cm et 3,75cm correspondants respectivement aux concentrations 7,5ml/100ml, 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml, 17,5ml/100ml et 20ml/100ml.

A partir de la figure 102, nous avons observé que la souche de *M.ferrugeneum* est résistante ( $I \leq 25\%$ ) pour les trois premières concentrations avec un taux d'inhibition non significatif, 18,75% pour la concentration 2,5ml/100ml et 25% pour les concentrations 5ml/100ml et 7,5ml/100ml. A partir de cette concentration, la souche devient moyennement sensible ( $I \leq 50\%$ ), avec des taux d'inhibition significatifs (31,25%, 40%, 46,87% et 50%), correspondants respectivement aux concentrations 10ml/100ml, 12,5ml/100ml, 15ml/100ml et 17,5ml/100ml. La souche ne devient sensible ( $I \leq 75\%$ ) qu'à partir de la concentration de 20 ml/100 ml avec un taux d'inhibition encore significatif de 53,12%. D'après ces résultats, on peut déduire que l'extrait aqueux de *Nerium oleander* est inactif pour les concentrations comprises entre 2,5ml/100 ml et 7,5ml/100ml, moyennement actif pour les concentrations comprises entre 5 ml/100 ml et 17,5 ml/100 ml, et actif uniquement pour la dernière concentration.



**Figure 101:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.ferrugineum*.



**Figure 102:** Taux d'inhibition de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance de *M.ferrugineum*.

D'après le tableau 19 nous avons remarqué que :

- La concentration de 5ml/100ml de l'extrait aqueux de laurier rose est moyennement active pour la souche de *M.audouinii* et inactive pour les quatre autres souches.
- Les concentrations de 5ml/100ml et 7,5ml/100ml sont inactives pour les espèces *T.mentagrophytes* et *T.verrucosum* et moyennement actives pour les trois autres espèces.

- Les concentrations de 10ml/100ml et 12,5ml/100ml sont encore inactives pour la souche de *T.verrucosum*, actives pour la souche de *M.audouinii* et moyennement actives pour les trois autres souches.
- La concentration de 15ml/100ml est active pour l'espèce *M.audouinii* et moyennement active pour les quatre autres espèces.
- La concentration de 17,5ml/100ml est moyennement active pour les souches de *T.mentagrophytes* et *T.verrucosum* et active pour les trois autres souches.
- La concentration de 20ml/100ml est active pour les cinq souches testées.

On peut conclure que l'efficacité de l'extrait aqueux de laurier rose a apparu pour les espèces du genre *Microsporium* mieux que pour les espèces du genre *Trichophyton*, cette efficacité est toujours liée avec la concentration utilisée et varie selon la souche testée.

**Tableau 19 :** Effet de l'extrait aqueux total de laurier rose sur la croissance des cinq souches testées.

[C] Souches	2,5	05	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>M.audouinii</i>	+	+	+	++	++	++	++	++
<i>M. ferrugeneum</i>	-	+	+	+	+	+	++	++
<i>T.rubrum</i>	-	+	+	+	+	+	++	++
<i>T.mentagrophytes</i>	-	-	-	+	+	+	+	++
<i>T.verrucosum</i>	-	-	-	-	-	+	+	++

- : non actif, + : moyennement actif, ++ : actif.

## II. DISCUSSION

D'après les résultats obtenus, nous avons constaté que le taux des dermatophytes dans les prélèvements positifs est de 21, 18%. Avec un taux positif de 15,29% des onyxis, 9,45% des dermatophyties de la peau glabre et 71,42% des teignes de cuir chevelu. Cela est probablement dû aux conditions environnementales, aux conditions socioéconomiques défavorables, mais également à la mesure d'hygiène. Ce taux ne fût pas assez élevé, malgré ça, les dermatophytoses restent un problème de la santé public vue que leur évolution rapide et très compliquée ainsi que le traitement coûteux.

Nos résultats montrent que *T.rubrum* est l'espèce la plus fréquente des dermatophytes isolés, suivi par *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M.audouinii*, *E.floccosum*, *T.shoeneilii*, *T.spp*, *T.rosaceum*, *M.langeronii* et *M.ferrugeneum*. Nous avons enregistré aussi que toutes les espèces identifiées à travers ce travail sont d'origine anthropophile sauf *T.verrucosum* qui est d'origine Zoophile, on peut expliquer ces résultats par l'absence ou la rareté réservoirs des espèces Zoophiles tel que les chats et les chiens. Nous avons également noté que les espèces les plus fréquentes sont celles du genre *Trichophyton* suivi par les espèces du genre *Microsporum* tandis que le genre *Epidermophyton* reste toujours le plus rare. Aussi, nous avons remarqué une prédominance de l'espèce *T.rubrum* suivi par *T.mentagrophytes*, ces résultats sont en parfaite concordance avec ceux de Hammadi et *al.*, 2007, en ouest d'Algérie (Oran). Cette prédominance est aussi révélée par autres études aux différents pays du monde, en Téhéran (Sadeghi et *al.*, 2011), en France (Dominique Chabasse, 2011) à Londres (Mahreen Ameen 2010) au Japon et la Chine (Xiumin et *al.* 2009), en Espagne (García-Martos et *al.*, 2010), en Inde (Srinivasan et *al.*, 2012), en Netherland (Wisselink et *al.*,2011).

Dans notre étude *T.rubrum* et *T.mentagrophytes* sont isolées seulement à partir des onyxis et des dermatophytoses de la peau glabre, alors qu'il y avait des études effectuées dans la même région par Khebizi et *al.*, 2014 qui montrent que *T. rubrum* peut également intervenir dans les teignes du cuir chevelu, mais pour des cas exceptionnels. Aussi, des études qui sont élaborées au Gabon ont indiqué la présence de *T.rubrum* dans les teignes du cuir chevelu (Nzenze-Afene et *al.*, 2009), ce qui confirme que *T.rubrum* peut provoquer tous les aspects cliniques, Nos résultats montrent que *T. verrucosum* occupe la troisième place avec une prédominance apparition dans les teignes du cuir chevelu, cette fréquence a été également découverte en Iran avec la même fréquence selon les études réalisées par (Aghamirian et *al.*, 2008). Il y a aussi des études en Tunisie qui ont effectuées par Néji et

*al.*,2009 qui ont prouvé que *T. verrucosum* représente le sixième agent des dermatophytoses. Cela est en accord avec d'autres études telles qu'en Slovénie (Dolenc-Voljc, 2005), Pologne (Kaszuba et al., 1998) et les États-Unis (Weitzmann et al. 1998). La majorité des études montrent la prédominance des espèces zoophiles essentiellement *M.canis* et *M. violaceum* dans les teignes du cuir chevelu, parmi les quelles celles qui sont effectuées en Algérie : dans la région de Tipaza par Bendjaballah-Laliam et al., 2014, à Tlemcen par Boudghène-Stambouli et al., 1992 et à Constantine par Benmezdad et al., 2012. Ainsi que dans d'autres pays du monde tel que Turquie (Ilkit et al. 2007), tandis que nos résultats ont montré seulement l'isolement de *T.verrucosum* (zoophile) cependant *M.audouinii* et *T.shoeneilii* sont anthropophiles, ce ci peut s'expliquer que l'agent causal change d'un pays à l'autre et d'une région à l'autre dans même pays.

Les dermatophytoses, notamment les teignes du cuir chevelu qui sont les plus étudiées, n'ont aucune déclaration obligatoire comme dans de nombreux pays, il nous a été impossible de fournir avec précision l'incidence de cette maladie en Algérie. Ajouter à cela, les chiffres varient d'une région à une autre. Une enquête nationale qui viserait à déterminer l'incidence des dermatophytoses, l'agent causal, ainsi que les tranches d'âge les plus exposées s'avère donc indispensable (Bendjaballah-Laliam et al., 2014).

D'après nos résultats nous avons constaté que l'aspect clinique le plus fréquent était les onyxis avec 85 cas, suivi par les lésions de la peau glabre 74cas, tandis que les teignes du cuir chevelu ne représentent que 7 cas. Ces résultats sont identiques à ceux de Sadeghi et al.,2011 à Téhéran. En revanche, Hammadi et al., 2007, ont trouvé que les dermatophyties de la peau glabre sont les plus fréquentes avec 75 cas, en suite, les teignes du cuir chevelu, avec 41cas, tandis qu'ils ont enregistré que 5 cas des onyxis. Ce qui ne permet de dire qu'il n'existe pas une règle précise concernant la répartition de l'aspect clinique. Dans cette étude, nous avons aussi noté une particularité pour la prédominance des aspects cliniques chez les deux sexes, nous avons exhibé que les onyxis sont plus fréquents chez le sexe féminin 52,94% que le masculin 47,05%. Ces résultats ont accord avec ceux qui sont obtenus au Gabon (Nzenze-Afene et al., 2009) et au Sénégal (Seck et al., 2014). La tranche d'âge la plus touchée est comprise entre 30 ans et 45 ans avec 42,50% pour les hommes et entre 30 ans et 45ans pour les femmes, qui ressemble aux études effectuées au Maroc (Halim et al.,2013), nous avons également observé l'absence total des onyxis chez les enfants, ces résultats sont pareils aux plusieurs études effectuées antérieurement et qui montrent que les onyxis sont plus rare chez l'enfant que chez l'adulte (Seck et al., 2014), leur incidence est estimée à 0,3 % contre 8 à 14



% selon les études chez l'adulte (Elewski et *al.*, 1997 ; Heikkila et *al.* 1995 ; Gupta et *al.*, 2003). En revanche, il ya des autres études qui ont prouvé que les onyxis sont très exceptionnels chez l'enfant.

En ce qui concerne la fréquence des dermatophyties de la peau glabre, nous avons noté qu'elle est presque pareille à celle des onyxis. Les dermatophyties de la peau glabre et les onyxis deviennent plus communs en raison des changements de style de vie (Mahreen, 2010), y compris l'utilisation des bains publiques, et chaussures occlusives. L'incidence croissante de diabète et l'infection par le HIV sont également des facteurs contribuant importants (Kaur R. et *al.* 2008), certains métiers et les activités (sports) placent des participants à un plus gros risque des gros orteils et des intertrigos (Gentles et *al.*, 1957, Djeridane et *al.*, 2007). En Europe, il y a eu une augmentation dramatique de l'incidence des deux aspects cliniques depuis la fin de la deuxième guerre mondiale (Rippon et *al.*, 1985). La prédominance des dermatophyties de la peau glabre et les onyxis est maintenant plus de 50% en Europe nordique et centrale et approximativement 25% dans le méditerranéen (Seebacher et *al.*, 2008). D'autres part, il y a des études qui montrent que les dermatophyties de la peau glabre et les onyxis sont moins fréquentes par rapport aux teignes, plusieurs auteurs suggèrent la variation de la prédominance des onyxis, un taux varie 2% à 8% montré par Heikkilä et *al.*, 1995 ; Elewski et *al.*, 1997. Cependant, ils semblent y avoir de grandes variations de prédominance ; rapports de 4.1% au Danemark selon Svejgaard et *al.*, 2004 et 8.0% au Canada selon Gupta et *al.*, 2000 et 12.4% en Allemagne d'après Abeck et *al.*, 2000.

Les onyxis sont provoqués par des dermatophytes et des autres moisissures notamment l'*Aspergillus* et *Fusarium* qui sont rencontrés selon notre études, ainsi des levures essentiellement *Candida albicans* qui peut être intervenir dans certains cas, mais les dermatophytes restent l'agent causatif le plus fréquent (Seck et *al.*, 2014). On peut également expliquer la fréquence des onyxis et des dermatophyties de la peau glabre parallèlement par l'association de ces deux aspects cliniques chez le même patient dans la majorité de nos prélèvements. La prédominance des dermatophyties de la peau glabre est justifiée par autres études, à Singapour est 27% (Tan, 2005). En revanche, il ya des études en Inde qui ont montré qu'elles sont relativement rares (Sentamilselv et *al.*, 1998). En Afrique rurale aussi, les dermatophyties de la peau glabre sont assez rares, cette variation de prédominance d'un pays à un autre s'explique par la variation des facteurs de risque notamment le climat ainsi l'environnement et la profession (Seck et *al.*, 2014). Nos résultats montrent la prédominance de *T.rubrum* suivi par *T.mentagrophytes* qui sont les plus incriminées en pathologie des

ongles et de la peau glabre, où la plupart des études ont montré que ces deux espèces sont responsable de majorité des cas des onyxis et des dermatophyties de la peau glabre dans le monde entier (Kaur et *al.*, 2008). Dans cet axe, il y a plusieurs auteurs qui ont montré cette prédominance 90% en Finlande, 80% à 90% en Allemagne (Seebacher et *al.*, 2008 ; Lehenkari et *al.*, 1995).

De nombreux travaux réalisés sur les teignes de cuir chevelu en Afrique que ce soit dans les pays du Maghreb (Aoun et *al.*, 1998 ; Boudghene-Stambouli et *al.*, 1992 , El Euch et *al.*, 2001 , Ouaffak et *al.*, 2001), d'Afrique de l'ouest (Bamba et *al.*, 2003 ; Maïga et *al.*, 2001 , Menan et *al.*, 2002, Testa et *al.*, 1992), de l'est (Amorim et *al.*, 2001 , Ayaya et *al.*, 2001 ; Nweze et *al.*, 2001 ,Schmeller et *al.*, 1997) ou en Afrique du centre (Gomez et *al.*, 1981 , Testa et *al.*, 1992), toutes ces études rapportent le caractère endémique de cette affection. En France, les teignes anthropophiles diagnostiquées en milieu scolaire sont, pour la plupart, des cas d'importation (Desbois et *al.*, 2003 ; Deluol et *al.*, 1985 ; Soler et *al.*, 2000 ; Weill et *al.*, 1999). Dans notre étude, l'atteinte du cuir chevelu était très fréquentes chez les garçons que chez les filles (six garçons contre une seule fille) cette fréquence est rapportée par la majorité des auteurs (Ayaya et *al.*, 2001 ; Desbois et *al.*, 2003 ; Ouaffak et *al.*, 2001 ; Testa et *al.*, 1992). Elle est semblable aussi aux observations de Lohoué-Petmy J. et *al.*, 1990 et Kechéa et *al.*, 2014 au Cameroun et celles des Nzenze-Afène et *al.*, 2009 au Gabon. Au contraire, à Négiria ; Anosike et *al.*, 2005 ont observé une prédominance importante des teignes chez les filles que chez les garçons (Kechéa et *al.*, 2014). En revanche, il y a des auteurs qui n'ont pas trouvé une différence basée sur le sexe (Nweze et *al.*, 2001 , Nweze et *al.*, 2005). La prévalence plus faible des teignes chez les filles pourrait s'expliquer par le fait qu'elles bénéficient de soins capillaires attentionnés alors que chez les garçons, l'apparition d'une plaque d'alopecie sur le cuir chevelu entraîne souvent le rasage complet des cheveux. La banalisation de l'affection par les populations les plus touchées que sont les familles nombreuses vivant dans des conditions d'hygiène précaire et de grande promiscuité (Bouratbine et *al.*, 1997 ; Bugingo et *al.*, 1993; Fathi et *al.*, 2000, Hogewoning et *al.*, 2011). Notre étude n'a enregistré que 04,21% des teignes ; ce résultat est compatible avec d'autres études réalisées en Afrique : 8 ,1% était montré par Kechéa et *al.*, 2014 et 15,6% rapporté au Gabon par Nzenze-Afène et *al.*, 2009 ; Cochet et *al.*, 1957 et des autres études Africaines (Ali et *al.*, 2009 ; Malhorta et *al.*, 1979 ; Moshin et *al.*, 2007 ; N'dir et *al.*, 1994). Les enfants d'âge scolaire et préscolaire restent les plus touchés et indifféremment les deux sexes. Dans notre étude nous avons constaté que tous les cas trouvés des teignes ont un âge inférieur à 15

ans, Les teignes du cuir chevelu restent rares après la puberté, cela pourrait être expliqué par le rôle du sébum qui possède une action fongistatique contre l'infection dermatophytique. Dans notre étude, nous avons isolé 4 espèces du genre *Trichophyton* et une seule espèce du genre *Microsporum*, ce qui montrent que les teignes trichophytiques sont les plus prédominantes (80%) que les teignes microsporiques (20%), ces résultats ressemblent celles qui sont obtenus par Boudghène et al., 1992. Nos résultats positifs pour les teignes du cuir chevelu montrent qu'ils représentent un taux très élevé (71,42%), ce qui confirme que les teignes de cuir chevelu sont provoquées uniquement par les dermatophytes.

D'après nos résultats, on peut expliquer la faible fréquence des teignes par la fréquence des espèces anthropophiles qui provoquent les onyxis et les dermatophyties de la peau glabre que les espèces zoophiles qui interviennent essentiellement aux teignes du cuir chevelu.

Habituellement, selon la littérature la température de la croissance des dermatophytes et les moisissures en générale est comprise entre 20°C et 30°C, d'après Joris et al., 2013 et Chabasse et al., 2008 ; elle est comprise entre 20°C et 25°C, autres chercheurs ont trouvé qu'elle est comprise entre 25°C et 30°C (Parimondh et al., 1984). La majorité des chercheurs ont utilisé la température 28°C (Parvaneh, 2013 ; Farzad, 2012 ; Farzad, 2014 ; García-Martos, et al., 2010) ou encore la température 27°C (Tawfik et al., 2009 ; Abdelrahman et al., 2006 ; Bendjaballah-Laliam et al., 2014). Nos résultats montrent que les espèces du genre *Epidermophyton* et *Trichophyton* ont une bonne croissance à température ambiante et à température 27°C. Ces résultats sont semblables à ceux qui sont obtenus par Parinodh et al., 1984, qui ont trouvé que la température optimale de la croissance de l'espèce *E.floccosum* et *T.mentagrophytes* est variée de 25°C à 31°C. Ils ont également observé que la température optimale de la croissance de *T.rubrum* est comprise entre 25°C et 28°C, et le taux de germination des spores diminué avec la croissance de la température. Ces chercheurs ont aussi montré que la croissance optimale de l'espèce *M.gypseum* est observée à T=37°C, ce qui confirme nos résultats que les espèces du genre *Microsporum* peuvent croître à T=37°C.

Concernant l'influence du pH, les résultats obtenus ont montré que toutes les espèces testées poussent quelque soit le pH du milieu de culture. Parmi les études qui sont déjà faites pour voir l'effet de la variation de pH sur la croissance des dermatophytes, on trouve celle de Sharma et al., 2011 qui ont enregistré une croissance optimale à pH =6,8 et pH=7,2. Aussi, Hashimoto et al., 1972 qui a documenté le pH optimum a semblé être entre 6.0 et 6.5 pour la

germination du microconidies de *T. mentagrophytes*. Ainsi, Cheung et al. 2014 ont trouvé que *T. rubrum* n'a aucune croissance qu'à partir de pH=3,5. Egalement, Kadhima et al., 2015 ont rapportés les conditions optimales comme 30°C et pH=6 pour la croissance des dermatophytes. Selon notre étude, chaque espèce comporte une gamme spécifique de la température [25°C-37°C] et de pH [4-10] qui peut être favorable pour la croissance de mycélium.

L'apparition de la contrainte résistance antifongique de divers mycètes, tel que : *Candida*, dermatophyte et *Cryptococcus neoformans*, a favorisé le développement de nouvelles stratégies pour combattre l'infection fongique (Patterson et al., 1996), ce qui peut être moins nocif pour l'être humain (Roohollah et al., 2010). Les médicaments, tel que les azolés et la griséofulvine sont des antifongiques synthétiques et bien qu'efficaces, mais, en raison de la plus grande utilisation de ces médicaments, une incidence de résistance à tous les agents a été rapportée (Farzad et al., 2012). Ils ont également causés des effets secondaires, tel que l'éruption allergique et hépatotoxicité (Al-Mohsen et al., 1998). Dans ces dernières années, il a apparu que l'utilisation des médicaments antidermatophytiques provoquent plusieurs effets secondaires, et leurs efficacité est limitée (Weitzman et al., 1995, Zapata et al., 2003 et Huang et al., 2004). Le pouvoir antimicrobien des plantes médicinales due aux tannins, aux saponines, aux composés phénoliques, aux huiles essentielles et aux flavonoïdes. Il est intéressant de noter que même les extraits bruts de ces plantes ont montré la bonne activité contre des contraintes résistantes où la thérapie antibiotique moderne a limité l'effet.

Dans ce contexte, les nouveaux dérivés antifongiques, en utilisant les plantes médicinales, pourraient être des solutions de rechange utiles pour le traitement des dermatophytoses, où une thérapie topique est exigée. L'avantage d'utiliser ces composés normaux, peut être réduire les effets secondaires et le coût du traitement, là avait accru l'intérêt de l'utilisation des plantes médicinales pour traiter les maladies de la peau (Ali Reza et al., 2013). Le traitement antifongique par les plantes médicinales non seulement utilisé en pathologie humaine, mais aussi pour les animaux et les plantes infectés par des champignons (Bokhari et al., 2009). Plusieurs plantes médicinales utilisées pour évaluer l'activité antidermatophytique, parmi les quelles on trouve : *Allium sativum*, *Eucalyptus* et *Nerium oleander* (Javed et al., 2015)

Dans ce qui suit, nous allons discuter les résultats de l'évaluation de l'activité antifongique des trois plantes citées en dessous, sur la croissance de cinq espèces dermatophytiques isolées à partir des patients atteints des dermatophytoses. Le pourcentage

d'inhibition augmente et le diamètre de la croissance mycélienne diminue avec l'augmentation de la concentration de l'extrait dans le milieu, cette méthode est déjà prouvée par autres auteurs (Karunyal et al., 2001 , Masoomah et al., 2004 , Tsopmbeng et al., 2014).

Plusieurs études qui sont faites pour évaluer l'activité antifongiques de l'extrait d'ail, sur la croissance des moisissures ou encore des levures, on peut citer les travaux de Yoshida et al., 1987 et Singh et al., 1990, qui ont prouvé que l'extrait d'ail contient des composants bioactifs (ajoène et allicine), ces composants inhibent la germination des spores de quelques champignons : *Alternaria alternata*, *Colletotrichum spp*, *Curvularia spp.*, *Candida albicans* ainsi que des dermatophytes : *T.mentagrophytes*, *M.canis*, *M.gypseum* et *E. floccosum* (Abdel-Raouf ; 2011), également les études réalisées par Tansey et al., 1975 , Yoshida et al., 1987, Yin et al., 1998. Ont démontré que l'extrait d'ail inhibe la croissance d'*Aspergillus niger* et *A. flavus*. Aussi, Manning et al., 1977 ont trouvé que l'extrait d'ail a un effet inhibiteur sur la croissance de *Penicillium spp*. et *Candida albicans*. Également une étude réalisée par Narula N. et al., 2011 a constaté que l'extrait d'*Allium sativum L.* a la plus la bonne activité antifongique parmi 14 différentes plantes examinées.

L'action inhibitrice du jus d'ail est due à la présence des composants volatils de soufre ; l'allicine qui est un inhibiteur du groupement -SH des enzymes fongiques, l'ajoène alors peut détruire la paroi cellulaire (Yoshida et al.1987, Fock et al.,1990). Des études antérieurs ont constaté que l'activité antimicrobienne des espèces d'*Allium* contribuent à sa capacité d'agir l'un sur l'autre avec les groupements thiol (- SH) (Calvey et al., 1998). Ghannoum, 1988, a prouvé que les effets inhibiteurs de l'extrait aqueux d'ail sur la croissance *C.albicans* ont été atténués par son interaction avec des groupements thiol de cellules fongiques. De même, San- Blas et al., 1993 ont démontré que les groupements thiols sont des protecteurs qui peuvent supprimer les effets inhibiteurs de l'ajoène. Puisque les groupements -SH sont considérés en tant que parties importantes de plusieurs enzymes impliquées dans la croissance et la différenciation fongiques des cellules et sont ainsi essentiels pour la préservation de l'intégrité de la paroi cellulaire (Deacon et al., 1997 ; Rast et al.,2003).

