

**UNIVERSITE MOHAMMED V
FACULTE DE MEDECINE ET DE PHARMACIE -RABAT-**

ANNEE : 2011

THESE N°: 83

**AEROCONTAMINATION FONGIQUE AU BLOC
OPERATOIRE DE L'HMIMV-RABAT-**

THESE

Présentée et soutenue publiquement le :.....

PAR

Mlle. ASMAA SIRBOU

Née le 19 Aout 1985 à Rabat

Pour l'Obtention du Doctorat en Pharmacie

MOTS CLES : Décontamination – flore fongique aérienne – Aérocontamination-
Bloc opératoire – infection fongique nosocomiale.

MEMBRES DE JURY

Mme. W.MELLOUKI

Professeur de Parasitologie

Mr. B.E.LMIMOUNI

Professeur de Parasitologie

Mr. S.SIAH

Professeur d'Anesthésie -Réanimation

Mr. A.BELMEKKI

Professeur d'Hématologie

Mr. H.AZENDOUR

Professeur agrégé d'Anesthésie-Réanimation

PRESIDENT

RAPPORTEUR

JUGES

سُبْحَانَكَ

لَا عِلْمَ لَنَا إِلَّا بِمَا عَلَّمْتَنَا

إِنَّكَ أَنْتَ الْعَلِيمُ الْحَكِيمُ

(البقرة: من الآية 32)



UNIVERSITE MOHAMMED V- SOUISSI
FACULTE DE MEDECINE ET DE PHARMACIE - RABAT

DOYENS HONORAIRES :

1962 – 1969 : Docteur Abdelmalek FARAJ
1969 – 1974 : Professeur Abdellatif BERBICH
1974 – 1981 : Professeur Bachir LAZRAK
1981 – 1989 : Professeur Taieb CHKILI
1989 – 1997 : Professeur Mohamed Tahar ALAOUI
1997 – 2003 : Professeur Abdelmajid BELMAHI

ADMINISTRATION :

Doyen : Professeur Najia HAJJAJ
Vice Doyen chargé des Affaires Académiques et étudiantes
Professeur Mohammed JIDDANE
Vice Doyen chargé de la Recherche et de la Coopération
Professeur Ali BENOMAR
Vice Doyen chargé des Affaires Spécifiques à la Pharmacie
Professeur Yahia CHERRAH
Secrétaire Général : Mr. El Hassane AHALLAT
Conservateur : Ahmed ZAHIDI

PROFESSEURS :

Février, Septembre, Décembre 1973

1. Pr. CHKILI Taieb Neuropsychiatrie

Janvier et Décembre 1976

2. Pr. HASSAR Mohamed Pharmacologie Clinique

Mars, Avril et Septembre 1980

3. Pr. EL KHAMLICHI Abdeslam Neurochirurgie

4. Pr. MESBAHI Redouane Cardiologie

5. Mai et Octobre 1981

6. Pr. BOUZOUBAA Abdelmajid Cardiologie
7. Pr. EL MANOUAR Mohamed Traumatologie-Orthopédie
8. Pr. HAMANI Ahmed* Cardiologie
9. Pr. MAAZOUZI Ahmed Wajih Chirurgie Cardio-Vasculaire
10. Pr. SBIHI Ahmed Anesthésie –Réanimation
11. Pr. TAOBANE Hamid* Chirurgie Thoracique

12. Mai et Novembre 1982

13. Pr. ABROUQ Ali* Oto-Rhino-Laryngologie
14. Pr. BENOMAR M'hammed Chirurgie-Cardio-Vasculaire
15. Pr. BENSOUA Mohamed Anatomie
16. Pr. BENOSMAN Abdellatif Chirurgie Thoracique
17. Pr. LAHBABI ép. AMRANI Naïma Physiologie

Novembre 1983

18. Pr. ALAOUI TAHIRI Kébir* Pneumo-phtisiologie
19. Pr. BALAFREJ Amina Pédiatrie

20. Pr. BELLAKHDAR Fouad
21. Pr. HAJJAJ ép. HASSOUNI Najia
22. Pr. SRAIRI Jamal-Eddine

Neurochirurgie
Rhumatologie
Cardiologie

Décembre 1984

23. Pr. BOUCETTA Mohamed*
24. Pr. EL GUEDDARI Brahim El Khalil
25. Pr. MAAOUNI Abdelaziz
26. Pr. MAAZOUZI Ahmed Wajdi
27. Pr. NAJI M'Barek *
28. Pr. SETTAF Abdellatif