Dans le cadre d'évaluation de l'effet inhibiteur de l'extrait d'*Allium sativum L.* sur la croissance des dermatophytes, plusieurs études ont été réalisées (Nickel et al., 1969, Yasuo Yamada et al.,1977 , Souza et al., 1995 , Bagy et al., 1997, Karunyal et al., 2000 , Masoomah et al., 2006, Pyun et al., 2006, Narula et al., 2011). Dans notre étude, Les résultats obtenus ont prouvé que l'extrait aqueux brut total (jus) d'ail possède une activité antifongique très importante sur la croissance des cinq espèces testées, notamment pour *T.rubrum* et

*T.mentagrophytes*. Afin de mesurer l'effet inhibiteur de l'extrait, les résultats ont prouvé qu'il y a une réduction de la croissance fongique dès l'ajout de la première concentration pour toutes les espèces, et le taux d'activité antifongique a été proportionnellement augmenté avec la concentration de l'extrait supplémentaire, ainsi nous avons constaté qu'aucune croissance a été observée pour *T.rubrum* et *T.mentagrophytes* à la concentration de 10ml /100ml S.D.A, ces résultats sont semblables à ceux qui sont obtenus par Karunyal Samuel et al., 2000 qui ont constaté qu'aucune croissance mycélienne a été observé en ajoutant 10 g de la bulbe fraîche macérée en 100 ml du milieu S.D.A , ils ont trouvé également, parmi les extraits de 21 différentes plantes étudiées, seulement l'extrait d'*Allium sativum L.* a prouvé leur excellent effet inhibiteur exhibé contre *T. rubrum*. D'autre part, une étude réalisée par Pyun et al. 2006, a constaté que, parmi trois espèces d'*Allium*, l'huile d'*Allium sativum L.* a la plus forte activité antifongique sur la croissance de *T.rubrum*, *T.erinacei* et *T.soudanense* avec un CMI de 64µg/ml. Mahboubi et al.2014 ; Farzad et al. 2012 ont démontré que la concentration de 12,5µg/ml d'allicine inhibe la croissance de *T.rubrum*. En outre, les études réalisées par Dankert et al.,1979 ont constaté que l'extrait d'ail a un effet significatif par rapport aux extraits d'échalote de d'oignon sur la croissance de *M.canis* et *T.mentagrophytes* (Roohollah et al.,2010) Ainsi, Shams et al., 2003 ont prouvé que la croissance de *T.mentagrophytes* a été sensiblement empêchée par l'extrait d'ail *in vitro*. Aussi, il y a une étude réalisée par Souza et al., 1995, ils ont évalué des extraits aqueux totaux de 38 plantes médicinales incluant l'*Allium sativum L.* sur la croissance des microorganismes pathogènes parmi les quels *T.rubrum* et *M.ferrugineum*, et ils ont trouvé que ces deux espèces sont sensibles aux extraits des autres plantes mieux que d'ail. Pour les espèces de *M.audouinii* et *T.verrucosum*, au-delà il n'y a aucune recherche faite pour évaluer l'effet de l'extrait d'ail sur la croissance de ces deux espèces.

Dans la pathologie animale et surtout humaine, La plus part des études sont effectuées *in vitro* dont le but d'évaluation de l'activité antifongiques, mais il y a des chercheurs qui ont mis en évidence l'évaluation *in vivo*, Hamidreza et al., 2012, ont appliqué un gel d'*Allium sativum L.* pour traiter des chevaux infectés par des dermatophytes. Ils ont appliqué ce gel chaque 5 jours d'une période de 25 jours, et ils ont trouvé la disparition totale des lésions.

Dans notre étude, on peut expliquer l'effet inhibiteur de l'extrait aqueux d'*Allium sativum* par la présence des alcaloïdes, des tanins et des flavonoïdes.

Concernant l'évaluation de l'activité antifongique d'eucalyptus, plusieurs études qui sont faites à l'antécédent. Abdel-Raouf, 2001 a étudié l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'*Eucalyptus rostrata* sur la croissance de *Alternaria solani* et *Saprolegniasis parasitica*.

Javad et *al.*, 2010, ont évalué l'activité antifongique d'eucalyptol obtenu à partir des huiles essentielles des feuilles d'*E.largiflorens* et *E.intertexta* sur la croissance de *candida albicans*, *Aspergillus niger* et 9 souches bactériennes. Pareillement, Shama et *al.* 2011, ont prouvé l'activité antifongique des huiles essentielles d'*E.camaldulensis* sur la croissance de deux espèces fongiques *Alternaria alternata* et de *Penicillium expansum* responsables de la détérioration des pommes en conservation

Beaucoup d'études ont indiqué la convenance antifongique des extraits aqueux et des huiles essentielles contre les dermatophytes et les autres moisissures ainsi que *candida albicans* (Sartorelli et *al.*, 2007 et Tyagi et *al.* 2011). L'activité antifongique d'eucalyptus sur la croissance des dermatophytes a été prouvée par Jack et *al.* 2015 qui ont mis en évidence l'effet inhibiteur d'*E.globulus* sur la croissance de *T.mentagrophytes*. Ainsi, des travaux réalisés par Ameer et *al.* 2012 ont prouvé l'activité antifongique, antibactérienne et antivirale de huit espèces d'*Eucalyptus* (*E.astringens*, *E.leucoxydon* and *E.bicostata*, *E.maidenii*, *E.lehmannii*, *E.sideroxydon* and *E.cinerea* et *E.odorata*) Sept huiles essentielles d'eucalyptus ont été examinées contre cinq souches fongiques qui comportent les levures (*C.albicans*) et des moisissures (*Scopulariopsis brevicaulis*) et trois espèces dermatophytiques (*T. rubrum*, *T.soudanense* et *M. canis*).

Dans notre étude, nous avons également prouvé que l'extrait aqueux des feuilles d'Eucalyptus a une activité antifongique significative sur la croissance des cinq espèces testées (*T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M.audouinii* et *M.ferrugineum*), l'effet inhibiteur de la croissance mycélienne a été proportionnellement augmentée avec le volume de l'extrait supplémentaire. Nous avons constaté que toutes les espèces examinées étaient sensibles pour l'extrait aqueux d'eucalyptus et le taux d'inhibition la plus élevée a été observé sur la croissance de *T.verrucosum* et *T.mentagrophytes*. D'après la mise en évidence de la composition chimique de l'extrait aqueux utilisé dans notre recherche, on peut expliquer cette activité antifongique par la présence des composants phénoliques (les flavonoïdes, les alcaloïdes et des tannins). La différence entre nos résultats et les résultats obtenus par d'autres chercheurs : Ameer et *al.* 2012 et Jack et *al.* 2015 est expliquée par le type de l'extrait, la méthode d'évaluation ainsi que l'espèce d'Eucalyptus étudiée et les espèces dermatophytiques testées. Sachant que chaque espèce a des molécules bioactives, et le taux de ces molécules diffère d'une espèce à l'autre.

Des recherches rares sont disponibles sur les propriétés antifongiques des extraits de famille d'*Apocynaceae* où appartient *N.oleander* (Savita et *al.* 2013). Dans le cadre de l'évaluation de l'activité antidermatophytique de *N.oleander*, notre étude a prouvé cette

efficacité. Nos résultats montrent que l'extrait aqueux de *N.oleander* a un effet considérable sur la croissance des espèces étudiées. La concentration finale de 20ml de l'extrait/100ml SDA, a indiqué des taux d'inhibition significatifs pour toutes les espèces testées. Ces résultats ressemblent aux autres recherches qui ont été faits antérieurement, tel que les résultats obtenus par Tawfik et al. 2013, en Iraq, qu'ils ont indiqué l'effet inhibiteur de l'extrait brut de *N.oleander* sur la croissance des dermatophytes (*T. rubrum*, *Mi.canis*, *M.gypseum*, *E. floccosum*, *T. mentagrophytes var erinacei*, *T. verrucosum* et *T. mentagrophytes var interdigitale*) et d'autres moisissures tel que : *Aspergillus*, *Alternaria* et *Geotrichum*. Ils ressemblent également aux résultats réalisés par Bokhari, 2009 qui a testé l'effet de l'extrait aqueux de *N.oleander* sur la croissance des espèces suivantes (*T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M.gypseum* et *M.canis*) elle a trouvé que le taux d'inhibition pour *T.rubrum* et *T.verrucosum* est respectivement 33,3%, 50%. Dans ce sens, et dans le but de l'évaluation de l'effet antifongique, nos résultats sont comparables à ceux qui sont réalisés par Savita et al.2013, qui ont étudié l'effet inhibiteur de l'extrait aqueux et les extraits organiques du laurier rose sur la croissance de *C.albicans*. Ils ont trouvé que la concentration minimale inhibitrice était de 2mg/ml et la concentration minimale fongicide était de 16mg/ml. Ainsi, Siddiqui et al.,2016, ont prouvé l'effet significatif de l'extrait aqueux de *N.oleander* sur la croissance de *Fusarium oxysporum*, *Sclerotium rolfsii* et *Macrophomina phaseolina* comme des agents phytopathogènes, et Gargi et al., 2014 qui ont démontré cette efficacité sur la croissance de *Alternaria alternata*.

Dans notre étude, on peut dire que l'activité antidermatophytique de l'extrait aqueux de *N.oleander* due à la présence des composants phénoliques (les tannins et les flavonoïdes) qui ont été détectés, où plusieurs études ont mis en évidence que l'effet inhibiteur de l'extrait aqueux de *N.oleander* se traduit par l'existence des molécules bioactives dans: les flavonoïdes, les alcaloïdes, les saponines, les tannins et d'autres molécules (Yadav et al.2013 ; Gargi et al.2014 ; Sirius et al.2012 ; Bhuvaneshwari et al.2007). Néanmoins, Rajendran, 2011, a prouvé la présence des agents antifongiques (myricétine et rutine) dans les feuilles sèches de *N.oléandre*. Elsadig et al.2007, ont mis en évidence la présence des composants antifongiques constitutifs dans les feuilles de *N.oleander* (les isoflavonoides, les Pentamethoxyflavones et l'acide oleanolique).





*IV. CONCLUSION &  
PERSPECTIVES*

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Il est important de connaître la situation des dermatophytoses dans la région d'Annaba, raison pour laquelle nous avons mené cette étude que nous avons voulu comparer avec celles menées antérieurement en Algérie et dans d'autres pays. Ces différences recouvrent des critères d'appréciation très importants à élucider avant toute conclusion. Nos analyses des résultats sont limitées par le fait que la plupart des études menées en Algérie et ailleurs portaient essentiellement sur des teignes plutôt que sur les dermatophytoses en général.

Les dermatophytes occupent une place non négligeable dans notre environnement, et posent un problème de santé plus ou moins redoutable. Actuellement, et d'après les résultats obtenus, il existe les trois genres des dermatophytes dans notre région d'étude: *Trichophyton*, *Epidermophyton* et *Microsporum*. Nous avons également exhibé qu'il se rencontre tous les aspects cliniques des dermatophytoses dans la région d'Annaba. La chaleur et l'humidité sont des facteurs majeurs qui favorisent l'installation des dermatophytes, et tant que le climat d'Annaba est chaud et humide, il permet la propagation de ces moisissures convenablement. Aussi, d'après la discussion avec les patients, nous avons conclu que les mesures d'hygiène restent un acte indispensable pour éviter ce type des champignons. Nos résultats montrent aussi les ongles et notamment les ongles plantaires sont les plus exposés à l'infection. Les espèces du genre *Trichophyton* restent toujours les plus fréquentes comme dans tous les pays du monde, où *T. rubrum* vient à la première place et provoque tous les aspects cliniques.

Les dermatophytes résistent aux médicaments antifongiques, ainsi les médicaments sont coûteux et le traitement est très long. Ces facteurs permettent aux plantes médicinales de prendre leur place.

Les résultats que nous avons obtenus, montrent que les extraits aqueux des trois plantes étudiées : *Allium sativum* L., *Eucalyptus* spp. et *Nerium oleander*, ayant la capacité d'inhibition de différentes manières sur la croissance de cinq espèces dermatophytiques testées : *T. rubrum*, *T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*, *M. audouinii* et *M. ferrugineum*. L'effet de l'extrait aqueux de ces plantes est observé sur le diamètre du mycélium de la colonie fongique pour chaque espèce.

Nous avons remarqué que la croissance de ces espèces est influencée par les concentrations utilisées. L'effet inhibiteur varie d'une plante à une autre, et d'une espèce à

une autre pour la même concentration de la même plante. D'après nos résultats, nous avons constaté que l'extrait aqueux d'*A.sativum L.* est le plus efficace pour la décroissance des espèces testées, sachant qu'il a donné une inhibition totale pour les espèces *T.rubrum* et *T.mentagrophytes*. Suivi par l'extrait d'*E.spp.* , tandis que l'extrait aqueux de *N.oleander* avait un faible effet inhibiteur pour toutes les espèces testées.

Notre travail ouvre de nombreuses perspectives :

- Appliquer la biologie moléculaire pour identifier les souches fongiques.
- Elargir la zone d'étude et étudier d'autres dermatomycoses provoquées par les moisissures.
- Evaluer l'activité antidermatophytique des huiles essentielles des plantes étudiées.
- Voir d'autres plantes pour évaluer leurs activités antifongiques.



*V. REFERENCES*  
*BIBLIOGRAPHIQUES*

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- A**bdelrahman T, Letscher-Bru V, Waller J, Noacco G, Candolfi E. Dermatomycosis: comparison of the performance of calcofluor and potassium hydroxide 30 % for the direct examination of skin scrapings and nails. *J Mycol Med.* 2006;16:87-91.
- Abdel-Raouf M k. Phyt fungitoxic properties in the aqueous extracts of some plants. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 2001; 4(4): 392-394.
- Abeck D, Haneke E, Nolting S, Reinelt D, Seebacher C. Onychomycose . *Dt Ärztebl* 2000; 97:1984-1986
- Abeeleh MA, Ismail ZB, Alzaben KR, Abu-Halweh SA, Al-Essa MK, Abuabeeleh J, Alsmady MM. Induction of diabetes mellitus in rats using intraperitoneal streptozotocin: A comparison between 2 strains of rats. *Eur J Sci Res.* 2009; 32:398-402.
- Adou-Bryn K, Yeo N, Kassi E A, Ouhon J, Assoumou A, Penali KL, Koné M. Intertrigo interdigito-plantaire. Etiologie mycosique chez les militaires marins à Abidjan (Côte d'Ivoire). A propos de 200 cas. *J Mycol Med.* 1997:142- 144.
- Aghamirian MR; Ghiasian SA. Dermatophytoses in outpatients attending the dermatology center of Avicenna hospital in Qazvin, Iran. *Mycoses* 2008;51:155-160.
- Ahmad I, Beg AZ. Antimicrobial and phytochemical studies on 45 Indian medicinal plants against multi-drug resistant human pathogens. *J Ethnopharmacol.* 2001;74:113–123.
- Ali J, Yifru S, Woldeamanuel Y. Prevalence of tinea capitis and the causative agent among school children in Gondar, North West Ethiopia. *Ethiop Med J.* 2009; 47:261-269.
- Ali RK, Hojjatollah S, Zohreh F, Reza C, Martis K. Antimycotic efficacy of Iranian medicinal plants towards dermatophytes obtained from patients with dermatophytosis. *Chinese Journal of Natural Medicines* 2013; 11(1):43-48.
- Al-Mohsen I, Hughes WT. Systemic antifungal therapy: past, present and future. *Ann Saudi Med.*1998;18:28–38.
- Ameur E., Zyed R., Nabil ABS., Samia M., Youssef B.Salem, Karima B. S., Mahjoub A., Farhat F., Rachid C., Fethia H. S. and Mohamed L.K. Chemical composition of 8 *eucalyptus* species' essential oils and the evaluation of their antibacterial, antifungal and antiviral activities. *BMC Complement Altern Med.* 2012; 12: 81.
- Amin M, Kapadnis BP. Heat stable antimicrobial activity of *Allium ascalonicum* against bacteria and fungi. *Indian Journal of Experimental Biology.* 2005; 43: 751-754.

- Amorim F, Sidat M, Beatriz C. Tinea capitis in street-children of Maputo, Mozambique. *J Mycol Med.* 2001; 11:92-94.
- Ankri S, Mirelman D. Antimicrobial properties of allicin from garlic. *Microbes Infect* 1999;1:125-129.
- Anstey A, Lucke TW, Philpot C. Tinea capitis caused by *Trichophyton rubrum*. *Br J Dermatol.* 1996; 135: 113-115
- Anosike J, Keke I, Uwaezuoke J, Anoeiz J, Obiukwu C, Nwoke B. Prevalence and distribution of ringworm infections in primary school children in parts of eastern Nigeria. *J Appl. Sci. Environ. Manage.*2005; 9:21-25.
- Aounallah A, Boussofara L, Jeddi C, Ghariani N, Belajouza C, Denguezli M. Maladie dermatophytique : difficulté thérapeutique. *Ann Dermatol Venereol.* 2008.
- Aoun K., Bouratbine A, Mokni M. Teignes du cuir chevelu causées par *Trichophyton rubrum* chez deux enfants atteints de dermatophyties extensives. *J. Mycol Med* 1998; 8:200-202.
- Aslani MR. Poisonous plants of Iran and their effects on animals. 1st edition. Mashhad: Mashad university press. 2004; 210–212.
- Aslani MR, Movassaghi AR, Janati-Pirouz H, Karazma M. Experimental oleander (*Nerium oleander*) poisoning in goats: a clinical and pathological study. *Iran J Vet Res.* 2007; 8:58–63.
- Assale G, Dunand J, Heroin P, Doucet J. Répartition des dermatophytes selon l'âge, le sexe et le groupe ethnique. *Med Afr Noire.* 1976 ; 23 : 81-83.
- Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (ANOFEL) (2014). Dermatophytoses ou Dermatophyties.
- Ayaya SO, Kamar KK, Kakai R. Aetiology of Tinea capitis in school children. *East Afr Med J.* 2001; 78:531-535.
- B**amba A, Koumaré F, Yavo W, Kassi R, Menan E, Ouhon J. Teignes du cuir chevelu en milieu scolaire à Bouaké, Côte d'Ivoire. *J. Mycol. Med.*2003;13:186-188.
- Bachir R G. and Benali M. Antibacterial activity of leaf essential oils of *Eucalyptus globulus* and *Eucalyptus camaldulensis*. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology.* 2012; 2 (9): 211-215
- Badillet G. Les dermatophytes. Atlas clinique et biologique. Paris : Varia, 1982:P219

- Bagnis CI, Deray G, Baumelou A, Le Quintrec M, Vanherweghem JL. Herbs and the kidney. *Am J Kidney Dis.* 2004; 44:1-11.
- Bagy MMK, Abdel-mallek AY, El-sahanawany AA, Gamal AM. Studies on fungi associated with laboratory animal 'golden hamster' and antibiotic effects of aloe sap, garlic extract and onion oil. *Journal of Islamic Academy of Sciences* 1997; 10(1): 3-12
- Ball C. Les teignes du cuir chevelu. *Epidémiologie, conduite thérapeutique et diagnostique. Nouv Dermatol* 2003;22:290-295.
- Baran R, Hay RJ. Nouvelle classification clinique des onychomycoses. *Journal de Mycologie Médicale* (2014) 24, 247-260
- Barbosa RR, Fontenele-Neto JD, Soto-Blanco B. Toxicity in goats caused by oleander (*Nerium oleander*) *Res Vet Sci.* 2008; 85:279-281.
- Barry KM, Davies NW, Mohammed CL. Identification of hydrolysable tannins in the reaction zone of *Eucalyptus nitens* wood by high performance liquid chromatography-electrospray ionization mass spectrometry. *Phytochem Anal.* 2001; 12:120–127.
- Basset A, Basset M, Liautaud B. Compte rendu du premier multicolloque européen de la Parasitologie. Rennes, 1971 :549-64.
- Batista-Pereira LG, Fernandes JB, Corrêa AG, Da Silva MF, Vieira PC (2006). Electrophysiological responses of eucalyptus brown.
- Bendjaballah-Laliam A, Djazer H. Épidémiologie des teignes du cuir chevelu de la banlieue de Tipasa, Algérie. *Journal de Mycologie Médicale* 2014 ; 24 : 141-143.
- Bensalem N, Ben Ismail R, Tiouri H, Kchouk MC, Bouzouia N, Zribi A. La maladie dermatophytique. À propos d'un cas tunisien. *Bull Soc Fr Mycol Med.* 1987;16:277-280.
- Benmezdad A, Moulahem T, Benyazzar M, Djaballah M, Beldjoudi W, Fendri AH. Les teignes du cuir chevelu au CHU de Constantine (Algérie). *Journal de Mycologie Médicale* 2012 ; 22 : 354-356.
- Berthe H F (2006). Flore dermatophytique isolée des teignes du cuir chevelu de l'enfant à Libreville de 1980 à 2003. Thèse de doctorat. 137P.
- Bétolaud DCJ (2011). Mise en place d'un protocole d'éradication de la teigne, de la cheylétiellose et de la gale à *trixacarus caviae* dans un élevage de cobayes et de lapins nains. Université Claude-Bernard - Lyon I. Thèse de doctorat. 69P.
- Bhuvaneshwari L, Arthy E, Anitha C, Dhanabalan K, Meena M. Phytochemical analysis and antibacterial activity of *Nerium oleander*. *Anc. Sci .Life.* 2007; 26(4):24-28.

- Biljana D V, Tatjana Đ, Danijela Š and Jovanka Da. Antimicrobial Effect of Essential Oil Isolated from *Eucalyptus globulus* Labill. from Montenegro. Czech J. Food Sci.2011, 29(3):277-284.
- Bokhari FM. Antifungal activity of some medicinal plants used in Jeddah, Saudi Arabia. Mycopath 2009; 7(1): 51-57.
- Botterel F, Romand S, Cornet M, Recanati G, Dupont B, Bouree P. Dermatophyte pseudomycetoma of the scalp:case report and review.Br J Dermatol. 2001;145-153.
- Boudghène Stambouli O, Mérad Boudia A, Bouali O. Maladie dermatophytique à *Trichophyton violaceum*. À propos d'un nouveau cas. Ann Dermatol Venereol. 1988;115:933-935.
- Boudghène-Stambouli O. Les teignes du cuir chevelu à Tlemcen (Algérie) : évolution sur 9 ans et considération épidémiologiques. Journal de mycologie médicale 1992;2:212-216.
- Boukef MK. Médecine traditionnelle et pharmacopée, les plantes dans la médecine traditionnelle tunisienne. Agence de Coopération Culturelle et Technique. 1986; 92-:9028–9085.
- Bouncer F, Otsmane F, Hammoutene A, Leclou A, Bouadjar B. (2008). Maladie dermatophytique avec atteinte tronculo-corticale. Ann Dermatol Venereol.
- Bouratbine A., Aoun K., Zallaga N. Topographie et étiologie des mycoses superficielles dans une population non hospitalière de la région deTunis (Tunisie). J Mycol Med. 1997;7:199-202.
- Boustié J., Caubet A. Atlas des intoxications d'origine végétale. © Editions Scientifiques et Médicales Elsevier SAS (2002) p.08.
- Briki H., Hansali T., Boutarfa N., Taibi L., Bouharati D., Ammar Khodja A. La maladie dermatophytique familiale. Ann Dermatol Venereol. 2008;135:331-337.
- Brooker MIH, Kleinig DA. Field Guide to Eucalypts. 2nd ed. Vol.3 (2004) Bloomings Books; Melbourne, Australia
- Bugingo G. Agents causals des teignes du cuir chevelu dans la région de Butaré (Rwanda). Ann Soc Belge Med Trop. 1993 ; 73:67-69.
- Bussiéras J, Chermette R. (1993). Abrégé de parasitologie vétérinaire: Mycologie vétérinaire. Vol V. Maisons-Alfort, Service de parasitologie, École nationale vétérinaire d'Alfort, 179P.



- Cafarchia C, Romito D, Capelli G, Guillot J, Otranto D. Isolation of *Microsporum canis* from the hair coat of pet dogs and cats belonging to owners diagnosed with *M. canis tinea corporis*. *Vet Dermatol* 2006;17:327-331.
- Calvey EM, White KD, Matusik JE, Sha D, Block E. *Phytochemistry* 1998; 49:359.
- Camain R, Baylet R, Nouhouyi Y, Faye I. Note sur les mycétomes de la nuque et du cuir chevelu de l'africain. *Bull Soc Path Exot.* 1971; 64: 447-454.
- Camille C. (2011). Les dermatophyties d'origine zoonotique : aspects actuels et prise en charge à l'officine. Thèse de doctorat. Université de Grenoble, 127P.
- Campbell CK, Johnson EM, Philpot CM, Warnock DW, (1996). Identification of pathogenic fungi. Public Health Laboratory Service. London.
- Canhoto C, Graca MA. Leaf barriers to fungal colonization and shredders (*Tipula lateralis*) consumption of decomposing *Eucalyptus globulus*. *Microb Ecol.* 1999; 37:163-172.
- Catanzano G, Orusco M, Cadi Soussi M, Benyahia Tabib D. A recent case of dermatophytic disease: epidermomycosis (*T. violaceum*) with dermoepidermal localizations. *Maroc Med.* 1970; 50:153-157.
- Cazau-Beyret Nelly (2013). Prise en charge des douleurs articulaires par aromathérapie et phytothérapie. Thèse de doctorat, Université Toulouse III Paul Sabatier. 195 P.
- Cermelli C, Fabio A, Fabio G, Quaglio P. Effect of *Eucalyptus* essential oil on respiratory bacteria and viruses. *Curr Microbiol.* 2008; 56:89–92
- Chabasse D, Contet-Audonneau N. Du saprophytisme au parasitisme: épidémiologie des champignons kératinophiles isolés en France. *J Mycol Méd* 1994; 4:80-89.
- Chabasse D, Guiguen Cl, Contet-Audonneau N. In *Mycologie médicale*. Paris : Masson, 1999: pp324-138.
- Chabasse D, (2003). Mycoses superficielles à dermatophytes observées en France métropolitaine Parasitoses et mycoses courantes de la peau et des phanères. Coordinateurs
- Chabasse D, Bouchar J P, Gentile L, Brun S, Cimon B et Penn P (2004). Cahier de formation : Biologie Médicale, Les dermatophytes. P58.

Chabasse D, (2007). Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. Paris : Masson: Elsevier-Masson. P321.

Chabasse D. Les dermatophytes : d'où viennent-ils ? Comment sont-ils devenus des parasites ? Journal de Mycologie Médicale. 2008;18:27-35.

Chabasse D. Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycose. Revue francophone des laboratoires Elsevier Masson SAS. 2011 (432) : 43-50.

Cheikhrouhou F, Makni F, Ayadi A. La maladie dermatophytique : revue de la littérature. Journal de Mycologie Médicale. 2010 ; 20 : 61-69

Cheikhrouhou F, Makni F, Masmoudi A, Sellami A, Turki H, Ayadi A. Un cas de maladie dermatophytique fatale par abcès rétropharyngé. Ann Dermatol Venereol.2010; 137:

Chen CH, Wen MC, Cheng CH , Wu M J, Yu TM, Chuang Y W. Infectious alopecia in a dog breeder after renal transplantation. J Chin Med Assoc. 2008; 71:477-80.

Cheung YY, SHC Lee, Hui M , TNM Luk. Effect of pH on fungal growth: problems with using vinegar (5% acetic acid) in treating superficial fungal infections. *Hong Kong J. Dermatol. Venereol.* (2014) 22, 57-64.

Claude M, (2002). Parasitologie et mycologie médicales : éléments de morphologie. Paris: Editions médicales internationales. P705.

Cochet G, Doby-Dubois M, Deblock J, Valva C. Contribution à la connaissance des teignes infantiles au Cameroun. Ann Parasitol .1957;32:580-589.

Contet–Audonneau N, Chabasse D, Guiguen C. (1998). L'encyclopédie multimédia de mycologie médicale, Mycologic. Nancy, France.

Contet-Audenneau N. (2009). Les dermatophytoses : mycoses dues aux dermatophytes. CHU de Nancy, Cours pour les DCEM1.

Cornely SL. Tinea capitis in adults over fifty years of age. Cutis. 1988;41:252.

**D**ankert J, Tromp TF, de Vries H, Klasen HJ. Antimicrobial activity of crude juices of *Allium ascalonicum*, *Allium cepa* and *Allium sativum*. Zentralbl Bakteriol Orig A. 1979; 245 (1-2):229-239.

Daroui-Mokaddem H. (2012). Etude phytochimique et biologique des espèces *Eucalyptus globulus* (*Myrtaceae*), *Smyrniololus atratum* (*Apiaceae*), *Asteriscus maritimus* ET

*Chrysanthemum trifurcatum* (Asteraceae). Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie. 198 P.

Datta P, Dasgupta A. Interference of Oleandrin and Oleandrogenin in digitoxin immunoassays : minimal cross reactivity with a new monoclonal chemiluminescent assay and high cross reactivity with the fluorescence polarization assay. *Ther. Drug. Monit.* 1997 ; 19 (4) : 465-469.

Deacon JW. *Modern Mycology*. 3rd ed. London Blackwell Science Publ., 1997.

De Smet PA. Herbal remedies. *N Engl J Med.* 2002; 347:2046-56.

Deluol AM, Dompmartin D, Coulaud JP. À propos de quarante neuf cas de Teignes du cuir chevelu observés à Paris dans une consultation de Médecine Tropicale. *Bull Soc Pathol Exot.* 1985;78:37-42

Desbois N, Theodose R, Saint-Cyr I, Boisseau-Garsaud AM, Helenon R et Cales-Quist D. Cent dix cas de teignes du cuir chevelu au CHU de Fort-de France (Martinique) : Évolution du spectre dermatophytique sur cinq ans. *J. Mycol. Med.* 2003;13:104-108.

Dib-Lachachi A, Boudghène Stambouli O, Mankouri A. (2009). La maladie dermatophytique : 1959-2009 : 50 ans après sa description deux nouvelles observations d'évolution fatale. *Ann Dermatol Venereol.*

Dieng MT et Ndiaye B. Efficacité et tolérance du Fenticonazole dans les dermatophyties circinnns de la peau glabre au Sénégal. *Médecine d'Afrique Noire.* 2000 ; 47 : 346-348.

Dimitri P. (2014). Optimisation de la stratégie diagnostique des onychomycoses : du prélèvement à l'identification fongique. Evaluation d'un kit diagnostique de PCR en temps réel. Thèse de doctorat. Université de Lorraine.134P.

Djeridane A, Djeridane Y, Ammar-Khodja A. A clinicomycological study of fungal foot infections among Algerian military personnel. *Clin. Exp. Dermatol.* 2007;32:60-3.

Dolenc-Voljc M. Dermatophyte infections in the Ljubljana region, Slovenia, 1995-2002. *Mycoses* 2005 ; 48(3):181-6.

Dupont B, Drodhet E. (1990). Antifongiques. In *Maladies infectieuses*. Editions Techniques Encycl chir, Paris-France. P15.

Du-Vivier A, Mckee Phillip H (2002). *Atlas of clinical dermatology*. 3<sup>e</sup> édit. Elsevier. pp318-320.

**E**gen-Schwind C, Eckard R, Jekat FW, Winterhoff H. Pharmacokinetics of vinylthiins, transformation products of allicin. *Planta Med.* 1992; 58:8-13.

El Euch D, Mokni M, Cherif F. Les teignes du cuir chevelu observées à Tunis de 1985 à 1998 : à propos de 1222 cas. *J Mycol Med* 2001;11:87-91.

Elewski BE, Charif MA. Prevalence of onychomycosis in patients attending a dermatology clinic in northeastern Ohio for other conditions (letter). *Arch Dermatol* 1997; 133:1172-1173.

Elsadig E, Fatma B, Iman S and Tabisam K. Analysis of Phytoalexins by High Performance Liquid Chromatography-Mass Spectrometry (HPLC-MS) following Induction in *Nerium oleander*. *Bot. Pl. Biol. Joint Congress* 2007; 1019

Erdogrul OT. Antibacterial activities of some plant extracts used in folk medicine. *Pharmaceutical Biol.*2002; 40:269–273.

Euzéby J (1992). *Mycologie médicale comparée: les mycoses des animaux et leurs relations avec les mycoses de l'homme*. Tome I. 2e éd. Lyon, Fondation Marcel Mérieux, 452P.

Eyana K A (2007). *Les Anacardiaceae Du Togo : Etudes Botaniques, Ecologiques Et Propriétés Antifongiques*. Université de Reims Champagne-Ardenne et université de Lomé. Thèse de doctorat. 198P.

**F**abio A, Cermelli C, Fabio G, Nicoletti P, Quaglio P. Screening of the antibacterial effects of a variety of essential oils on microorganisms responsible for respiratory infections. *Phytother Res.* 2007; 21:374-377.

Farzad A, Umi Kalsom Y, Farida J and Sassan R. Antimicrobial effects of allicin and ketoconazole on trichophyton rubrum under in vitro condition. *Braz J Microbiol.* 2012; 43(2): 786–792.

Farzad A, Umi Kalsom Y, Rosimah N and Sassan R. Inhibitory effect of allicin and garlic extracts on growth of cultured hyphae. *Iran J Basic Med Sci.* 2014 Mar; 17(3): 150–154.

Fathallah A, Saghrouni F (2008). *Le diagnostic des mycoses superficielles*. Hôpital Farhat Hached de Sousse, Tunisie.

Fathi H, Al -Samarai A. Prevalence of tinea capitis among school children in Irak. *J East Med Health* 2000; 6:128-137

Frey D, Lewis MB. Mycetoma of the scalp in an aboriginal child. *Aust J Derm.* 1976; 17:7-9.

Floriane S. L'ail, une plante aux multiples vertus, (2010). Haute Ecole de Santé, Genève.

**G**arcía-Martos P, García-Agudo L, Agudo-Pérez E, Gil de Sola F. and Linares M.

Dermatophytoses Due to Anthropophilic Fungi in Cadiz, Spain, Between 1997 and 2008. *Actas Dermosifiliogr.* 2010; 101(3):242-247.

Gargi S, Seema G and Nimisha S. *In vitro* screening of selected plant extracts against *Alternaria alternata*. *Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences* 2014; 2(3): 344-351.

Gentles JC, Holmes JG. Foot ringworm in coal-miners. *Br J Ind Med* 1957;14:22-27.

Heikkilä H, Stubb S. The prevalence of onychomycosis in Finland. *Br J Dermatol.*1995; 133: 699-703.

Ghannoun MA. Studies on the anticandidal mode of action of *Allium sativum*. *J Gen. Microbiol.*1988; 134:2917–2924.

Ghazanfari T, Hassan ZM, Khamsipour A. Enhancement of peritoneal macrophage phagocytic activity against *Leishmania major* by garlic (*Allium sativum*) treatment. *Journal of Ethnopharmacology* 2006; 103: 333-337

Ghisalberti EL. Bioactive acylphloroglucinol derivatives from *Eucalyptus* species .1996; 41:7-22.

Gomez de Diaz M, Kombila Favry M, Mefane C, Richard-Lenoble D. Teignes en milieu scolaire à Libreville. *Bull Soc Fr Mycol Med.*1981;10:13-16.

Gupta AK, Taborda P, Taborda V. Epidemiology and prevalence of onychomycosis in HIV-positive individuals. *Int J Dermatol.*2000; 39: 746-753.

Greer G, Soyer HP. Treatment of tinea cruris with topical terbinafin. *J. Am acad Dermatol.* 1990; 23: 800-804 .

Guillet G, Cartier H. (1999). *Dermatologie : guide pratique : dermatologie générale, dermatologie allergologie, angéologie-vénérologie.* Edition Heures de France. pp117-123.

Gupta AK, Skinner AR, Baran R. Onychomycosis in children: an overview. *J Drugs Dermatol.*2003;2:31-34.

**H**labif TP, Campbell J. (2008). Maladies cutanées : Diagnostic et traitement. Ed Elsevier pp253-257.

Hadida E, Schousboe A. Generalized trichophytosis with subcutaneous and ganglionic localisation caused by *Trichophyton faviforme*. Bull Soc Fr Dermatol Syphiligr 1957;39:388-391.

Hadida E, Schousboe A. Aspects de la maladie dermatophytique. Algerie Med. 1959;303-307.

Hajhashemi V, Ghannadi A, Jafarabadi H. Black cumin seed essential oil, as a potent analgesic and antiinflammatory drug. Phytother Res. 2004; 18:195-199.

Hakima Sqalli , Asmae El Ouarti , Abdeslam Ennabili, Saad Ibsouda, Abdellah Farah, Abdellatif Haggoud, *Abdellah Houari, Mohammed Iraqui*. Évaluation de l'effet antimycobactérien de plantes du Centre-Nord du Maroc. Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, 2007, **146**, 271-288.

Halim I, El Kadioui F, Soussi Abdallaoui M. Les onychomycoses à Casablanca (Maroc). Journal de Mycologie Médicale 2013 ; 23 : 9-14.

Hamidreza F, Salman A, Amirhossein R. A comparison between the routine treatment of equine dermatophytosis and treatment with Garlic-Aloe vera gel. International Research Journal of Applied and Basic Sciences 2012; 3 (11): 2258-2261.

Hamimed S. 2009. Caractérisation chimique des principes à effet antidermatophyte des racines d'*Anacyclus pyrethrum L.* Mémoire de magister, Université Mentouri Constantine. 166p.

Hammadi K, Selselet AG and Bensoltane SA. Dermatophytes in North West of Algeria a Prospective Study. Middle-East Journal of Scientific Research. 2007 ; 2 (3-4): 104-106.

Hamimed S. (2009). Caractérisation chimique des principes à effet antidermatophyte des racines d'*Anacyclus pyrethrum L.* mémoire de magister. Constantine, Algérie. 166P.

Hashimoto T and Wu CDR. *Journal of Bacteriology*. 1972;112 (2): 967-976.

Hassam B, Senouci K, Bennouna F, Lazrak B, Agoumi A. Maladie dermatophytique : approche épidémiologique. Med Maghreb .1992; 35:5-8.

Heikkila H, Stubb S. The prevalence of onychomycosis in Finland. *Br J Dermatol* 1995;133:699-703.

Hibbett DS, Binder M, Bischoff JF, Blackwell M, Cannon PF, Eriksson OE, et al. A higher-level phylogenetic classification of the fungi. *Mycol Res*. 2007;111:509-547.

Hironaga M, Okazaki N, Saico K, Watanabe S. Trichophyton mentagrophytes granulomas. Unique systemic dissemination to lymph nodes, testes, vertebrae and brain. *Arch Dermatol* 1983; 119:482-490.

Hogewoning AA, Adegnika AA, Bouwes Bavinck JN, Yazdanbaksh M, Kremsner PG, van der Helmer EM, Staats CC, Willenze R, Lavrijsen AP. Prevalence and causative fungal species of tinea capitis among schoolchildren in Gabon. *Mycoses* 2011; 54:354-359.

Hoog GS, Guarro J, Gene J, Figueras MJ. (2002). Atlas of clinical fungi, Centraalbureau voor Schimmelcultures/universitat Roviar i Virgili. Utrecht/Reus.

Huang DB, Ostrosky-Zeichner L, Wu JJ. Therapy of common superficial fungal infections. *Dermatol Ther* 2004; 17(6): 517-522.

**J**ara TF, Macedo, Claudia M.L. Bevilaqua, Lorena M.B. de Oliveira, Ana L.F. Camurça-Vasconcelos Luiz da S, Vieira Fabrício R. Oliveira, Eudson M. Queiroz-Junior, Adriana da R. Tomé Nilberto RF. Nascimento. Anthelmintic effect of Eucalyptus staigeriana essential oil against goat gastrointestinal nematodes. *Veterinary Parasitology*. 2010; 173, (1) (2): 93-98.

Ilkit M, Turac-Bicer A, Ates A, Polat M, Koksall F, Ozcan K. Familial cases of *Microsporum canis* tinea in Adana, Turkey. *Journal de Mycologie Médicale* 2007; 17: 275-278.

Imane Bennis 2001. Evaluation quantitative et qualitative des examens parasitologiques et mycologiques effectués au laboratoire de parasitologie-mycologie de l'hôpital Ibn-Rochd de Casablanca (Maroc) de 1996 à 2000. Thèse de doctorat, Maroc, 127p.

Issa NA and Zangana IK. Isolation of *Trichophyton mentagrophytes* var *mentagrophytes* from naturally infected laboratory albino rats: experimental infection and treatment in rabbits. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences* 2009 ; 23(2) : 29-34.

**J**ack H W, Kit-Man L, Yu-On W, Ling C, Chun-Wai W, David TWY, Ping-Chung L, Kwok-Pui F, Mamie H, Tzi-Bun N, and Clara BSL. Antifungal mode of action of

macrocarpal C extracted from *Eucalyptus globulus* Labill (*Lan An*) towards the dermatophyte *Trichophyton mentagrophytes*. *Chin Med*. 2015; 10: 34.

James V, Anuska MA, Marcela RC, Camila MM, Thais FC, Fraga-Silva, Ana CL, Maria Sueli PA. Dermatophyte-host relationship of a murine model of experimental invasive dermatophytosis. *Microbes and Infection*. 2012 ; 14 : 1144-1151.

Jaspersen-Schib R, Theus L, Guirguis-Oeschger M, Gossweiler B, Meier-Abt PJ. Serious plant poisonings in Switzerland 1966-1994. Case analysis from the Swiss Toxicology Information Center. *Schweiz Med Wochenschr*. 1996 ; 126 : 1085-1098.

Javad SG and Atefeh AA. Antimicrobial and antifungal properties of the essential oil and methanol extracts of *Eucalyptus largiflorens* and *Eucalyptus intertexta*. *Pharmacogn Mag*. 2010; 6(23): 172-175.

Javed I, Mishra RP, Aashiq Hussain Allie. Antidermatophytic activity of angiospermic plants: a review. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research* 2015; 8 (2) : 75-80

Jean-Michel Hurtel, (2001). *L'ail allium savitum*. *Plantes et médecine*.

Jean-Nicolas S (2011). *Onychomycoses : épidémiologie et clinique*. Elsevier Masson SAS , pp 35-41.

Jian C, Jinling Y, Li L, Songchao Y, Rongzhang C, Meirong L, Congxiu Y, Yu-qing Z, Wei L. Substrate adaptation of *Trichophyton rubrum* secreted endoproteases. *Microbial Pathogenesis*. 2010 ; 48 : 57-61.

Joris CRABOS (2013). *Mycoses cutanées à l'officine : étude sur Des populations en milieu confiné*. Thèse de doctorat. Université de Limoges. 131p.

Jortani SA, Helm RA, Valdes R. Inhibition of Na,KATPase by oleandrin and oleandrigenin, and their detection by digoxin immunoassays. *Clin. Chem*. 1996 ; 42 : 1654-1658.

Jouad H, Maghrani M, El Hassani RA, Eddouks M. Hypoglycemic activity of aqueous extract of *Eucalyptus globulus* in normal and streptozotocin-induced diabetic rats. *J Herbs Spices Med Plants* 2003;10:19-28.

**K**adhima SK, Al-Janabia JK, Al-Hamadanib AH, *J Contemp Med Sci*. 2015; 1(3): 9-19



- Kähkönen MP, Hopia AI, Vuorela HJ, Rauha J, Pihlaja K, Tytti S, Kujala TS, Heinonen M. Antioxidant activity of plant extracts containing phenolic compounds. *J Agric Food Chem* 1999; 47: 3954-3962.
- Kardjeva V. Forty-eight-hour diagnosis of onychomycosis with subtyping of *Trichophyton rubrum* strains. *J. Clin. Microbiol.*2006; 44:1419-1427
- Karunyal SJ, Andrews B and Shyla JH. In vitro evaluation of the antifungal activity of *Allium sativum* bulb extract against *Trichophyton rubrum*, a human skin pathogen. *World Journal of Microbiology & Biotechnology* 2001;16: 617-620.
- Kaszuba A, Seneczko F, Lipowczan G, Bienias L, Kostusiak M, Lupa S. Fungal flora in human skin and skin appendages infections in the region of Łódź, Poland. *Mycoses* 1998; 41:249-253.
- Katey M L, Ourania P, Miguel A A, Sonia C, Carsten TM, Sue P, Brian O, and David L. Allyl alcohol and garlic (*Allium sativum*) extract produce oxidative stress in *Candida albicans*. *Microbiology* 2005; 151(10): 3257–3265.
- Kathleen FB, Robert A N and Gitte SJ. Antioxidant, anti-inflammatory, anti-apoptotic, and skin regenerative properties of an Aloe vera-based extract of *Nerium oleander* leaves (nae-8®). *Clin Cosmet Investig Dermatol.* 2015; 8: 239–248
- Kaur R, Kashyap B, Bhalla P. Onychomycosis-epidemiology, diagnosis and management. *Indian J Med Microbiol.* 2008;26:108-116.
- Kechia FA, Kouoto EA, Nkoa T, Nweze EI, Fokoua DCM, Fosso S, Somo MR. Epidemiology of tinea capitis among school-age children in Meiganga, Cameroon. *Journal de Mycologie Médicale* 2014; 24: 129-134
- Khebizi S, Mansouri R. Dermatophytose extensive et inflammatoire infantile due à *Trichophyton rubrum*. *Journal de Mycologie Médicale* 2014 ; 24 : 131-136.
- Koch H. Biopharmaceutics of garlic's effective compounds. In: Koch HP, Lawson LD, editors. *Garlic: the Science and Therapeutic Application of Allium sativum L and related species*. Baltimore: Williams & Wilkins 1996 ; 213-220.
- Koenig H. (1995). Les dermatophytes, In *Guide de Mycologie Médicale*. Paris : Ellipses, pp.97-111.
- Konate A, Yavo W, Kassi KF, V Djohan, Angora KE, Bosson-Vanga H, Barro-Kiki P, Menan EIH. Profil mycologique des onychomycoses à Abidjan (Côte d'Ivoire). *Journal de Mycologie Médicale.* 2014 ; 24 :205-210.

Lakhmili S, Obraim S, Taourirte M, Seddiqi N and Amraoui H. Chemical analysis and antioxidant activity of “*Nerium oleander*” leaves. *OnLine Journal of Biological Sciences*. 2014; 14 (1): 1-7.

Langford SD, Boor PJ. Oleander toxicity : an examination of human and animal toxic exposures. *Toxicology*. 1996; 109: 1-13.

Lehenkari E, Silvennoinen-Kassinen S. Dermatophytes in northern Finland in 1982-1990. *Mycoses* 1995; 38:411-414.

Lehmann SRS, Priya K, Roxy BM. Phytochemical screening and antibacterial activity from *Nerium oleander* and evaluate their plant mediated nanoparticle synthesis. *Int Res J Pharm*. 2012; 3:285-288.