Neurochirurgie
Radiothérapie
Médecine Interne
Anesthésie -Réanimation
Immuno-Hématologie
Chirurgie

Novembre et Décembre 1985

29. Pr. BENJELLOUN Halima
30. Pr. BENSAID Younes
31. Pr. EL ALAOUI Faris Moulay El Mostafa
32. Pr. IHRAI Hssain *
33. Pr. IRAQI Ghali
34. Pr. KZADRI Mohamed

Cardiologie
Pathologie Chirurgicale
Neurologie
Stomatologie et Chirurgie Maxillo-Faciale
Pneumo-phtisiologie
Oto-Rhino-laryngologie

Janvier, Février et Décembre 1987

35. Pr. AJANA Ali
36. Pr. AMMAR Fanid
37. Pr. CHAHED OUZZANI Houria ép.TAOBANE
38. Pr. EL FASSY FIIHRI Mohamed Taoufiq
39. Pr. EL HAITEM Naïma
40. Pr. EL MANSOURI Abdellah*
41. Pr. EL YAACOUBI Moradh
42. Pr. ESSAID EL FEYDI Abdellah
43. Pr. LACHKAR Hassan
44. Pr. OHAYON Victor*
45. Pr. YAHYAOUI Mohamed

Radiologie
Pathologie Chirurgicale
Gastro-Entérologie
Pneumo-phtisiologie
Cardiologie
Chimie-Toxicologie Expertise
Traumatologie Orthopédie
Gastro-Entérologie
Médecine Interne
Médecine Interne
Neurologie

Décembre 1988

46. Pr. BENHAMAMOUCHE Mohamed Najib
47. Pr. DAFIRI Rachida
48. Pr. FAIK Mohamed
49. Pr. HERMAS Mohamed
50. Pr. TOLOUNE Farida*

Chirurgie Pédiatrique
Radiologie
Urologie
Traumatologie Orthopédie
Médecine Interne

Décembre 1989 Janvier et Novembre 1990

51. Pr. ADNAOUI Mohamed
52. Pr. AOUNI Mohamed
53. Pr. BENAMEUR Mohamed*
54. Pr. BOUKILI MAKHOUKHI Abdelali
55. Pr. CHAD Bouziane
56. Pr. CHKOFF Rachid
57. Pr. KHARBACH Aïcha
58. Pr. MANSOURI Fatima
59. Pr. OUZZANI Taïbi Mohamed Réda
60. Pr. SEDRATI Omar*
61. Pr. TAZI Saoud Anas

Médecine Interne
Médecine Interne
Radiologie
Cardiologie
Pathologie Chirurgicale
Urologie
Gynécologie -Obstétrique
Anatomie-Pathologique
Neurologie
Dermatologie
Anesthésie Réanimation

Février Avril Juillet et Décembre 1991

62. Pr. AL HAMANY Zaïtounia
 63. Pr. ATMANI Mohamed*
 64. Pr. AZZOUZI Abderrahim
 65. Pr. BAYAHIA Rabéa ép. HASSAM
 66. Pr. BELKOUCHI Abdelkader
 67. Pr. BENABDELLAH Chahrazad
 68. Pr. BENCHEKROUN BELABBES Abdellatif
 69. Pr. BENSOU DA Yahia
 70. Pr. BERRAHO Amina
 71. Pr. BEZZAD Rachid
 72. Pr. CHABRAOUI Layachi
 73. Pr. CHANA El Houssaine*
 74. Pr. CHERRAH Yahia
 75. Pr. CHOKAIRI Omar
 76. Pr. FAJRI Ahmed*
 77. Pr. JANATI Idrissi Mohamed*
 78. Pr. KHATTAB Mohamed
 79. Pr. NEJMI Maati
 80. Pr. OUAALINE Mohammed*
 81. Pr. SOULAYMANI Rachida ép. BENCHEIKH
 82. Pr. TAOUFIK Jamal

Anatomie-Pathologique
 Anesthésie Réanimation
 Anesthésie Réanimation
 Néphrologie
 Chirurgie Générale
 Hématologie
 Chirurgie Générale
 Pharmacie galénique
 Ophtalmologie
 Gynécologie Obstétrique
 Biochimie et Chimie
 Ophtalmologie
 Pharmacologie
 Histologie Embryologie
 Psychiatrie
 Chirurgie Générale
 Pédiatrie
 Anesthésie-Réanimation
 Médecine Préventive, Santé Publique et Hygiène
 Pharmacologie
 Chimie thérapeutique