Liautaud B, Marill FG. La maladie dermatophytique. Observations algériennes récentes. *Bull Soc Pathol Exot Filiales*. 1984; 77:637-648.

Lim DC, Hegewald K, Dandamudi N, Pettis L. A suicide attempt with an oleander cocktail. *Chest*. 1999; 116:405-06.

Lohoué-Petmy J, Same-Ekobo A, Fotso P, Garrigue P. Étude épidémiologique des dermatophytes au sud du Cameroun. *Bull IFAN*. 1990; 48:1-11.

**M**agatte N. (2001). Prévalence des mycoses chez les sujets vivant avec le VIH (étude menée au CHU de Fann durant la période: 1994-2000). Thèse de doctorat. Mbagam, Sénégal. 140 P.

Mahboubi M, Kazempour N. The anti-dermatophyte activity of *Allium hirtifolium* Boiss aqueous extract. *Journal de Mycologie Médicale* 2014

Mahreen A. Epidemiology of superficial fungal infections. *Clinics in Dermatology*. 2010; 28: 197–201.

Maïga II, Dicko DS, Guindo M, Diawara-Konaré H, Rocherau A, Keita S. Épidémiologie des teignes du cuir chevelu en milieu scolaire à Bamako. *J Mycol Med*. 2001;11:143-148.

- Makni F, Cheikhrouhou F, Amri H, Sellami A, Sellami H, Néji S, Marrekchi S, Turki H, Ayadi A. Les onychomycoses chez les enfants à Sfax (Tunisie). *Journal de Mycologie Médicale*. 2008 ; 18 : 158-161.
- Malhorta Y, Garga M, Kanwar A. A school survey of tinea capitis in Benghazi, Libya. *J Trop Med Hyg*.1979; 82:59-61.
- Marill FG, Liautaud B, Hamra-Krouha MS. Fatal evolution of a dermatophytic disease due to *Trichophyton schönleini*. *Bull Soc Pathol Exot Filiales*. 1975; 68:450-456.
- Maryam M. Antioxidant activity and total phenolic content of *Nerium oleander* L. grown in North of Iran. *Iran J Pharm Res*. 2012, 11 (4): 1121-1126
- Masmoudi A, Elloumi F, Cheikhrouhou F, Sellami H, Turki H, Ayadi A. Teignes microsporiques néonatales. *J Mycol Med*. 2005; 15:112-113.
- Masoomah SG, Mohammad-Reza S, Nasrin A, Behnaz M, Ali G, Farideh Z, Golnar S, Mehdi RA. In vitro antifungal activities of *Allium cepa*, *Allium sativum* and ketoconazole against some pathogenic yeasts and dermatophytes. *Fitoterapia* 2004 ; 77 : 321-323.
- Menan EI, Zongo-Bonou O, Rouet F. Tinea capitis in schoolchildren from Ivory Coast (western Africa). A 1998-1999 cross-sectional study. *Int J Dermatol*. 2002; 41:204-207.
- Mohamed G, Lahcen Z et Allal D. Usage des plantes médicinales dans le traitement du Diabète Au Sahara marocain (Tan-Tan). *Journal of Animal & Plant Sciences*, 2013 ;17 (2) : 2388-2411.
- Mohamed M J. The antibacterial effect of some medicinal plant extracts and their synergistic effect with antibiotic and non-antibiotic drugs. *Mémoire de Master, Islamic University-Gaza*, 2013 : 134 p.
- Mohammad B, Alireza N, Bitar M and Hossein AK. *Eucalyptus globulus* (Eucalyptus) Treatment of Candidiasis in Normal and Diabetic Rats. *Iran Biomed J*. 2010; 14(3): 121-126.
- Moleyar V and Narasimham P. Antifungal activity of some essential oil components, *Food Microbiology*. 1986, 331-336.
- Monzani V, Rovellini A, Schinco G, Rampoldi E. Acute oleander poisoning after a self-prepared tisane. *J Toxicol Clin Toxicol*. 1997 ; 35 : 667-668.

Moshin M, Della C, Titos P. Tinea capitis among children at one suburban primary school in the city of Maputo, Mozambique. *Rev Soc Braz Med Trop.* 2007; 40:473-475.

Moulinier C. (2002). Parasitologie et mycologie médicales: éléments de morphologie et de biologie. Cachan, Éditions Médicales Internationales, 796P.

Moulinier C. (2003). Parasitologie et mycologie médicale : Eléments de morphologie et de biologie. Edition Lavoisier, pp729-746.

Mustapha M, Éric L, Isabelle B, Jean-Michel G, Bernard D, Gisèle L. A propos d'un cas d'intoxication volontaire au Laurier rose (*Nerium oleander L. Apocynaceae*). *Annales de Toxicologie Analytique.* 2000 ,12 (2) : 122-130.

**N**arula N. and Sareen S. Effect of natural antifungals on keratinophilic fungi isolated from soil. *Journal of Soil Science* .2011; 1(1):12-15.

Néji S, Makni F, Cheikrouhou F, Sellami H, Trabelsi H, Marrakchi S, Boudaya S, Turki H, Ayadi A. Les dermatomycoses à *Trichophyton verrucosum* à Sfax—Tunisie. *Journal de Mycologie Médicale.* 2011;21:98-201.

Ndiaye D, Ndiaye M, Badiane A, Seck MC, Faye B, Ndiaye JL, Tine R, Ndir O. Dermatophyties diagnostiquées au laboratoire de parasitologie et mycologie de l'hôpital Le Dantec de Dakar, entre 2007 et 2011. *Journal de Mycologie Médicale.* 2013 ; 23 : 219-224.

N'dir O, Gaye O, Faye P, Diallo S. Les teignes du cuir chevelu dans la vallée du fleuve Sénégal. *J Mycol Med.* 1994; 4: 213-217.

Nsourou Eko S. (2004). Les mycétomes dermatophytiques du cuir chevelu : à propos de 2 cas à Libreville (Gabon). Thèse de doctorat, Gabon. 89P.

Nickell LG. Antimicrobial activity of vascular plants. *Economic Botany* 1969; 13:281-318

Nnuomo RD, Tchouamo IR et Pinta JY. Apiphytothérapie à base du miel au Cameroun. *Ethnopharmacologia.* 2009 ; 56-63.

Nweze EI. Etiology of dermatophytoses amongst children in northeastern Nigeria. *Med Mycol.* 2001; 39:181-184.

Nweze EI, Okafor JI. Prevalence of dermatophytic fungal infections in children: a recent study in Anambra state, Nigeria. *Mycopathologia.* 2005; 160: 239-243.

Nzenze-Afene, Kendjo E, Bouyou-Akotet M, Mabika MM, Kombila M. Les teignes du cuir chevelu en milieu scolaire à Libreville, Gabon. *Journal de Mycologie Médicale*. 2009 ; 19 : 155-160.

**O**liver-Bever B. Medicinal plants in tropical West Africa. III. Anti-infection therapy with higher plants. *Journal of Ethnopharmacology*. 1983; 9:1- 83.

Oguzhan A, Burak D. Determination of in vitro antiviral activity of Nerium oleander distillate against to parainfluenza-3 virus. *Animal and Veterinary Sciences*. 2014; 2 (5): 150-153.

Orwa C, Mutua A, Kindt R, Jamnadass R, Simons A (2009). *Agroforestry Database: a tree reference and selection guide*.

Osman G, Ramazan M, Duru M E, Ertan O and Melda C. Application of extracts from the poisonous plant, *Nerium Oleander L.*, as a wood preservative. *African Journal of Biotechnology* . 2007; 6 (17) : 2000-2003

Ouafae B, Fatiha B, Souad S, Mohamed F, Allal D et Lahcen Z. Catalogue des plantes médicinales utilisées dans le traitement du diabète dans la région d'AlHaouz-Rhamna (Maroc). *Journal of Animal & Plant Sciences*. 2014; 23(1): 3539-3568.

Ouaffak L, Gati A, Lyagoubi M. Les teignes du cuir chevelu dans les écoles primaires de Khemisset (Maroc). *J Mycol Med*. 2001;11:181-184.

**P**ai ST, Platt MW. Antifungal effect of *Allium sativum* (garlic) extracts against the *Aspergillus* species involved in otomycosis. *Lett Appl Microbiol*. 1995;20:14-18.

Parimondh K, Pojana S. Germination and survival of dermatophytes spores in variations environmental conditions. *Chiang Mai Medical*. 1984; 84-98.

Parvaneh A, Seyed J H<sub>2</sub>, Mahmood M, Hossein M<sub>2</sub>, Mohammad RS<sub>2</sub>, Masood E<sub>2</sub>, Ali Rezaei-M<sub>2</sub>, Mohsen G and Parivash K<sub>2</sub>. *In-vitro* Activity of 10 Antifungal Agents against 320 Dermatophyte Strains Using Microdilution Method in Tehran. *Iran J Pharm Res*. 2013 Summer; 12(3): 537–545.

Patterson TF, Revankar SG, Kirkpatrick WR, Dib O, Fothergill AW, Redding SW, Sutton DA, Rinaldi MG. Simple method for detecting fluconazole-resistant yeasts with chromogenic agar. *J. Clin. Microbiol*. 1996; 34: 1794-1797.

Percebois G. (1973). Introduction à une étude des dermatophytes. Bulletin de l'association des diplômés de Microbiologie de la Faculté de Pharmacie de Nancy. P60.

Pereira V, Dias C, Vasconcelos MC, Rosa E, Saavedra MJ. Antibacterial activity and synergistic effects between *Eucalyptus globulus* leaf residues (essential oils and extracts) and antibiotics against several isolates of respiratory tract infections (*Pseudomonas aeruginosa*). Industrial Crops and Products. 2014; 52: 1-7.

Philippe D (2014). Les dermatophytes. In Identification des champignons d'importance médicale. Québec. pp.23-35.

Puissant A, Badillet G, Saurat J H, Noury-Duperrat G, Begin A. Un cas de maladie dermatophytique chez un tunisien de 35 ans. Bull Soc Fr Mycol Med. 1978; 2:149-151.

Pierre A. Intoxications par les plantes toxiques dans les zones tropicales et inter tropicales. (2012), these de doctorat en médecine, Inde. p.01.

Pino JA, Marbot R, Quert R, Garcia H. Study of essential oils of *Eucalyptus resinifera* Smith, *E. tereticornis* Smith and *Corymbia maculata* (Hook.) K. D. Hill & L. A. S. Johnson, grown in Cuba. Flavour Fragr J. 2002; 17:1-14.

Priyankar D. and Tapas KC. Anti-inflammatory activity of *Nerium indicum* by inhibition of prostaglandin E2 in murine splenic lymphocytes. Indian J Pharmacol. 2015; 47(4): 447-450.

Pyun M, Shin S. Antifungal effects of the volatile oils from *Allium* plants against *Trichophyton* species and synergism of the oils with ketoconazole. Phytomedicine 2006; 13:394-400.

Quezel P, SantaS. (1963). Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. CNRS (Ed.), Paris. Tome 2.

- R**adu V B, Brigitha V, Monica B. Chemical Composition and *in Vitro* Antifungal Activity Screening of the *Allium ursinum* L. (Liliaceae). *Int. J. Mol. Sci.* 2012; 13(2): 1426-1436.
- Rahul DC, Pramod S, Kaustubh G, Rajendra M and Abhay C. Assessment of Anti-Influenza Activity and Hemagglutination Inhibition of *Plumbago indica* and *Allium sativum* Extracts. *Pharmacognosy Res.* 2016 Apr-Jun; 8(2): 105-111.
- Rajendran A. Isolation, Characterization, Pharmacological and Corrosion inhibition Studies of Flavonoids obtained from *Nerium oleander* and *Tecoma stans*. *Int. J. Pharm Tech Res.* 2011; 3(2):1005-1013
- Rakotonirainy MS, Lavédrine B. Screening for antifungal activity of essential oils and related compounds to control the biocontamination in libraries and archives storage areas. *Int Biodeterior Biodegrad.* 2005; 55:141–147
- Rast DM, Baumgartner D, Mayer C, Hollenstein GO. *Phytochemistry* 2003; 64: 339.
- Raveen R, Kamakshi KT, Deepa M, Arivoli S and Samuel T. Larvicidal activity of *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) flower extracts against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *International Journal of Mosquito Research* 2014; 1 (1): 38-42.
- Reuter HD, Koch HP, Lawson LD. Therapeutic effects and applications of garlic and its preparations. *Garlic: The Science and Therapeutic Application of Allium sativum* L. In: Koch HP, Lawson LD, editors. Baltimore, MD, USA: Williams and Wilkins 1996;135–512.
- Rippon JW. The changing epidemiology and emerging patterns of dermatophyte species. *Curr Top Med Mycol.* 1985;1: 208-34.
- Rinaldi MG, Lamazor EA, Roeser H, Wegner CJ. Mycetoma or pseudomycetoma ? A distinctive mycosis caused by dermatophytes. *Mycopathologia.* 1983;8:41-48.
- Rispail P (2005). *Epidémiologie et diagnostic biologique des dermatophytoses.*
- Rohma M, Tasveer ZB, Muhammad F. Uzma Younis, Muhammad Ishtiaq Hussain And Imran Ahmed Khan. Antimicrobial activity of nerium oleander l. And Nicotiana tabacum l.: a comparative study. *Pak. J. Bot.*2015; 47(4): 1587-1592.

Romano C, Gianni C, Papini M. *Tinea capitis* in infants less than 1 year of age. *Pediatr Dermatol* 2001; 18:465-468.

Roohollah F, Mohammad JNK, Manijeh M, Mehraban F, Amir Y. In vitro antifungal activity of *Allium hirtifolium* in comparison with the miconazole. *Medical Journal of the Islamic Republic of Iran* .2010; 24(1): 17-22.

Rubi GL, Marina VK, Sergio RPS, Carlos KC, Aurelio HB and Miguel RV. Antileishmanial activity of mixture of tridase procumbens and *Allium sativum* in mice. *Parasite* 2014; 21: 15.

Sadeghi G, Abouei M, Alirezaee M, Tolouei R, Shams-Ghahfarokhi M, Mostafavi E,

Razzaghi-Abyaneh M. A 4-year survey of dermatomycoses in Tehran from 2006 to 2009. *Journal de Mycologie Médicale*. 2011; 21 : 260-265.

Sadok Gahbiche (2009). La phytothérapie.

Sai DT, Jyothi padmaja I, Nagendra sastry Y and Nagamani A. A study on anti dermatophytic potential of selected ethno medicinal plants against *Trichophyton rubrum*, a common etiologic agent in and around Visakhapatnam region (India). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 2012 ; 1874-1878.

Salari MH, Amine G, Shirazi MH, Hafezi R, Mohammadypour M. Antibacterial effects of *Eucalyptus globulus* leaf extract on pathogenic bacteria isolated from specimens of patients with respiratory tract disorders. *Clin Microbiol Infect*. 2006; 12:194–196.

San-Blas G, Marino L, San-Blos F, Aritz-Castro RJ. *Med .Vet. Mycol* .1993; 31:133.

Sandy V (2008). Contribution à l'étude fonctionnelle des dipeptidyl peptidases et de la métalloprotéase MEP3 sécrétées par *Microsporum canis*. Thèse de doctorat. 155P.

Sartorelli P, Marquioreto AD, Amaral-Baroli A, Lima ME, Moreno PR. Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oils from two species of *Eucalyptus*. *Phytother Res*.2007;21:231-233.

Savita B. Wankhede Madhushree M, Routh S, Balsingh R, Sankuny MK. Antifungal properties of selected plants of Apocynaceae family against the human fungal pathogen *Candida albicans*. *sInternational Current Pharmaceutical Journal*. 2013, 2(7): 122-125

Sayonara MS, Simone YA, Fábio SM, Gustavo F, Francisco AM and Tomoe N. Essential Oils from Different Plant Parts of *Eucalyptus cinerea* F. Muell. ex Benth. (Myrtaceae) as a



Source of 1,8-Cineole and Their Bioactivities. *Pharmaceuticals (Basel)*. 2011; 4(12): 1535–1550.

Sharma S, Sharma P, Agrawal R. *Asian J Biochem Pharmaceut Res.*2011;3(1): 2231–560.

Schelz Z, Molnar J, Hohmann J. Antimicrobial and antiplasmid activities of essential oils. *Fitoterapia*. 2006; 77:279-285.

Schmeller W, Baumgartner S, Dzikus A. Dermatophytomycoses in children in rural Kenya: The impact of primary health care. *Mycoses* 1997; 40:55-63.

Seck MC, Ndiaye D, Diongue K, Ndiaye M, Badiane AS, Sow D, Sylla K, Tine R, Ndiaye JL, Faye B, Ndir O. Profil mycologique des onychomycoses à Dakar (Sénégal). *Journal de Mycologie Médicale* 2014 ; 24 :124-128

Seebacher C, Bouchara JP, Mignon B. Updates on the epidemiology of dermatophyte infections. *Mycopathologia* 2008; 166:335-52.

Sefidkon F, Assareh MH, Abravesh Z, Barazandeh MM. Chemical Composition of the Essential Oils of Four Cultivated Eucalyptus Species in Iran as Medicinal Plants (*E. microtheca*, *E. spathulata*, *E. largiflorens* and *E. torquata*). *Iranian J. Pharm. Res.* 2007

Sen-Sung C, Chin-Gi H, Ying-Ju C, Jane-Jane Y, Wei-June C, Shang-Tzen C. Chemical compositions and larvicidal activities of leaf essential oils from two eucalyptus species. *Bioresource Technology* 2009; 100 (1):452-456.

Sentamilselvi G, Kamalam A, Ajithadas K, Janaki C, Thambiah AS. Scenario of chronic dermatophytosis: an Indian study. *Mycopathologia* 1998; 140:129-35.

Serarslan G. Pustular psoriasis-like tinea incognito due to *Trichophyton rubrum*. *Mycoses* 2007; 50:523-524.

Siddiqui I, Bokhari NA and Perveen K. Antifungal ability of *Nerium oleander* against *Fusarium oxysporum*, *Sclerotium rolfsii* and *Macrophomina phaseolina*. *The Journal of Animal & Plant Sciences*. 2016, 26,(1): 269-274.

Shama H, Mohamed R, Zakaria H, Badr S, Mohamed GI et Mustapha E. Evaluation du potentiel antifongique des huiles essentielles de *Mentha pulegium* et d'*Eucalyptus camaldulensis* dans la lutte biologique contre les champignons responsables de la détérioration des pommes en conservation. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*. 2011; 80 : 824- 836.

- Shams GM, Razafsha M, Allameh A, Razzaghi AM. Inhibitory effects of aqueous Onion and Garlic extracts on growth and keratinase activity in *Trichophyton mentagrophytes*. *Iran Biomed. J.* 2003; (3): 113-118.
- Schelz Z, Molnar J, Hohmann J. Antimicrobial and antiplasmid activities of essential oils. *Fitoterapia* 2006; 77:279-285.
- Shaurub HE and Ghada ME. Larvicidal, Biological and Genotoxic Effects, and Temperature-Toxicity Relationship of Some Leaf Extracts of *Nerium oleander* (Apocynaceae) on *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *J Arthropod Borne Dis.* 2016; 10(1): 1-11.
- Shukry GM and Kusai B. Bacteriological evaluation of *Allium sativum* oil as a new medicament for pulpotomy of primary teeth. *J Int Soc Prev Community Dent.* 2015; 5(2): 125-130.
- Silverberg NB, Weinberg JM, Deleo VA. *Tinea capitis* focus on African American women. *Journal of American Academy Dermatology.* 2002; 46:120-4.
- Singh R, Chandra R, Bose M, Luthra PM. Antibacterial activity of *Curcuma longa* rhizome extract on pathogenic bacteria. *Curr. Sci.* 2000; 83(6): 737-740.
- Sirus B, Alireza M, Mohammad RM, Khoshkholgh P, Khosro I, Muradov PZ, Ebrahim A. Antimicrobial (Screening) properties of Various Plant Extracts from *Ocimum basilicum L.* and *Nerium oleander L.* against Fungal Common Rots of Potato *In vitro Bioassay.* *J. Basic. Appl. Sci. Res.* 2012; 2(7):6810-6815.
- Soler CP, Le Guyadec T, Le Guyadec J, Hervé V. Teignes en milieu scolaire : à propos de 3 enquêtes. *Nouv Dermatol.* 2000; 19:671-674.
- Solmaz H, Gholamreza A, Hosseinali Y, Afsaneh K, Mahmood R and Hossein YD. Effects of different extracts of *Eucalyptus camaldulensis* on *Trichomonas vaginalis* parasite in culture medium. *Adv Biomed Res.* 2013; 2: 47
- Soussi AM, Boutayeb H et Guessous IN. Flore fongique du sable de deux plages à Casablanca (Maroc). Analyse et corollaires épidémiologiques. *Journal de Mycologie Médicale.* 2007 ; 17 : 58-62.
- Souza C, Koumaglo K et Gbeassor M. Evaluation des propriétés antimicrobiennes Des extraits aqueux totaux de quelques Plantes médicinales. *Pharm. Méd. tra. Afro.* 1995; 103-112
- Spicer W-John. (2003). *Pratique clinique en bactériologie, mycologie et parasitologie.* Ed Médecine-Science Flammarion, pp 68-69, pp172-173.

Sqalli H, Elouarti A, Ennabili A, Ibnsouda S, Farah A, Haggoud A, Houari A, Iraqui M. Evaluation de l'effet antimycobactérien de plantes du Centre-Nord du Maroc. Bull. Soc. Pharm. Bordeaux. 2007; 146 : 271-288.

SSN-OFSP-EPF (2004). Table de composition nutritionnelle suisse Berne.

Syed SA, Samina A, Shahid M And Tanzeela R. Insecticidal and bactericidal effects of ethanolic leaf extract of common oleander, *Nerium oleander*. Punjab Univ. J. Zool. 2008; 23 (1-2) : 081-090.

Srinivasan B, Suyambu R, Thiagarajan T, Solomon J. Epidemiology of dermatophytosis in and around Tiruchirapalli, Tamilnadu, India. Asian Pacific Journal of Tropical Disease 2012; 286-289

Svejgaard EL, Nilsson J. Onychomycosis in Denmark: prevalence of fungal nail infection in general practice. Mycoses 2004; 47:131-135.

**T**akahashi T, Kokubo R, Sakaino M. Antimicrobial activities of Eucalyptus leaf extracts and flavonoids from Eucalyptus maculata. Lett Appl Microbiol. 2004; 39:60-64.

Tasleem A, Nadeem S, and Muddasir HA. Clinical and pathological features of *Nerium oleander* extract toxicosis in wistar rats. BMC Res Notes. 2014; 7: 947.

Tawfik M, Muhsin K, Hammadi J and Fadhel JF. *In vitro* antifungal bioactivities of some plant extracts against dermatophytic and opportunistic fungi. Journal of Basrah Researches (Sciences). 2009 ; 35 (6): 104-110.

Testa J, Kaïmba C, Georges A, Delmont J. Épidémiologie des teignes scolaires à Bangui (République Centrafricaine). Bull Soc Pathol Exot.1992; 85:395-396.

Topiar M, Sajfrtova M, Pavela R, Machalova Z. Comparison of fractionation techniques of CO<sub>2</sub> extracts from Eucalyptus globulus – Composition and insecticidal activity. The Journal of Supercritical Fluids 2015; 97: 202-210

Tourte-Schaefer C, Dupouy-Camet J, Vicens I. Aspects épidémiologiques des teignes du cuir chevelu au Togo. Bull Soc Pathol Exot. 1991 ; 84 : 673-674

Tsai Y, Cole LL, Davis LE, Lockwood SJ, Simmons V, Wild GC. Antiviral properties of garlic: *In vitro* effects on influenza B, herpes simplex and coxsackie viruses. Planta Med. 1985; 51:460-461

Tsopmbeng N G, Megatche CJP, Lienou JA, Yaouba A, Djeugap FJ and Fontem DA. Évaluation des activités antifongiques des extraits de plantes contre *Phytophthora colocasiae*,

agent causal du mildiou du taro (*Colocasia esculenta* (L.) Schott). *Journal of Applied Biosciences*. 2014; 81:7221- 7232.

Tyagi AK, Malik A. Antimicrobial potential and chemical composition of *Eucalyptus globulus* oil in liquid and vapour phase against food spoilage microorganisms. *Food Chem*. 2011; 126: 228-235.

Vanbreuseghem R. L'opportuniste chez les dermatophytes. *Dermatologia*. 1979;159:4-17.

Viswanathan V, Phadatare AG and Alka Mukne. Antimycobacterial and Antibacterial Activity of *Allium sativum* Bulbs. *Indian J Pharm Sci*. 2014; 76(3): 256–261.

Wabwoba BW, Anjili CO, Ngeiywa MM, Ngure P.K, Kigundu EM, Ingonga J, Makwali J.

Experimental chemotherapy with *Allium sativum* (Liliaceae) methanol extract in rodents infected with *Leishmania major* and *Leishmania donovani*. *Journal of Vector Borne Diseases*. 2010; 47: 160-167.

Waterhouse PJ, Nunn JH, Whitworth JM. An investigation of the relative efficacy of Buckley's formocresol and calcium hydroxide in primary molar vital pulp therapy. *Br Dent J*. 2000;188: 32-36.

Weitzman I, Summerbell RC. The Dermatophytes. *Clin Microbiol Rev*. 1995;8:240–259.

Weill F, Bernier X, Maleville JV. Epidémie de teignes du cuir chevelu à *Microsporum Audouini* var, *Langeronii* dans un groupe scolaire Bordelais. *J Mycol Med*. 1999; 9:52-56.

Weitzmann I, Chin N-X, Kunjukunju N, Della-Latta P. A survey of dermatophytes isolated from human patients in the United States from 1993 to 1995. *J Am Acad Dermatol*. 1998; 39:255-261.

Wisselink GJ, van Zanten E, Kooistra-Smid AMD. Trapped in keratin; a comparison of dermatophyte detection in nail, skin and hair samples directly from clinical samples using culture and real-time PCR. *Journal of Microbiological Methods*. 2011 ; 85 : 62–66.

Xiumin Y, Takashi S, Masako T, Masataro H, Ruoyu L, Hajime S, Hideoki O, Shigaku I.

Differentiation of *Trichophyton rubrum* clinical isolates from Japanese and Chinese patients

by randomly amplified polymorphic DNA and DNA sequence analysis of the non-transcribed spacer region of the rRNA gene. *Journal of Dermatological Science*. 2009; 54:38–42.

**Y**adav CH, Bharadwaj NSP, Yedukondalu M, Methushala CH, Kumar AR. Phytochemical evaluation of *Nyctanthesarbortristis*, *Nerium oleander* and *Catharathnusroseus*. *Ind. J. Res. Pharm. Biotechnol.* 2013; 1(3): 333-338.

Yasuo Y and Keizō A. Evaluation of the In Vitro Antifungal Activity of Allicin. *Antimicrob Agents Chemother.* 1977; 11(4): 743-749.

Yin MC, Hsu PC, Chang H. In vitro antioxidant and antibacterial activities of shallot and scallion. *J. Food. Sci.* 2003; 68: 281.

Yong P, Patrea R, Lin T, Carrie C , Ho-Jeong L, Murali KR, Crandell A, Mihai G, Vikas K, Sun-Jin K, Robert A. Newman, and Peiyang Yang. PBI-05204, a supercritical CO<sub>2</sub> extract of *Nerium oleander*, inhibits growth of human pancreatic cancer via targeting the PI3K/mTOR pathway. *Invest New Drugs.* 2015; 33(2): 271–279.

Yoshida S, Kasuga S, Hayashi N, Ushiroguchi T, Matsuura H, Nakagawa S. Antifungal Activity of Ajoene Derived from Garlic. *Appl Environ Microbiol.* 1987; 53:615-617.

**Z**apata GAJ, Romo AC, Padilla FB. Terbinafine hepatotoxicity. A case report and review of literature[J]. *Ann Hepatol.* 2003; 2(1): 47-51.



*VI. ANNEXES*

## ANNEXE 1

## 1. Fiche de renseignement

## Le questionnaire pour chaque patient

**Nom :** .....

**Prénom :** .....

**Age :** .....

**Sexe :** féminin /masculin

**Commune :** sauf les patients de la région d'Annaba

**Situation familiale :** .....

**Antécédent :** si le patient a déjà eu des maladies, citer les quelles.

**Profession :** .....

**Aspect clinique :** Onyxis, D.P.G, Teignes de cuir chevelu

**Mode de contamination :**

- est ce qu'il y a d'autres membres de la famille qui sont atteints de cette maladie ?  
(Contamination anthropophile).
- Est-ce qu'il y a des chats et des chiens à la maison ? (Contamination zoophile).
- Est-ce que le patient a un jardin ? (contamination géophile).

**Traitement :** nos prélèvements sont effectués en dehors du traitement.

## 2. Milieux d'isolement, d'identification et de conservation

### ➤ Sabouraud chloramphenicol

Glucose .....	40g
Peptone .....	10g
Agar .....	17g
Chloramphénicol .....	0, 5g
Eau distillée.....	1000ml

### ➤ Sabouraud gentamicine

Glucose .....	40g ou 20 g
Peptone .....	10g
Agar .....	17g
Gentamicine .....	1ml
Eau distillée.....	1000ml

### ➤ Sabouraud + gentamicine+ fluconazole

Glucose .....	40g ou 20g
Peptone .....	10g
Agar .....	17g
Fluconazole .....	0,05g
Gentamicine .....	1ml
Eau distillée.....	1000ml

### ➤ Sabouraud simple

Glucose .....	40g ou 20g
Peptone .....	10g
Agar .....	17g
Eau distillée.....	1000ml



➤ **Eau Gélosée à 2%**

Agar .....20g  
Eau distillée..... 1000ml

➤ **Gélose de Malt**

Extrait de malt .....15g  
Agar..... 15g  
Eau distillée .....1000ml

➤ **Milieu Brain-Heart infusion agar (gélose cœur-cerveau)**

Bacto TM Brain-Heart infusion .....37g  
Chloramphenicol..... 0,5g  
Agar .....20g  
Eau distillée .....1000ml

➤ **Milieu de Baxter**

Extrait de viande .....2,5g  
Glucose .....5g  
Agar .....20g  
Eau distillée .....1000ml

➤ **Milieu P.D.A (potato-dextrose-agar)**

Pomme de terre .....200g  
Saccharose .....20g  
Agar .....20g  
Eau distillée stérile .....1000ml

(Nous avons également utilisé le milieu P.D.A commercialisé)

**➤ Milieu pomme de terre carotte**

Carotte .....	20g
Pomme de terre .....	20g
Agar .....	20g
Eau distillée .....	1000ml

**➤ Solution de KOH à 30%**

KOH .....	10g
Glycérol .....	10ml
Eau distillée .....	80ml

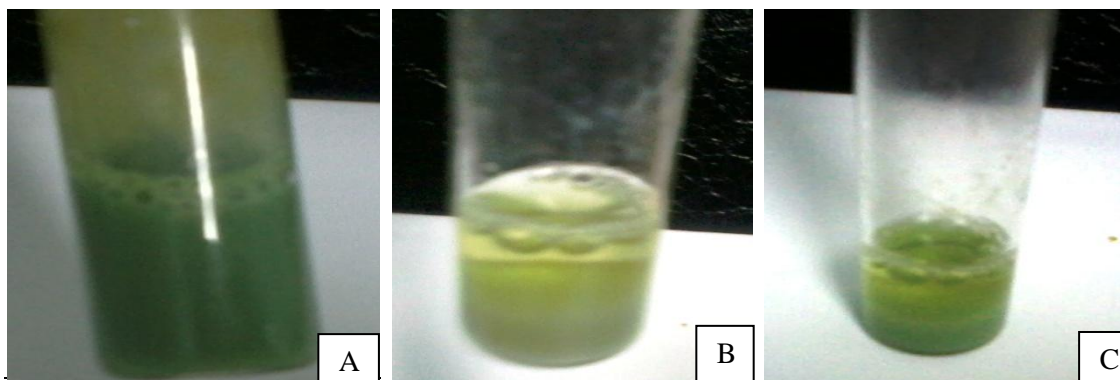
**➤ Milieu de conservation à 20% glycérol**

Glycérol .....	20ml
Eau distillée .....	100ml

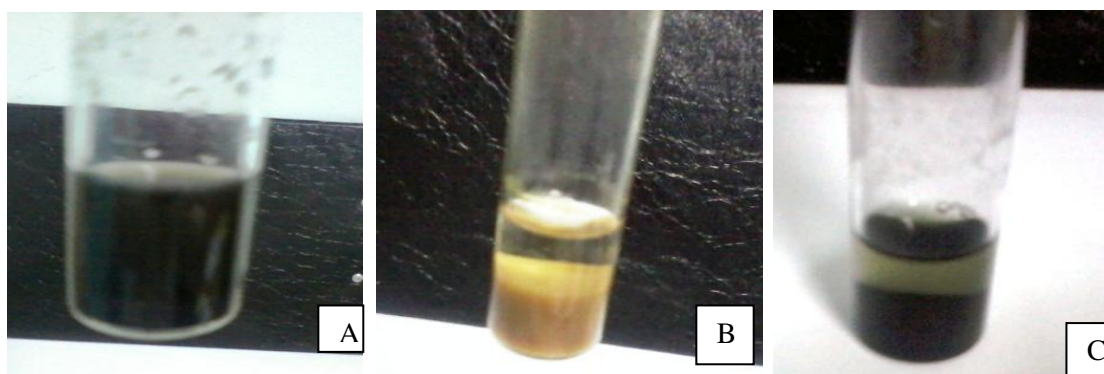
**➤ Milieu de conservation Sabouraud + kératine**

Glucose .....	40g
Peptone .....	10g
Agar .....	17g
Poudre contient la kératine .....	10g

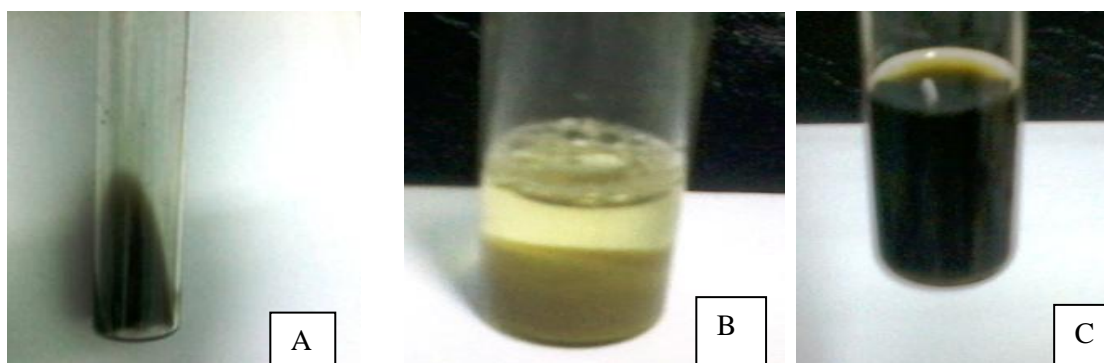
### 3. Composition chimique des extraits



**Figure 103:** Composition chimique de l'extrait *d'Allium sativum* (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).

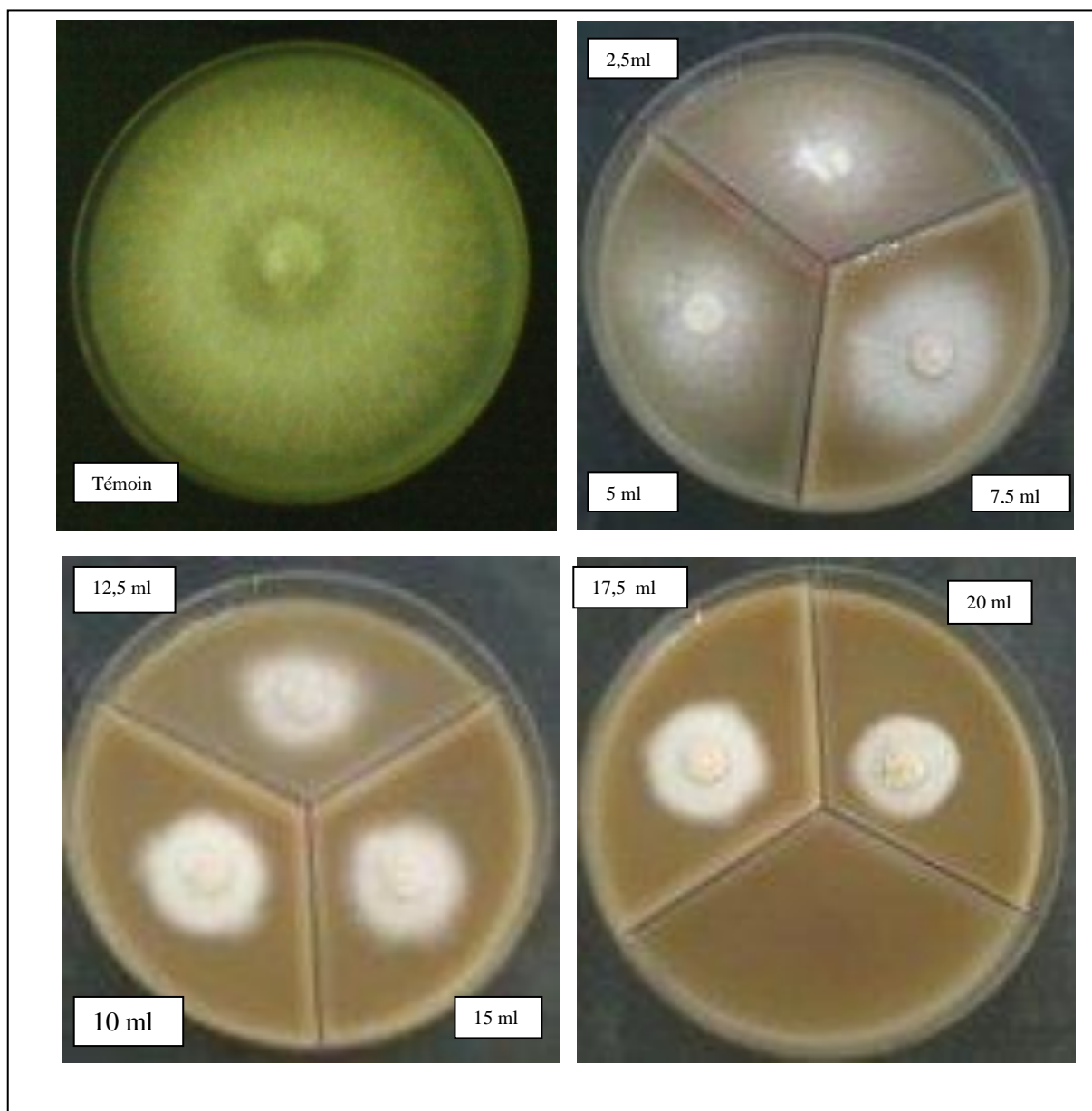


**Figure 104:** Composition chimique de l'extrait *d'Eucalyptus Spp* (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).

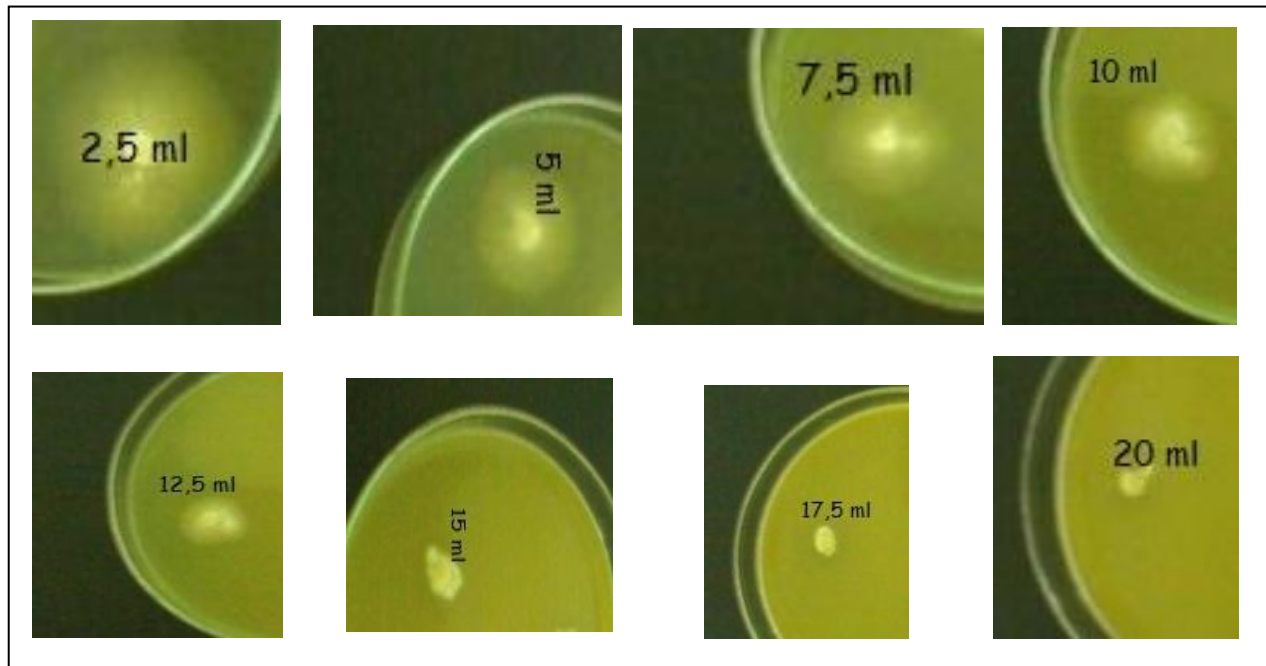


**Figure 105:** Composition chimique de l'extrait de *Nerium oleander* (A : les flavonoïdes, B : les alcaloïdes, C : les tannins).

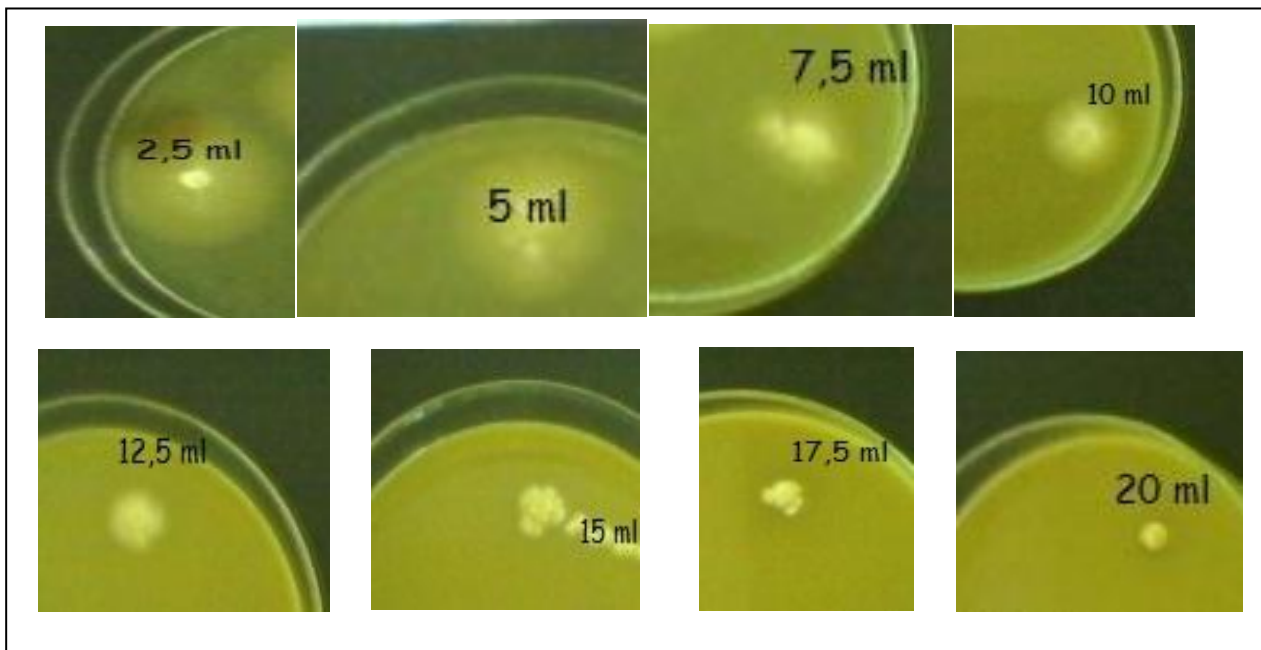
#### 4. Activité antifongique



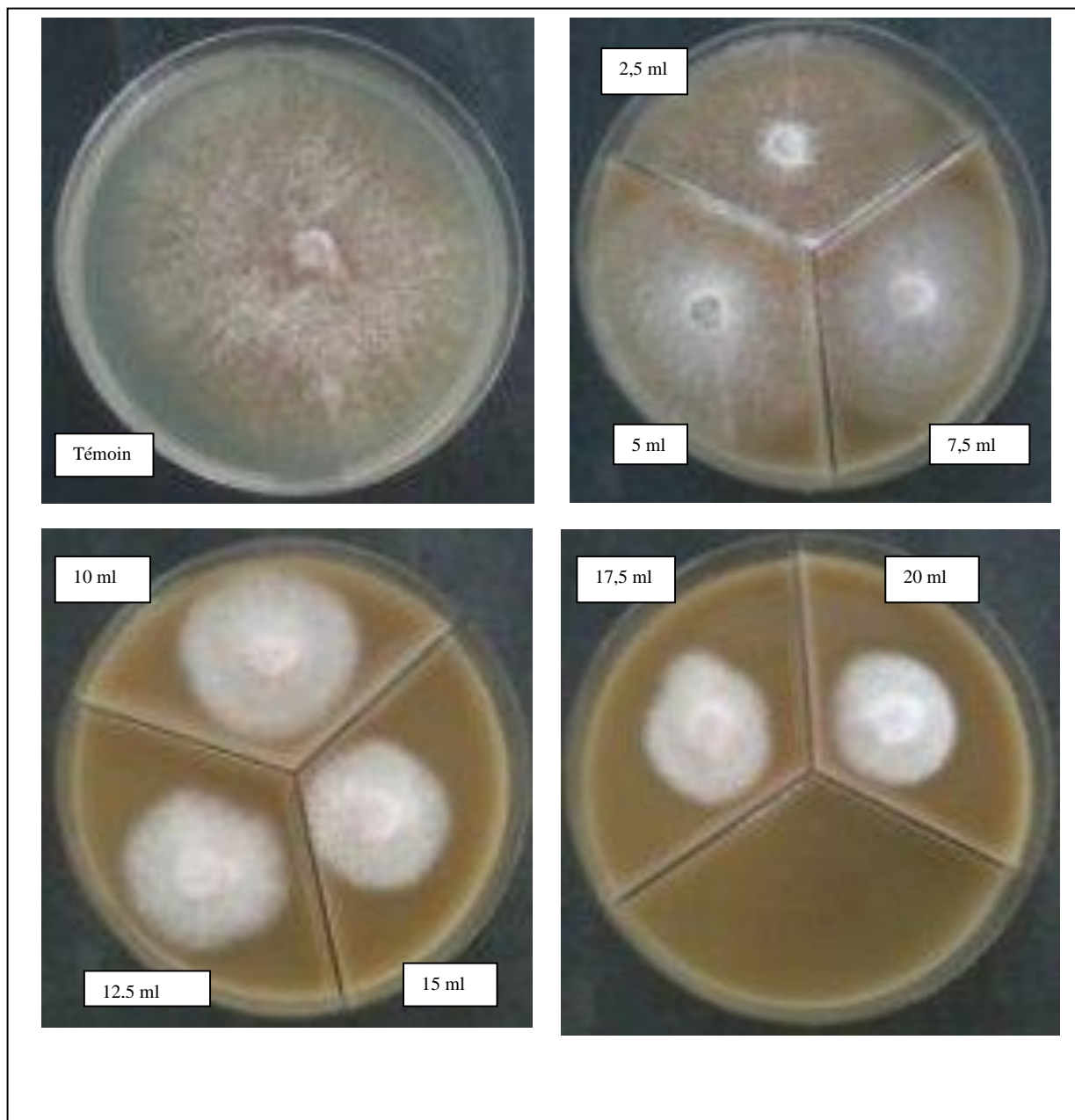
**Figure 106 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de *T. rubrum*.



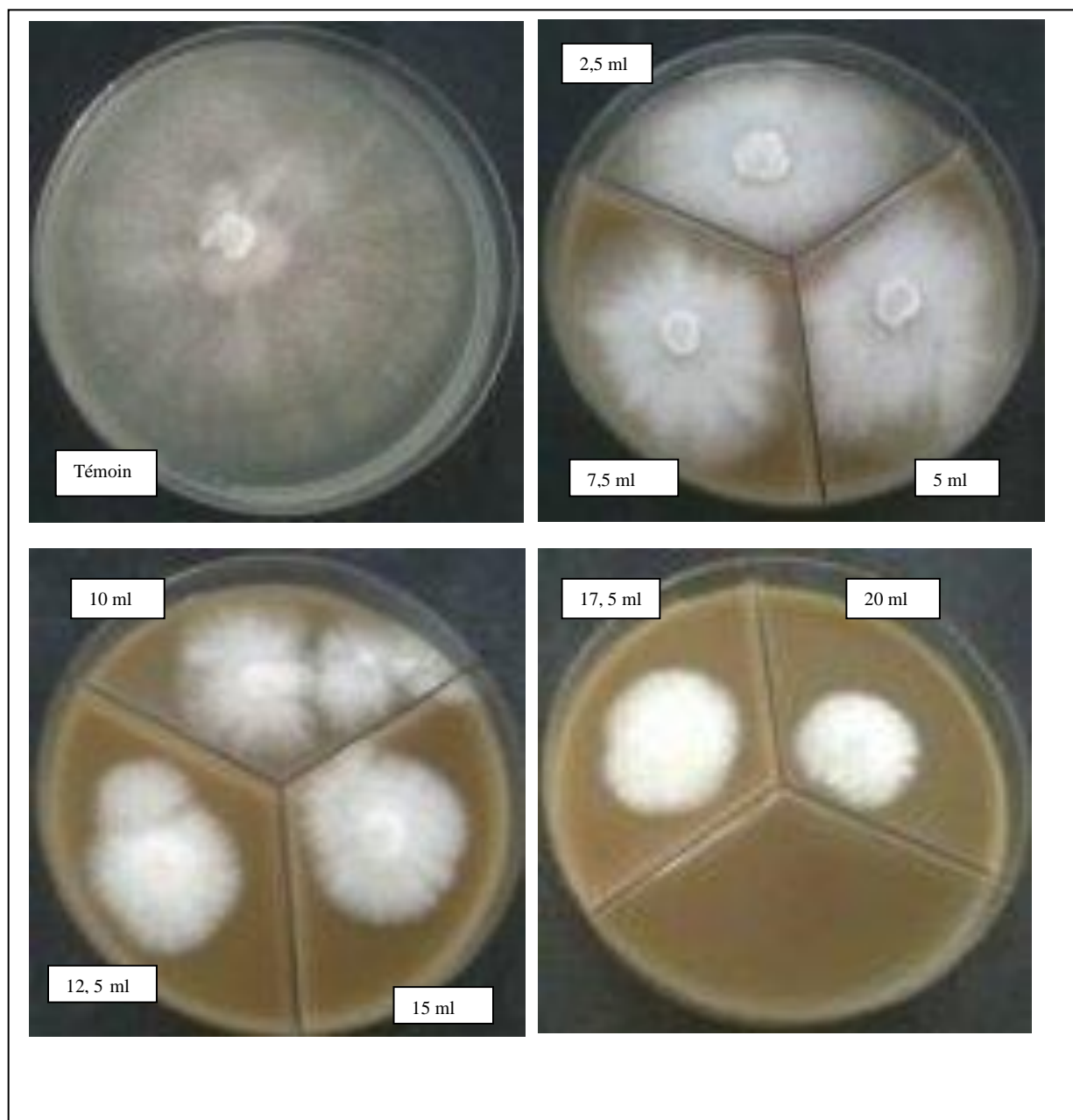
**Figure 107 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de *T.mentagrophytes*.



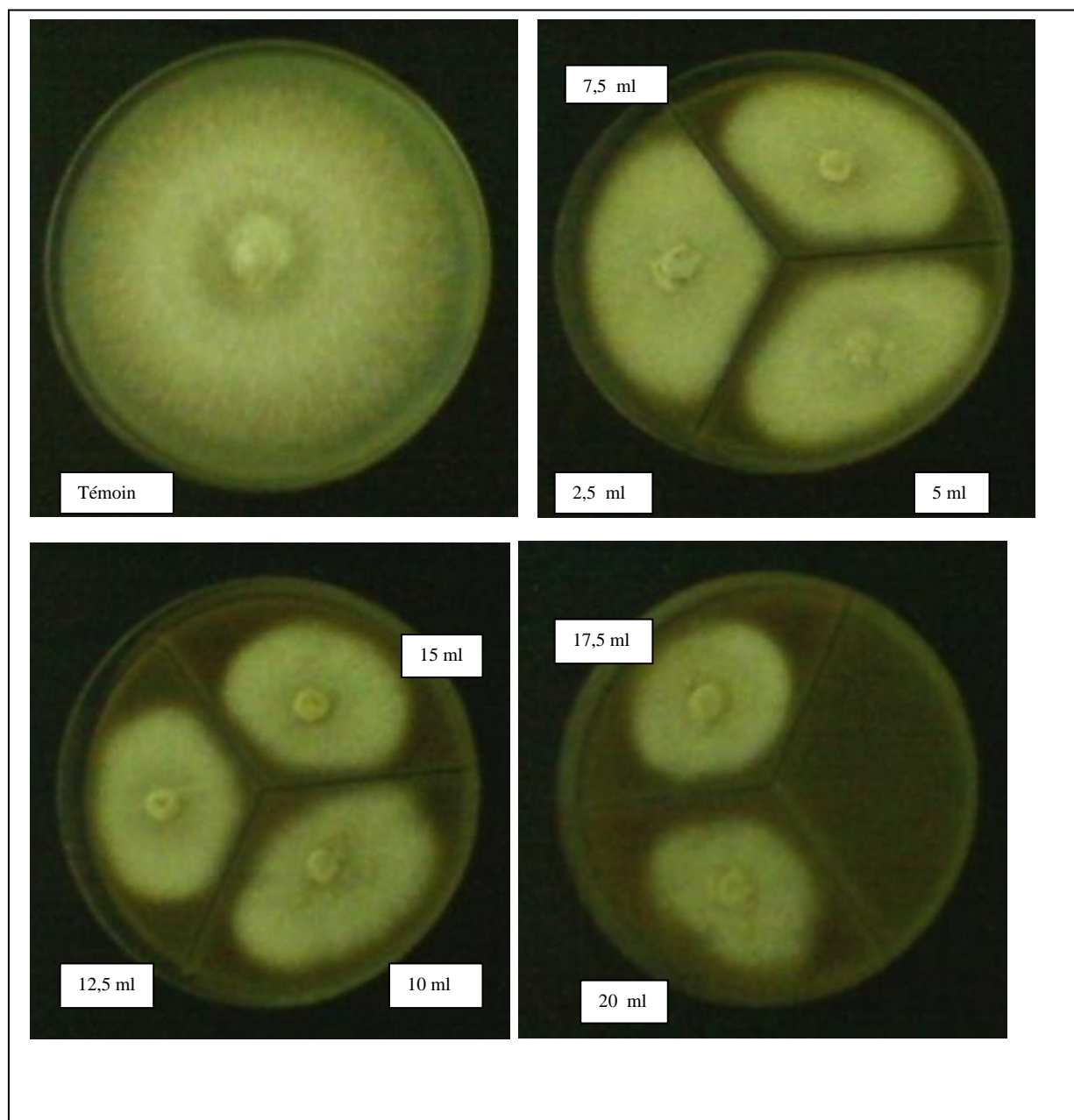
**Figure 108 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de *T.verrucosum*.



**Figure 109 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de *M. audouinii*.

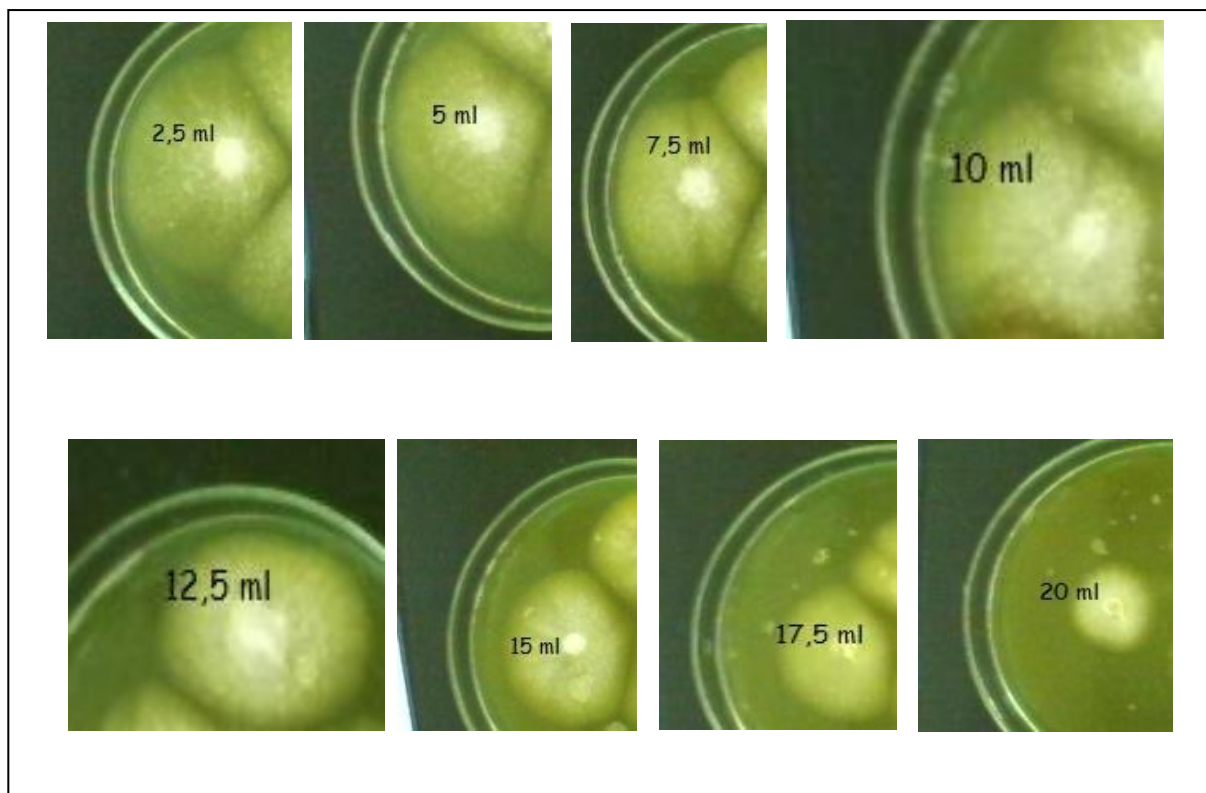


**Figure 110** : Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'Eucalyptus sur la croissance de *M.ferrugineum*.

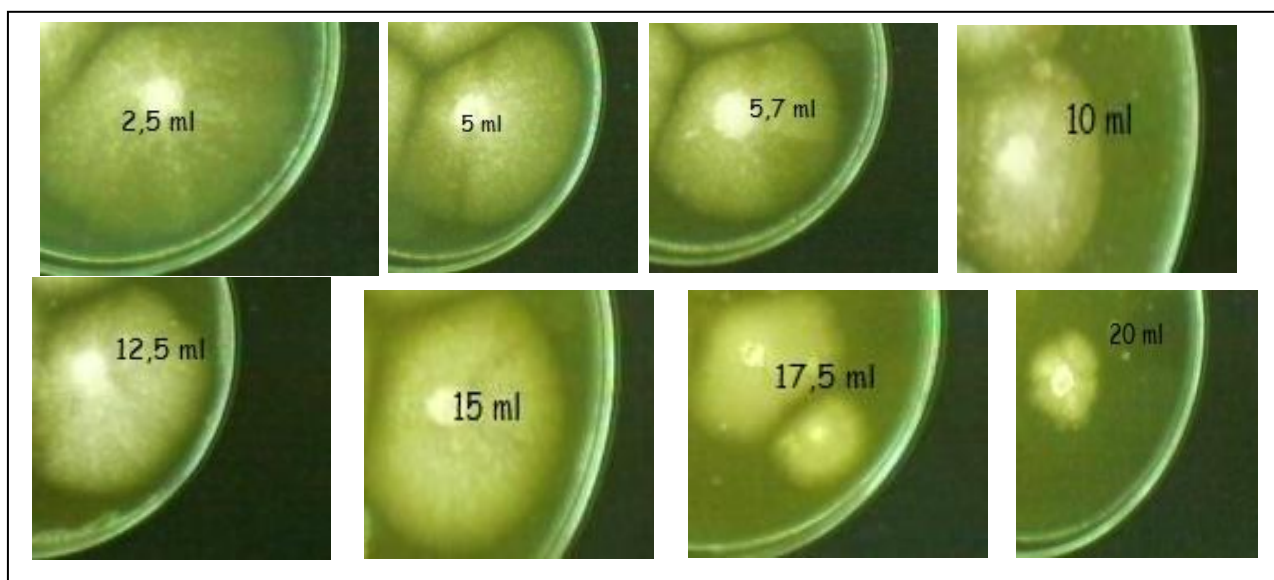


**Figure 111 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de *T.rubrum*.

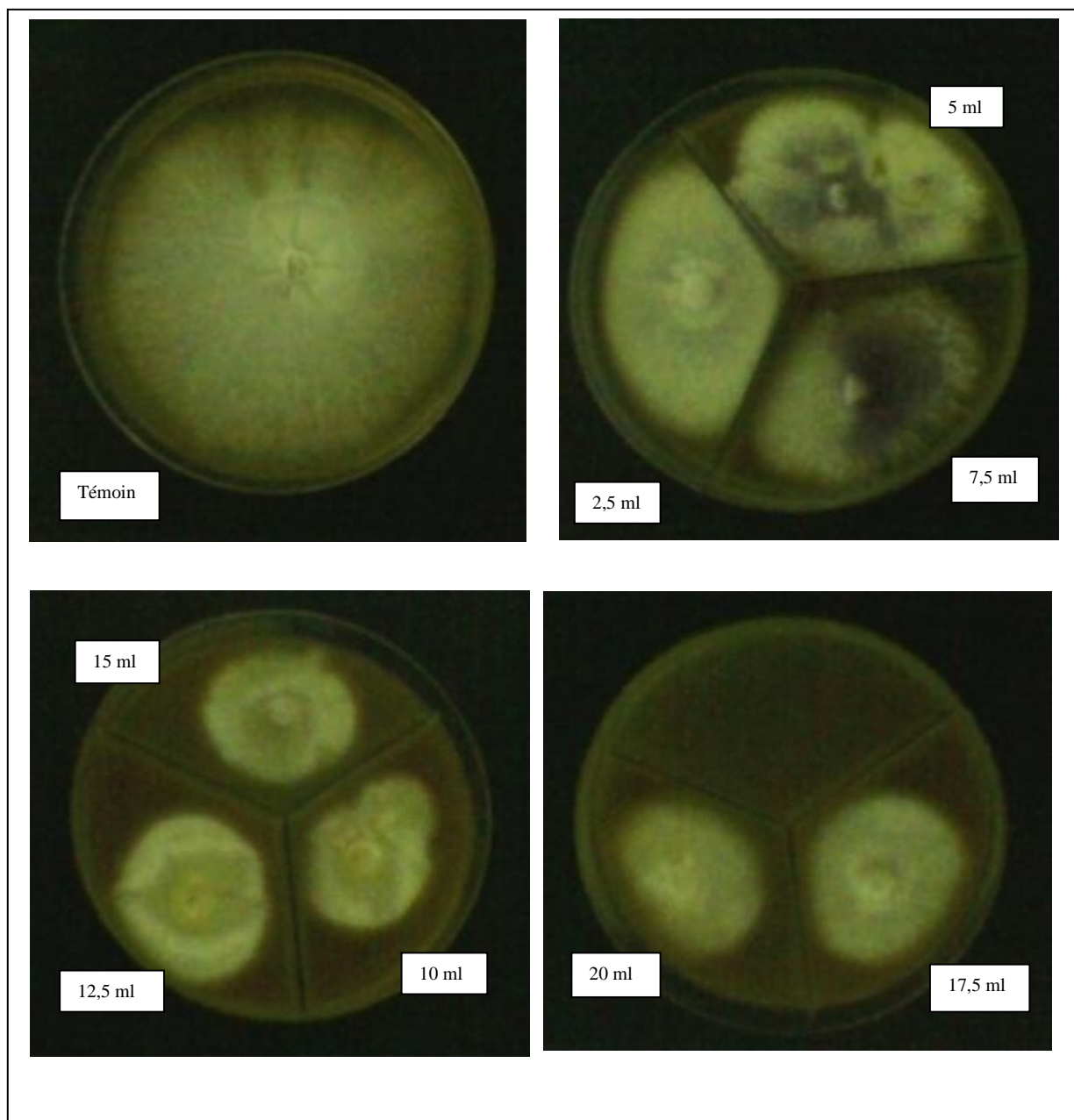




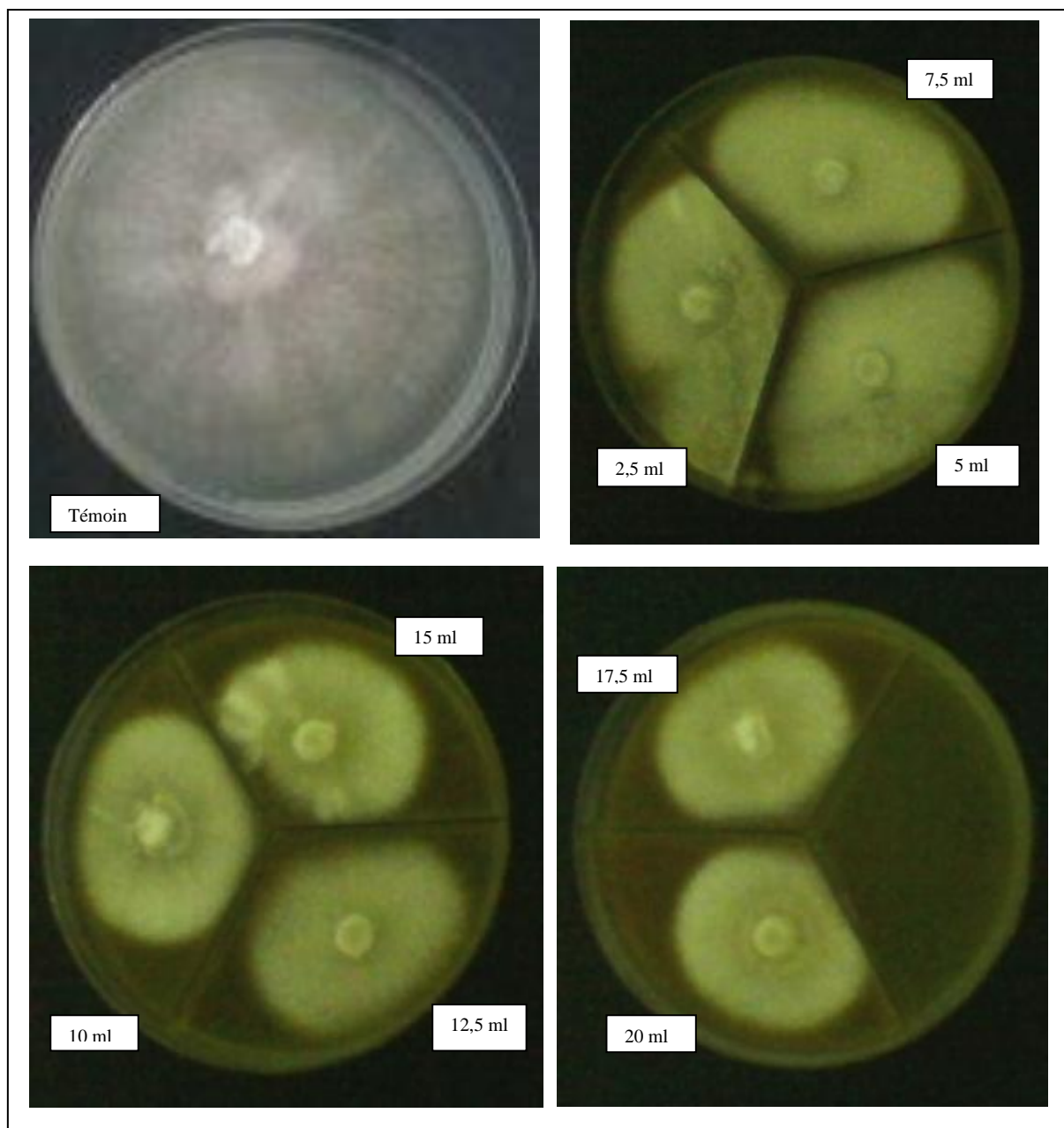
**Figure 112 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de *T.mentagrophytes*.



**Figure 113 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de *T.verrucosum*.



**Figure 114** : Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de *M. audouinii*.



**Figure 115 :** Photos de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de laurier rose sur la croissance de *M.ferrugineum*.

**Tableau 20:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).

[E]	00	2,5	5	7,5	10
<i>T. rubrum</i>	7±0,5	2,8 ±1,02	0,73± 0,57	00±00	00±00
<i>T. mentagrophytes</i>	7±0,5	3±0,81	0,93±0,73	0,13±0,12	00±00
<i>T. verrucosum</i>	7±00	2,8±0,78	2,53±0,85	2±0,4	1±0,4
<i>M. audouinii</i>	8±00	2,9±0,94	2,5±0,81	2,4±0,29	2,3±0,5
<i>M. ferrugineum</i>	7,25±0,25	4,51±0,41	3,56±0,46	2,85±1,18	1,45±0,38

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A,

**Tableau 21 :** Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).

[E]	00	2,5	5	7,5	10
<i>T. rubrum</i>	00	60,71±12,44 *	89,67±8,28 **	100±00 ***	100±00 ***
<i>T. mentagrophytes</i>	00	57,67±9,22 *	87,23±9,85 **	98,19±1,65 ***	100±00 ***
<i>T. verrucosum</i>	00	59,99±11,17 *	63,80±12,25 *	71,42±5,83 **	85,71±5,82 **
<i>M. audouinii</i>	00	63,75±11,77 *	68,75±10,20 *	70±3,67 **	71,25±6,37 **
<i>M. ferrugineum</i>	00	37,50±7,4 *	50,71±6,79 *	60,35±16,84 *	79,85±5,96**

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A,\* : significatif, \*\* : hautement significatif, \*\*\* : très hautement significatif.

**Tableau 22 :** valeurs de *p* pour l'effet de l'extrait aqueux brut d'*Allium sativum L.*

[E]	2,5	5	7,5	10
<i>T. rubrum</i>	0,01060002	0,00424511		
<i>T. mentagrophytes</i>	0,01526807	0,00506332	0,00157512	
<i>T. verrucosum</i>	0,01689925	0,01793941	0,01803352	0,00230681
<i>M. audouinii</i>	0,01662096	0,01084043	0,01890178	0,01040275
<i>M. ferrugineum</i>	0,02339421	0,01113372	0,04306362	0,00482025

**Tableau 23:** Effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).

Souche	Témoin	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	8	6,2±0,3	5,5±0,3	4,7±0,3	3,5±0,2	2,7±0,3	2,4±0,1	2,1±0,1	1,8±0,1
<i>T. mentagrophytes</i>	8	6,5±0,4	5,25±0,55	3,75±0,25	3±0,2	2±0,1	1,9±0,1	1,1±0,1	0,8±0,2
<i>T. verrucosum</i>	8	6,3±0,1	5±0,3	3,6±0,4	3,25±0,5 5	2,2±0,2	1,75±0,15	1,3±0,2	0,75±0,05
<i>M. audouinii</i>	7,5	6,3±0,2	5,8±0,3	5,2±0,2	3,9±0,4	3,5±0,2	3±0,3	2,75±0,4 5	2,4±0,2
<i>M. ferrugineum</i>	8	6±0,6	5,7±0,3	5,1±0,3	3,7±0,2	3,2±0,2	2,8±0,4	2,8±0,2	2,5±0,28

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A.

**Tableau 24:** Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus spp.* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).

Souche	Témoin	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	00	22,5±3,75 NS	31,25±3,75 *	41,25±3,75 *	56,25±2, 5 *	66,25±3, 75 *	70±1,2 5 **	73,75±1, 25 **	77,5±1,2 5 **
<i>T. mentagrophytes</i>	00	18,75±5 NS	34,36±6,87 *	53,12±3,12 *	62,5±2,5 *	75±3,75 **	76,25± 1,25 **	86,25±1, 25 **	90±2,5 **
<i>T. verrucosum</i>	00	21,25±1,25 NS	37,5±3,75 *	55±5 *	59,37±6, 87 *	73,75±1, 25 **	78,12± 1,87 **	83,75±2, 5 **	90,62±0, 62 **
<i>M. audouinii</i>	00	16±2,66 NS	22,66±4 NS	30,66±2,66 *	48±5,33 *	53,33±2, 67 *	60±4 * *	63,33±6 *	68±2,66 *
<i>M. ferrugineum</i>	00	25±7,5 NS	28,75±3,75 *	36,25±3,75 *	53,75±2, 5 *	60±2,5 * *	65±5 * *	65±2,5 * *	68,75±3, 53*

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A, NS : non significatif, \* : significatif, \*\* : hautement significatif.

**Tableau 25:** valeurs de P pour l'effet de l'extrait aqueux brut d'*Eucalyptus*.

Souche	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	0,05256846	0,03801541	0,02885794	0,0141378	0,01799833	0,0056835	0,00539457	0,00513359
<i>T. mentagrophytes</i>	0,08295232	0,02885794	0,01870256	0,01272561	0,00530467	0,00521773	0,00461286	0,00883967
<i>T. verrucosum</i>	0,07355844	0,03172552	0,03669353	0,01078604	0,00539457	0,00763797	0,00949897	0,00219521
<i>M. audouinii</i>	0,05255232	0,05561591	0,02269787	0,03523785	0,01592309	0,0211893	0,03006751	0,01136338
<i>M. ferrugineum</i>	0,09277358	0,0412856	0,0328119	0,01479445	0,01325524	0,02443725	0,01223666	0,01156981

**Tableau 26:** Effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des diamètres (D) de croissance fongique +/- écart type).

[E]	00	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	8±0	6,7±0,3	6±0,2	5,5±0,3	5±0,4	4,8±0,3	4,5±0,2	4±0,2	3,8±0,2
<i>T. mentagrophytes</i>	8±0	7,5±0,5	7,5±0,3	7,5±0,2	6±0,5	6±0,7	6±0,4	5,25±0,25	3,5±0,2
<i>T. verrucosum</i>	8±0	8±0,2	8±0,1	7,25±0,25	6,75±0,25	6,5±0,2	5,25±0,25	5±0,2	3±0,2
<i>M. audouinii</i>	8±0	6±0,4	5,8±0,2	5,2±0,3	4±0,2	3,8±0,3	3,5±0,3	3,5±0,4	3,3±0,3
<i>M. ferrugineum</i>	8±0	6,5±0,5	6±0,4	6±0,3	5,5±0,2	4,8±0,2	4,25±0,25	4±0,3	3,75±0,15

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A.

**Tableau 27:** Taux d'inhibition (I) de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander* sur la croissance des souches testées (exprimé en moyenne des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique +/- écart type).

[E]	00	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	00	16,25±3,75 NS	25±2, *	31,25±3,75 *	37,5±5 *	40±3,75 *	43,75±2,5 *	50±2,5 *	52,5±2,5 *
<i>T. mentagrophytes</i>	00	6,25±6,25 NS	6,25±3,75 NS	6,25±2,5 NS	25±6,25 NS	25±8,75 NS	25±5 NS	34,375±3,12 *	56,25±2,5 *
<i>T. verrucosum</i>	00	0±2,5 NS	0±1,25 NS	9,37±3,12 NS	15,62±3,12 NS	18,75±2,5 NS	34,37±3,12 *	37,5±2,5 *	62,5±2,5 *
<i>M. audouinii</i>	00	25±5 NS	27,5±2,5 *	35±3,75 *	50±2,5 *	52,5±3,76 *	56,25±3,75 *	56,25±1,25 *	58,75±3,75 *
<i>M. ferrugineum</i>	00	18,75±6,25 NS	25±5 *	25±3,75 *	31,25±2,5 *	40±2,5 *	46,87±3,12 *	50±3,75 *	53,12±1,87 *

[E]: concentration de l'extrait en ml/100ml de S.D.A, NS : non significatif, \* : significatif, \*\* : hautement significatif.

**Tableau 28:** valeurs de P pour l'effet de l'extrait aqueux brut de *Nerium oleander*.

[E]	2,5	5	7,5	10	12,5	15	17,5	20
<i>T. rubrum</i>	0,05256846	0,03801541	0,02885794	0,0141378	0,01799833	0,0056835	0,00539457	0,00513359
<i>T. mentagrophytes</i>	0,08295232	0,02885794	0,01870256	0,01272561	0,00530467	0,00521773	0,00461286	0,00883967
<i>T. verrucosum</i>	0,07355844	0,03172552	0,03669353	0,01078604	0,00539457	0,00763797	0,00949897	0,00219521
<i>M. audouinii</i>	0,05255232	0,05561591	0,02269787	0,03523785	0,01592309	0,0211893	0,03006751	0,01136338
<i>M. ferrugineum</i>	0,09277358	0,0412856	0,0328119	0,01479445	0,01325524	0,02443725	0,01223666	0,01156981

---

## ANNEXE 2

### GLOSSAIRE

**Acladium** : Disposition des spores insérées directement sur les côtés d'un filament végétatif, de part et d'autre du filament.

**Aleurie** : Spore asexuée externe formée latéralement ou à l'extrémité d'un filament, à partir d'éléments préexistants du thalle. Elles présentent habituellement une base tronquée, correspondant à la cicatrice de libération.

**Alopécie** : Du grec alôpêx : renard (qui perd ses poils au printemps), chute partielle ou totale des cheveux ou des poils.

**Anamorphe** : Se dit d'un état de fructification asexué (ou imparfait) rencontré chez un champignon.

**Anthrophile** : Se dit d'un champignon qui se développe préférentiellement ou exclusivement chez l'homme.

**Arthrospore** : Spore asexuée issue de la fragmentation progressive et rétrograde d'un filament au niveau des septa. Aussi appelée arthroconidie.

**Cérébriforme** : Qualifie une colonie caractérisée par un aspect surélevé et plissé, évoquant des circonvolutions cérébrales.

**Champignon** : (en Anglais Fungi) vient d'un vieux mot français, champignuel, du latin campagniolus, qui vit dans les champs. Au sens littéraire (Larousse, petit Robert), il désigne un végétal formé d'un pied surmonté d'un chapeau correspondant à de nombreuses espèces comestibles ou vénéneuses. Sur un plan scientifique, il définit tout organisme appartenant au règne des mycètes.

**Chandelier** : Aspect de certains filaments mycéliens qui présentent à leur extrémité de nombreuses ramifications dichotomiques évoquant un chandelier.

**Chlamydospore** : Forme de résistance produite par les champignons lorsque les conditions deviennent défavorables et caractérisée par une paroi très épaisse. Elle se forme à partir d'un

article du filament mycélien (ou parfois d'un article d'une spore pluricellulaire, chez les *Fusarium*). Il ne s'agit pas réellement d'une spore car il n'y a pas de mécanisme de libération.

**Clou** : Formation du mycélium observée chez *T. schoenleinii* : dilatation terminale d'un filament, aplatie à son sommet, évoquant un clou.

**Conidie** : Spore asexuée externe, chez les champignons produisant plusieurs types de conidies, on peut y ajouter selon leur taille les préfixes micro- (spores souvent unicellulaires) ou macro-(spores souvent pluricellulaires).

**Conidiogénèse** : Ensemble des mécanismes intervenant dans la production des conidies.

**Dermatophyte** : champignon kératinophile à l'origine de lésions superficielles de la peau et les phanères.

**Dermatophytie** : Mycose produite par un dermatophytes.

**Dermatophytide** : Eruption cutanée d'origine allergique, liée à la présence d'un dermatophyte à distance. Aussi appelée trichophytide.

**Echinulé** : Se dit d'une paroi fongique (spore ou filament) qui est recouverte d'aspérités plus ou moins marquées. Synonyme : verruqueux.

**Endothrix** : Type de parasitisme pileaire se traduisant par la présence de spores et/ou de filaments mycéliens intra-pilaires) autour du cheveu ou du poil.

**Endo-ectothrix** : Type de parasitisme pileaire se traduisant par la présence de filaments mycéliens intra-pilaires et de spores (nées de la fragmentation de filaments mycéliens intra-pilaires) autour du cheveu ou du poil.

**Eczéma marginé de Hebra** : Terme de moins en moins usité pour désigner une dermatophytie inguino-crurale.

**Epidermophytie** : mycose superficielle de la peau (épiderme) provoquée habituellement par un dermatophyte.

**Favique** : Type de parasitisme pileaire déterminé par *T. schoenleinii*, et caractérisé par la présence de filaments mycéliens intra-pilaires peu nombreux.



**Filament mycélien** : Structure élémentaire du thalle des champignons filamenteux, d'aspect tubulaire, septé ou non (dans ce dernier cas, on parle de filaments siphonnés). L'ensemble des filaments mycéliens constitue le mycélium ou thalle. Synonyme : hyphe.

Filamenteux : Qualitatif courant en mycologie pour désigner les champignons qui produisent des filaments par opposition aux levures au thalle unicellulaire.

**Fongique** : Qui se rapporte aux champignons.

**Folliculite** : inflammation suppurée des follicules pilosébacés due principalement à une bactérie, mais parfois à une levure ou un dermatophyte.

**Fusiforme** : En forme de fuseau, c'est-à-dire renflé au centre et effilé à chaque extrémité.

**Géophile** : Se dit des champignons dont le biotope habituel est la terre ou le sol.

**Glabre** : Se dit d'une culture ou d'une structure dépourvue de poil.

**Hyalin** : Terme utilisé en mycologie pour caractériser les spores ou les filaments dont la paroi est non pigmentée, et apparaît donc incolore ou transparente.

**Hyphomycète** : Champignons filamenteux à thalle septé, se multipliant sur le mode asexué, et ne produisant pas des organes protecteurs des cellules conidiogénèses.

**Imparfait** : Se dit de la forme asexué (ou anamorphe) d'un champignon.

**Kératine** : Scléroprotéine complexe, soufrée, de consistance dure, imperméable, très répandue dans le monde animal et parfois présente dans la paroi de certains champignons. Chez l'homme, la kératine est abondante dans l'épiderme et les phanères (cheveux, poils, ongles).

**Kératinophile** : Se dit de certains champignons présentant une affinité pour la kératine animale ou humaine.

**Kérion** : Teigne inflammatoire dessinant un macaron à bords nets souvent surinfecté qui siège sur le cuir chevelu.

**Microïde** : Type de parasitisme pileaire où le champignon en cause (*T. mentagrophytes*), produit à la surface du poil ou du cheveu, des chainettes de spores de 2 à 3 µm de diamètre.

**Moisissure** : Terme d'usage courant désignant des champignons filamenteux issus du sol où ils vivent habituellement en saprophyte. Certains d'entre eux peuvent cependant se comporter, chez l'homme ou l'animal, en pathogènes opportunistes.

**Mycélium** : Ensemble des hyphes constitutifs de l'appareil végétatif des champignons.

**Mycose** : Manifestation provoquée par la présence d'un champignon microscopique dans l'organisme. On distingue les mycoses superficielles et les mycoses profondes ou systémiques.

**Onychomycose** : Infection de l'ongle causée par un champignon.

**Organe de fructification** : Se dit d'un organe ou d'une structure spécialisée chez les champignons qui produit des spores sexuées ou asexuées.

**Organe pectiné** : Aspect des filaments végétatifs évoquant un peigne

**Organe perforateur** : C'est un hyphe spécialisé chez les champignons kératinolytiques qui provoque, en pénétrant dans un cheveu ou un poil, une destruction en forme de clou de part et d'autres de la tige pileuse. Leur recherche est parfois réalisée in vitro pour identifier certains dermatophytes.

**Parfait** : Terme désignant la forme sexuée ou téléomorphe d'un champignon.

**Pied d'athlète** : Lésion inflammatoire et fissurées siégeant au niveau des espaces interdigitaux plantaires et déterminée par un dermatophyte. Synonyme : intertrigo des pieds.

**Piriforme** : En forme de poire.

**Raquette** : Terme désignant des filaments mycéliens présentant une succession d'articles.

**Septum** : Cloison séparant deux articles d'un filament.

**Spore** : Élément issu de la reproduction sexuée ou asexuée des champignons et destiné à assurer la survie du champignon et sa propagation.

**Sporulation** : Aptitude d'un champignon à produire des spores.

**Téléomorphe** : Stade sexué (forme parfaite) d'un champignon.

**Tellurique** : En relation avec la terre, le sol.

**Vrille** : Filament enroulé sur lui même formant des spires.

**Zoophile** : Se dit d'un champignon qui se développe préférentiellement ou exclusivement chez l'animal.

## ANNEXE 3

## PRODUCTION SCIENTIFIQUE

## Publication Internationale

**Nadjet ENNAGHRA**, Abderrafik MEDDOUR, Boudjemaa SOUMATI and Lyliya KABOUCHI-BOUZIDI. Epidemiological Survey on the Dermatophyte Flora in the Area of Annaba East of Algeria. *J. Appl. Environ. Biol. Sci.*, 6(12)8-15, 2016.

## Communications Internationales

1. Evaluation de l'activité antifongique de l'extrait aqueux de l'ail sur les dermatophytes. **(2014)**. 25<sup>ème</sup> forum international de la biologie et de la biotechnologie (ATSB). 24-27 mars, 2014 Elhammet, Tunisie.
2. Techniques de diagnostic microbiologique des dermatophytes au laboratoire. **(2015)**. III<sup>ème</sup> congrès international de biotechnologie et valorisation des bio-ressources (AT-BVBR). 20-23 mars, 2015 Tabarka, Tunisie.
3. Microbiological diagnosis of Tinea unguinum caused by dermatophytes in the area of Annaba. **(2015)**. The 1<sup>st</sup> International Conference Microbial Ecology: Towards New challenges December 12-14, 2015 Sétif- Algérie.
4. In vitro evaluation of aqueous extract of garlic on the growth of "*Trichophyton rubrum*, *Microsporum ferrugineum* and *Trichophyton verrucosum*" isolated from patients reached of dermatophytosis in the area of Annaba. **(2015)**. IX<sup>ème</sup> international congress of physiology environmental biominotoring (ATP-BE) December 20-23, 2015 Tabarka, Tunisie.
5. Evaluation in vitro de l'extrait aqueux d'*Allium sativum* sur la croissance de « *Trichophyton rubrum* » isolée à partir des patients atteints des dermatophytoses dans la région d'Annaba. **(2016)**. IV<sup>ème</sup> congrès international de biotechnologie et valorisation des bio-ressources (AT-BVBR) 24-27 mars, 2016 Elhammet, Tunisie.

## Communications Nationales

1. Isolement et identification des dermatophytes dans la région d'Annaba. **(2015)**. Bioremédiation et Bioindication. 07-08 décembre, 2015 Guelma, Algérie.

## Epidemiological Survey on the Dermatophyte Flora in the Area of Annaba East of Algeria

Nadjet ENNAGHRA<sup>1</sup>, Abderrafik MEDDOUR<sup>2</sup>, Boudjemaa SOUMATI<sup>1</sup> and  
Lylia KABOUCHI-BOUZIDI<sup>1</sup>

(1) Laboratory of Biochemistry and Applied Microbiology, Badji Mokhtar Annaba University, Algeria.

(2) Aquaculture & Pathology Research Laboratory, Badji Mokhtar Annaba University, Algeria.

Received: May 29, 2016

Accepted: October 7, 2016

### ABSTRACT

This investigation represents the first epidemiological survey on the dermatophytosis occurring among the population in the area of Annaba. From April 2011 to March 2013, 166 swabs from the hair, skin, and nails were collected from 118 patients in order to identify the dermatophyte flora. Gradually, results show a prevalence of 4.21% for tinea capitis, 44.57% for tinea corporis and 51.20% for tinea unguium. Cultures in Sabouraud medium and microscopic examination enabled to identify 10 species of dermatophytes and to evaluate the specific prevalence: *Trichophyton rubrum* 24%, *Trichophyton mentagrophytes* 16%, *Microsporum verrucosum* 12%, *Microsporum audouinii* 12%, *Epidermophyton floccosum* 08%, *Trichophyton schoenleii* 08%, *Trichophyton sp.* 08%, *Microsporum ferrugineum* 04%, *Microsporum longeroni* 04% and *Trichophyton rosaceum* 04%. The Trichophytic dermatophytes occurrence (72%) predominate the Microsporic dermatophytes (20%) and *Epidermophyton floccosum* (8%).

**KEYWORDS:** Dermatophytes; Dermatophytosis; *Trichophyton*; *Microsporum*; *Epidermophyton*; Annaba; Algeria.

### 1. INTRODUCTION

Dermatophytes are keratinophilic fungi responsible of superficial mycosis. They are worldwide common infections [1, 2, 3, 4, 5], and are believed to affect 20% to 25% of the world population [6, 7]. Their incidence continues to increase every year [2] and they are due to several moulds and yeasts [8, 9, 10]. The principal agents of mycosis are filamentous fungi [11] that can grow on different parts of the human body such as the hair keratin, the skin and the nails of man and various animals [12, 13, 14, 15] inducing dermatophytosis [1, 16, 17] that remain a public health problem [18, 19, 20]. The etiology of dermatophytosis is related to three genera *Trichophyton*, *Microsporum* and *Epidermophyton* [21, 22] which are responsible for various superficial mycosis called tinea corporis (skin), tinea pedis (feet), tinea capitis (hair), tinea unguium (nails) and tinea cruris (groin areas) [23, 24]. Infected nail plate is also referred to as onychomycosis.

Several factors support the installation of these infections in particular the climatic factors; humidity; temperature [25] and the hygienic conditions. The professional activity is also a factor of contamination. The infection of the big toes is generally observed among footballers and farmers. The distribution of dermatophytosis varies from one country to another one and from an area to another one within the same country [26, 27]. These infections are prevailing especially in hot and wet climate [28, 29]. Indeed, extensive and atypical clinic cases are observed among immune-compromised patients [30]. However, dermatophytes are unable to penetrate in the viable cells of an immune-competent patient [31]. The transmission of dermatophytosis can be spread via person, soil contact or by animal contact [32].

The laboratory diagnosis of the dermatophytes is rather a little difficult [21, 33, 34] if considering the similarities between moulds capable of inducing identical clinical aspects particularly in tinea unguium [7, 35, 36]. In this regard, the latter can be related to various moulds very close to dermatophytes induced by *Chrysosporium*, and diagnosis often requires long duration of incubation of dermatophytic swabs from one week to one month. The purpose of this epidemiological survey is to identify the prevailing species of dermatophytes among the several common fungal infections occurring in patients from the district of Annaba.

\*Corresponding Author: ENNAGHRA Nadjet, Laboratory of Biochemistry and Applied Microbiology, Badji Mokhtar Annaba University, Algeria ; rafikmeddour@yahoo.ca

## 2. MATERIALS AND METHODS

### *Patients and samples*

This investigation was carried out from April 2011 to March 2013. Samples were collected, in a dermatological clinic at Annaba city, from 118 patients afflicted with symptoms of dermatophytosis. During the medical consultation of each patient, collection of data was made through an inquiry form including: Sex, age, clinical symptoms and aspects of the infection, eventual associated diseases and treatment, occupation, eventual presence at home or at working fields of domestic or wild animals (cats, dogs etc.), and identification of the major factors of transmission of dermatophytes. In case of no specific treatment against dermatophytosis, swabs were carried out according to the standard dermatological procedures.

**Swabs of tinea corporis:** The affected skin area was thoroughly cleaned with alcohol and the skin lesions were scraped with a sterilized scalpel to collect epidermal scales.

**Swabs of tinea unguium from foot nails:** After disinfection of the surface layer of the infected nail, the latter was removed using a sterilized cut-nail. Scraps from the internal surface of the nail were sampled.

**Swabs of tinea capitis:** After disinfection of the infected area, the entire hairs and skin scales were collected.

**Direct microscopic examination:** Fresh slides of samples from skin, nails and hair were prepared for observation under light microscope. Swabs were submitted to a drop of 30% potassium hydroxide (KOH), and then slightly heated. Observation under low magnification (40 x) was made after 30 minutes.

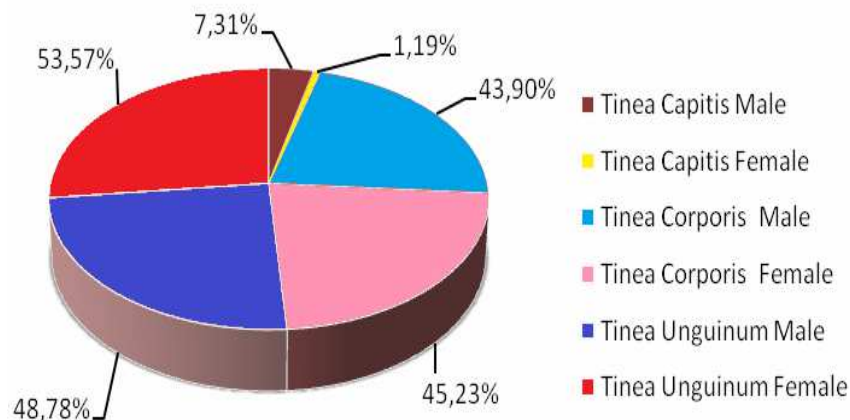
**Microbiological culture:** 2 types of medium were used, Sabouraud and Sabouraud + Chloramphenicol. Sowed Petri dishes were incubated at 27°C during one week to one month.

**Macroscopic and Microscopic examination:** After 48 hours of incubation, the fungi strains were examined. In case of the presence of yeasts or other moulds rather than dermatophytes, dishes were discarded and the culture was renewed. Observation of dermatophytes under stereomicroscope was possible starting from the 5<sup>th</sup> day of incubation. The aspect of the fungal colony, color in recto and back, diameter, speed of growth and the diffusion of the pigmentation in the culture medium were recorded. Microscopic examination was made on slides of fresh fragments from the fungal colony to observe the aspect of the mycelium and conidiospores.

**Identification of the fungi species:** Identification of the species was based on the macroscopic characters of the fungal colonies, the microscopic characters of the mycelium, the macro-conidia, the micro-conidia, as well as trough subcultures of strains when needed. The Urea-Indol Test was performed to highlight the difference between *T.rubrum* and *T.mentagrophytes*.

## 3. RESULTS

The distribution of the superficial mycosis revealed the predominance of tinea unguium (51.20%) over tinea corporis (44.57%) and tinea capitis (4.21%). Prevalences of tinea inguinum and tinea corporis were higher among women than men patients, but tinea capitis in male patients was higher than in females (**Fig.1**).



**Figure 1:** Dermatophytosis sex-frequency.

The results revealed a predominant influence of dermatophytosis in patients aged between 20 and 60 years with higher occurrence 20.16% and 18.48% respectively among the 30-40 and 40-50 years old patients. On the other hand, 5.04% of young patients less than 10 years old, were also affected (Fig.2).

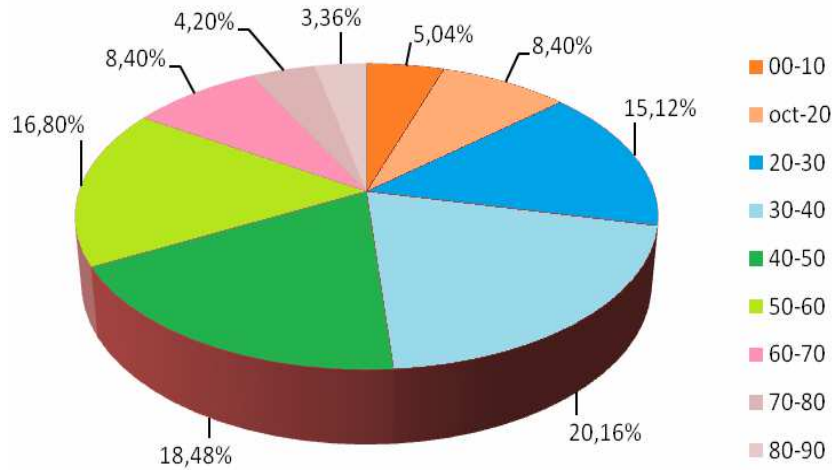


Figure 2: Dermatophytosis age-frequency.

After incubation, 10 species of dermatophytes were identified; *T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *T.schoenleinii*, *T.rosaceum*, *T.sp.*, *Microsporum audouinii*, *M.longeronii*, *M.ferrugineum* and *Epidermophyton floccosum*. Specific distribution and prevalence are respectively summarized in Tab.1 in Fig.2.

Table 1: Specific distribution of dermatophytes.

Identified Species	Specific cases from nails	Specific cases from skin	Specific cases from hair
<i>T.rubrum</i>	05	01	00
<i>T.mentagrophytes</i>	03	01	00
<i>T.verrucosum</i>	00	01	02
<i>T.schoenleinii</i>	00	00	02
<i>T.sp.</i>	01	01	00
<i>T.rosaceum</i>	01	00	00
<i>M.audouinii</i>	00	02	01
<i>M.longeronii</i>	01	00	00
<i>M.ferrugineum</i>	01	00	00
<i>E.floccosum</i>	01	01	00

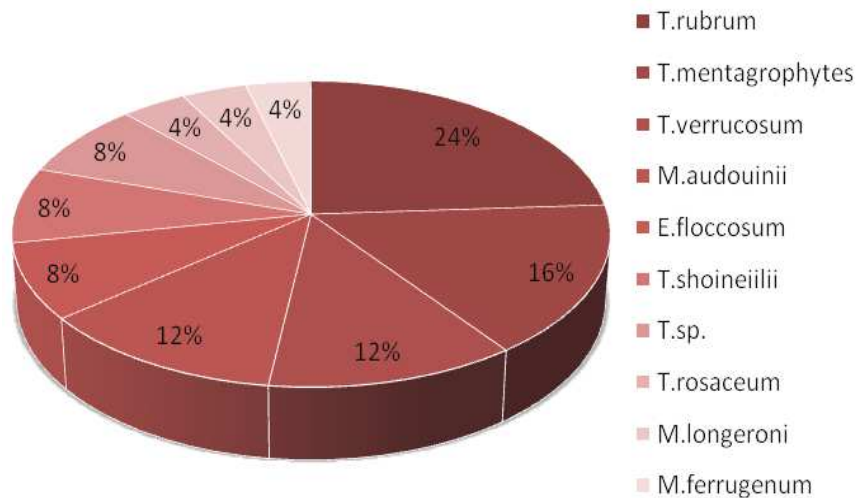


Figure 3: Specific prevalence of dermatophytes.

#### 4. DISCUSSION

The lacks of studies on dermatophytosis in the district of Annaba as well as the lack of clinical data remain as a serious public health concern. This investigation represents the first epidemiological survey on the dermatophytosis occurring among the population in the area of Annaba. This study revealed that *T.rubrum* is the most frequent species followed by *T.mentagrophytes*, *T.verrucosum*, *M.audouinii*, *E.floccosum*, *T.shoeneilii*, *T.spp*, *T.rosaceum*, *M.longeronii* and *M.ferrugeneum*. Similarly to the data mentioned in the literature [18, 37], prevalent dermatophytes in the district of Annaba are related to the most frequent Trichophytic species followed by Microsporic and Epidermophytic species.

In this study, *T.rubrum* and *T.mentagrophytes* were isolated from both tinea corporis and tinea unguinum. Similarly in Brazil, *T.rubrum* is reported to invade keratinized tissues, causing infection in human skin and nails [28] and even in children causing onychomycosis in the area of Sfax in Tunisia [38]. Indeed, in the South of Tunisia, tinea corporis is associated with tinea capitis [27]. In the area of Annaba, tinea unguinum is the most important dermatophytosis followed by tinea corporis and tinea capitis. Similar occurrence is reported in Teheran [24].

It is well known that tinea capitis can be primarily caused by *Trichophyton* species and by *Microsporum* species, particularly *Microsporum canis*. The latter is a predominant causative agent in many countries of the Mediterranean basin, and the most important dermatophyte carriers are stray cats and dogs as well as pet puppies, kittens and rabbits [39, 40]. In the area of Constantine, South-West of Annaba, the zoophilic tinea capitis is mainly caused by *M.canis* [30] whereas in the area of Annaba, our results show that tinea capitis is related to *T.verrucosum*, *M.audouinii* and *T.shoeneilii*. In the South of Tunisia, it is induced by *Trichophyton violaceum* [27].

The anthropophilic *T.rubrum*, the most common superficial fungal infections in humans, is now considered a major public health concern. Our results are identical to those mentioned by Hammadi et al. [21] in the North West of Algeria as well as to the results of Wisselink et al. [33] indicating dominant prevalence of *T.rubrum* followed by *T.mentagrophytes*. Worldwide identical findings are reported Spain (*T.rubrum* 82.1%, *T.mentagrophytes*) [19], in the UK (*T.rubrum* (66.5%), *T.mentagrophytes* 1.2%) [40], in China and Taiwan in 2006 (*T. rubrum* 30%, *T.mentagrophytes* 7%) [37], and in India (*T.rubrum* 58.8%, *T.mentagrophytes* 19.6%) [18]. However, in Iran, *T.mentagrophytes* (17.7%) was found followed by *T. rubrum* (1.7%) [2].

From the epidemiological point of view, this investigation confirms that tinea capitis is prevailing among pre-school and school age children and similar situations are reported in the literature [30, 38, 40, 41, 42, 43]. Moreover, boys are more touched than girls, but tinea capitis remains very exceptional among adults. Despite the fact that its prevalence was fragmentary at Annaba, it is reported variable in others areas in Algeria such as Oran [21], Tipaza [41] and Constantine [30]. However, In the South of Tunisia, tinea capitis, induced by *Trichophyton verrucosum*, is reported affecting 31.60% of the patients [44].

On the other hand, this survey revealed a high frequency of tinea unguinum among men and women, but no case not noticed among children. In Morocco [20], most affected patients were from 20 to 70 years old. According to Perea et al.[45], from their study in the spanish population (20 to 90 years), the prevalence of tinea unguinum was 2.8%. In Guatemala, in a survey on a total of 4220 proven onychomycosis, only one case was observed on an 8 years old girl [46]. In North America, onychomycosis was observed less frequently in children than adults, with a low prevalence (0.16%) in children 18 years old or younger (n = 2500) [47]. In Nigeria, among 800 schoolchildren, the prevalence of superficial tinea unguinum infections was 0.8% [48]. More over, onychomycosis is reported as unusual with a low range prevalence (4.2 to 8.2%) in children of the Mazahua Indian Community in Mexico [49]. Among our patients, tinea corporis is induced by *T.rubrum*, *T.mentagrophytes*, *T.sp.*, *M.audouinii* and *E.floccosum*. Its prevalence is relatively high among male and female patients. It is feared that both tinea unguinum and tinea corporis, the major dermatophytosis at Annaba, may occur with higher intensity, particularly in rural areas where contacts with domestic animals and livestock are frequent and recurrent.

#### Conclusion

This first study in the area of Annaba is a preliminary investigation. It has also highlighted the dramatic prevalence of the anthropophilic *Trichophyton*, *Microsporum* and *Epidermophyton* species that generally induce specifically tinea unguinum, tinea corporis or tinea capitis. Regarding the anamnesis following the consultation of patients, it appears that the transmission of dermatophytosis in the area of Annaba is rather linked to direct contact between infected and healthy persons than by contact with domestic animals like cats and dogs. Given the increasing magnitude of population movements in the



district of Annaba, it is predictable that the dermatophytosis infections will continue to evolve. Hence, further investigation on the zoophilic species is needed especially in the urban and rural areas. Particular attention should be reserved to the dermatophytosis among the young population. Prophylactic measures should also be advised through the local medical centres in order to stramp out the spread of dermatophytosis.

**Acknowledgments** – The authors would like to thank the anonymous referees for helpful suggestions and comments. The work was supported by the Algerian Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique (MESRS). The authors declare that they have no conflicts of interest.

## REFERENCES

1. Issa, N.A. and I.K. Zangana, 2009. Isolation of *Trichophyton mentogrophytes* var. *mentogrophytes* from naturally infected laboratory albino rats: experimental infection and treatment in rabbits. Iraqi Journal of Veterinary Sciences, 23(2): 29-34.
2. Afshar, P., Khodavaisy S., Kalhori S., Ghasemi M. and T. Razavyoon, 2014. Onychomycosis in North-East of Iran. Iran J. Microbiol., 6, 2: 98-103.
3. Lusiana, S.R. and C.C. Müller-Goymann, 2013. Infected nail plate model made of human hair keratin for evaluating the efficacy of different topical antifungal formulations against *Trichophyton rubrum* in vitro. European Journal of Pharmaceutics and Biopharmaceutics, 84: 599-605.
4. Seck, M.C., D. Ndiaye, K. Diongue, M. Ndiaye, A.S. Badiane, D. Sow, K. Sylla, R. Tine, J.L. Ndiaye, B. Faye and O. Ndir, 2014. Profil mycologique des onychomycoses à Dakar (Sénégal). Journal de Mycologie Médicale, 24: 124-128.
5. Balakumar, S., S. Rajan, T. Thirunalasundari and S. Jeeva, 2012. Epidemiology of dermatophytosis in and around Tiruchirapalli, Tamilnadu, India. Asian Pacific Journal of Tropical Disease, 286-289.
6. Mahmoudvand, H., A. Sepahvand, S. Jahanbakhsh, B. Ezatpour and S.A. Ayatollahi-Mousavi, 2014. Evaluation of antifungal activities of the essential oil and various extracts of *Nigella sativa* and its main component, thymoquinone against pathogenic dermatophyte strains. Journal de Mycologie Médicale, 24: 155-161.
7. García-Martos, P., L. García-Agudo, E. Agudo-Pérez, F. Gil de Sola and M. Linares, 2010. Dermatophytoses due to Anthropophilic Fungi in Cadiz, Spain, Between 1997 and 2008. Actas Dermosifiliogr., 101(3): 242-247.
8. Khebizi, S. et R. Mansouri, 2014. Dermatophytose extensive et inflammatoire infantile due à *Trichophyton rubrum*. Journal de Mycologie Médicale, 24: 131-136.
9. Makni F., S. Néji, A. Sellami, F. Cheikrouhou, H. Sellami, S. Marrekchi, H. Turki and A. Ayadi, 2008. Les teignes du cuir chevelu dans la région de Sfax (Tunisie). Journal de Mycologie Médicale, 18: 162-165.
10. Jamalain, A., M. Shams-Ghahfarokhi, K. Jaimand, N. Pashootan, A. Amani and M. Razzaghi-Abyaneh, 2012. Chemical composition and antifungal activity of *Matricaria recutita* flower essential oil against medically important dermatophytes and soil-borne pathogens. Journal de Mycologie Médicale, 22: 308-315.
11. Nzenze-Afene, E., M. Kendjo, M. Bouyou-Akotet, M.M. Manfoumbi and M. Kombila, 2009. Les teignes du cuir chevelu en milieu scolaire à Libreville, Gabon. Journal de Mycologie Médicale, 19: 155-160.
12. Berger, S., 2010. Infectious Diseases of the World. Gideon Informatics Inc., Los Angeles, California, USA.

13. Ranjbariyan, A., M. Shams-Ghahfarokhi and M. Razzaghi-Abyaneh, 2014. Antifungal activity of a soil isolate of *Pseudomonas chlororaphis* against medically important dermatophytes and identification of a phenazine-like compound as its bioactive metabolite. *Journal de Mycologie Médicale*, 24: 57-64.
14. Rodrigues, G.B., L.K.S. Ferreira, M. Wainwright and G.U.L. Braga, 2012. Susceptibilities of the dermatophytes *Trichophyton mentagrophytes* and *T. rubrum* microconidia to photodynamic antimicrobial chemotherapy with novel phenothiazinium photosensitizers and red light. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 116: 89-94.
15. Jian, C., Y. Jinling, L. Li, Y. Songchao, C. Rongzhang, L. Meirong, Y. Congxiu, Z. Yu-qing and L. Wei, 2010. Substrate adaptation of *Trichophyton rubrum* secreted endoproteases. *Microbial Pathogenesis*, 48: 57-61.
16. Ilkit, M., A. Turac-Bicer, A. Ates, M. Polat, F. Koksal and K. Ozcan, 2007. Familial cases of *Microsporum canis* tinea in Adana, Turkey. *Journal de Mycologie Médicale*, 17: 275-278.
17. Krane Thvedt, T.H., K. Kaasa, E. Sundby, C. Charnock and B.H.H. Chiral, 2013. N-benzyl-N-methyl-1-(naphthalen-1-yl)-ethanamines and their in vitro antifungal activity against *Cryptococcus neoformans*, *Trichophyton mentagrophytes* and *Trichophyton rubrum*. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 68: 482-496.
18. Sai Devi, T., I. Jyothi Padmaja, Y. Nagendra Sastry and A. Nagamani, 2012. A study on anti dermatophytic potential of selected ethno medicinal plants against *Trichophyton rubrum*, a common etiologic agent in and around Visakhapatnam region (India). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*: S1874-S1878.
19. Pereiro Miguens, M., M. Pereiro and M.Jr. Pereiro, 1991. Review of dermatophytoses in Galicia from 1951 to 1987, and comparison with other areas of Spain. *Mycopathologia*, Vol.113, 2: 65-78. doi:10.1007/BF00442412
20. Halim, I., F. El Kadioui and M. Soussi-Abdallaoui, 2013. Les onychomycoses à Casablanca (Maroc). *Journal de Mycologie Médicale*, 23: 9-14.
21. Hammadi, K., A.G. Selselet and S.A. Bensoltane, 2007. Dermatophytes in the North West of Algeria. A Prospective Study. *Middle-East Journal of Scientific Research*, 2, (3-4): 104-106.
22. Foulet, F., N. Curvale-Fauchet, G. Cremer, A. Pérignon et P. Bourée, 2006. Editeurs E. Estrangin, J. Revuz, S. Bretagne, F. Botterel. Presse Med. Elsevier Masson SAS.
23. Chabasse, D. et N. Contet-Audonneau, 2013. Les teignes du cuir chevelu. Elsevier Masson SAS.
24. Sadeghi, G., M. Abouei, M. Alirezaee, R. Tolouei, M. Shams-Ghahfarokhi, E. Mostafavi and M. Razzaghi-Abyaneh, 2011. A 4-year survey of dermatomycoses in Tehran from 2006 to 2009. *Journal de Mycologie Médicale*, 21: 260-265.
25. Liu, D., S. Coloe, R. Baird and J. Pedersen, 1997. Rapid differentiation of *Microsporum dermatophytes* based on arbitrarily primed PCR amplification. *Opportunistic Pathogens*, 9: 3-6.
26. Chabasse, D., 2011. Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycose. Elsevier Masson SAS.
27. Mseddi, M., S Marrekchi., H. Sellami, E. Mnif, S. Boudaya, H. Turki, A. Ayadi et A. Zahaf, 2005. Les teignes de l'adulte : étude rétrospective dans le sud Tunisien. *Journal de Mycologie Médicale*, 15: 93-96.
28. Maranhão, F.C., F.G. Paião and N.M. Martinez-Rossi, 2007. Isolation of transcripts over-expressed in human pathogen *Trichophyton rubrum* during growth in keratin. *Microb Pathog.*, 43, (4):166-172.
29. Oyeka, C.A., 2000. *Trichophyton mentagrophytes* a keratinophilic fungus. *Revista Iberoamericana de Micología*, 60-65.

30. Benmezdad, A., T. Moulahem, M. Benyazzar, M. Djaballah, W. Beldjoudi et A.H. Fendri, 2012. Les teignes du cuir chevelu au CHU de Constantine (Algérie). *Journal de Mycologie Médicale*, 22: 354-356.
31. Bienvenu, A.L., F. Ducray, A. Schneider, C. Putin et S. Picot, 2009. Manifestations cliniques atypiques dues à *Trichophyton rubrum* chez un patient Immunodéprimé. *Journal de Mycologie Médicale*, 19: 40-43.
32. Santos, D., R.A. de Carvalho Araújo, L.M. Kohler, J. Machado-Pinto, J. Hamdan and P. Cisalpino, 2007. Molecular typing and antifungal susceptibility of *Trichophyton rubrum* isolates from patients with onychomycosis pre- and post-treatment. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 29: 563-569.
33. Wisselink, G.J., E. Van Zanten and A.M.D. Kooistra-Smid, 2011. Trapped in keratin; a comparison of dermatophyte detection in nail, skin and hair samples directly from clinical samples using culture and real-time PCR. *Journal of Microbiological Methods*, 85: 62-66.
34. Balakumar, S, S. Rajan, T. Thirunalasundari and S. Jeeva, 2011. Antifungal activity of *Aegle marmelos* (L.) Correa (Rutaceae) leaf extract on dermatophytes. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1, 4: 309-312.
35. Mansouri, P., S. Farshi, A.R. Khosravi, Z.S. Naraghi and R. Chalangari, 2012. *Trichophyton Schoenleinii* induced widespread tinea corporis mimicking parapsoriasis. *Journal de Mycologie Médicale*, 22: 201-205.
36. Piérard-Franchimont, C., J.E. Arrese, T. Hermanns-Lê and G.E. Piérard, 2006. Epidemiology of onychomycoses assessed by histomycology in psoriatic patients. *Journal de Mycologie Médicale*, 16: 159-162.
37. Wu, S.X., N.R. Guo, X.F. Li, W.Q. Liao, M. Chen, Q.Q. Zhang, C.Y. Li, R.Y. Li, G.S. Bulmer, D.M. Li, L.Y. Xi, S. Lu, B. Liu, Y.C. Zheng, Y.P. Ran and Y.Z. Kuan, 2011. Human Pathogenic Fungi in China – Emerging trends from ongoing national survey for 1986, 1996, and 2006. *Mycopathologia*, 171: 387-393. DOI 10.1007/s11046-011-9398-6
38. Makni, F., F. Cheikhrouhou, H. Amri, A. Sellami, H. Sellami, S. Néji, S. Marrekchi, H. Turki and A. Ayadi, 2008. Les onychomycoses chez les enfants à Sfax (Tunisie). *Journal de Mycologie Médicale*, 18: 158-161.
39. Bennassar A. and R. Grimalt, 2010. Management of tinea capitis in childhood. *Clin. Cosmet. Investig. Dermatol.*, 3: 89-98.
40. Borman A.M., C.K. Campbell, M. Fraser and E.M. Johnson, 2007. Analysis of the dermatophyte species isolated in the British Isles between 1980 and 2005 and review of worldwide dermatophyte trends over the last three decades. *Med. Mycol.*, 45, 2: 131-141.
41. Bendjaballah-Laliam, A. et H. Djazer, 2014. Épidémiologie des teignes du cuir chevelu de la banlieue de Tipasa, Algérie. *Journal de Mycologie Médicale*, 24: 141-143.
42. Kechia, F.A., E.A. Kouoto, T. Nkoa, E.I. Nweze, D.C.M. Fokoua, S. Fosso and M.R. Somo, 2014. Epidemiology of tinea capitis among school-age children in Meiganga, Cameroon. *Journal de Mycologie Médicale*, 24: 129-134.
43. Del Boz-González, J., 2012. Tinea capitis: Trends in Spain. *Actas Dermosifiliogr.*, 103, 4: 288-293.
44. Néji, S., F. Makni, F. Cheikhrouhou, H. Sellami, H. Trabelsi, S. Marrakchi, S. Boudaya, H. Turki et A. Ayadi, 2011. Les dermatomycoses à *Trichophyton verrucosum* à Sfax-Tunisie. *Journal de Mycologie Médicale*, 21: 198-201.

45. Perea, S., M.J. Ramos, M. Garau, A. Gonzalez, A.R. Noriega and A. del Palacio, 2000. Prevalence and risk factors of Tinea unguium and Tinea pedis in the general population in Spain. *Journal of Clinical Microbiology*, 38, 9: 3226-3230.
46. Martinez, E.; A. Mahreen, D. Tejada and R. Arenas, 2014. *Microsporum spp.* onychomycosis: Disease presentation, risk factors and treatment responses in an urban population. *Braz J Infect Dis*, 18, 2: 181-186.
47. Gupta, A.K., R.G. Sibbald, C.W. Lynde, P.R. Hull, R. Prussick, N.H. Shear, P. De Doncker, C.R. Daniel and B.E. Elewski, 1997. Onychomycosis in children: prevalence and treatment strategies. *J. Am. Acad. Dermatol.*, 36:395-402.
48. Oke, O.O., O. Onayemi, O.A. Olasode, A.G. Omisore and O.A. Oninla, 2014. The prevalence and pattern of superficial fungal infections among school children in Ile-Ife, South-Western Nigeria. *Dermatology Research and Practice*, Volume 2014, Article ID 842917, 7 pp. <http://dx.doi.org/10.1155/2014/842917>
- 49 Ruiz-Esmenjaud, J, R. Arenas, M. Rodríguez-Alvarez, E. Monroy and F.R. Fernández, 2003. Tinea pedis y onicomicosis en niños de una comunidad indígena Mazahua. *Gac. Med. Mex.* 139(3): 215–220.