Décembre 1992

83. Pr. AHALLAT Mohamed
 84. Pr. BENOUDA Amina
 85. Pr. BENSOU DA Adil
 86. Pr. BOUJIDA Mohamed Najib
 87. Pr. CHAHED OUAZZANI Laaziza
 88. Pr. CHRAIBI Chafiq
 89. Pr. DAOUDI Rajae
 90. Pr. DEHAYNI Mohamed*
 91. Pr. EL HADDOURY Mohamed
 92. Pr. EL OUAHABI Abdessamad
 93. Pr. FELLAT Rokaya
 94. Pr. GHAFIR Driss*
 95. Pr. JIDDANE Mohamed
 96. Pr. OUAZZANI TAIBI Med Charaf Eddine
 97. Pr. TAGHY Ahmed
 98. Pr. ZOUHDI Mimoun

Chirurgie Générale
 Microbiologie
 Anesthésie Réanimation
 Radiologie
 Gastro-Entérologie
 Gynécologie Obstétrique
 Ophtalmologie
 Gynécologie Obstétrique
 Anesthésie Réanimation
 Neurochirurgie
 Cardiologie
 Médecine Interne
 Anatomie
 Gynécologie Obstétrique
 Chirurgie Générale
 Microbiologie

Mars 1994

99. Pr. AGNAOU Lahcen
 100. Pr. AL BAROUDI Saad
 101. Pr. BENCHERIFA Fatiha
 102. Pr. BENJAAFAR Nouredine
 103. Pr. BENJELLOUN Samir
 104. Pr. BEN RAIS Nozha
 105. Pr. CAOUI Malika
 106. Pr. CHRAIBI Abdelmjid
 107. Pr. EL AMRANI Sabah ép. AHALLAT
 108. Pr. EL AOUDAJ Rajae
 109. Pr. EL BARDOUNI Ahmed
 110. Pr. EL HASSANI My Rachid
 111. Pr. EL IDRISSE LAMGHARI Abdennaceur

Ophtalmologie
 Chirurgie Générale
 Ophtalmologie
 Radiothérapie
 Chirurgie Générale
 Biophysique
 Biophysique
 Endocrinologie et Maladies Métaboliques
 Gynécologie Obstétrique
 Immunologie
 Traumato-Orthopédie
 Radiologie
 Médecine Interne

- | | |
|---------------------------------------|------------------------------|
| 112. Pr. EL KIRAT Abdelmajid* | Chirurgie Cardio- Vasculaire |
| 113. Pr. ERROUGANI Abdelkader | Chirurgie Générale |
| 114. Pr. ESSAKALI Malika | Immunologie |
| 115. Pr. ETTAYEBI Fouad | Chirurgie Pédiatrique |
| 116. Pr. HADRI Larbi* | Médecine Interne |
| 117. Pr. HASSAM Badredine | Dermatologie |
| 118. Pr. IFRINE Lahssan | Chirurgie Générale |
| 119. Pr. JELTHI Ahmed | Anatomie Pathologique |
| 120. Pr. MAHFOUD Mustapha | Traumatologie – Orthopédie |
| 121. Pr. MOUDENE Ahmed* | Traumatologie- Orthopédie |
| 122. Pr. OULBACHA Said | Chirurgie Générale |
| 123. Pr. RHRAB Brahim | Gynécologie –Obstétrique |
| 124. Pr. SENOUCI Karima ép. BELKHADIR | Dermatologie |
| 125. Pr. SLAOUI Anas | Chirurgie Cardio-Vasculaire |

Mars 1994

- | | |
|---------------------------------|----------------------------|
| 126. Pr. ABBAR Mohamed* | Urologie |
| 127. Pr. ABDELHAK M'barek | Chirurgie – Pédiatrique |
| 128. Pr. BELAIDI Halima | Neurologie |
| 129. Pr. BRAHMI Rida Slimane | Gynécologie Obstétrique |
| 130. Pr. BENTAHILA Abdelali | Pédiatrie |
| 131. Pr. BENYAHIA Mohammed Ali | Gynécologie – Obstétrique |
| 132. Pr. BERRADA Mohamed Saleh | Traumatologie – Orthopédie |
| 133. Pr. CHAMI Ilham | Radiologie |
| 134. Pr. CHERKAOUI Lalla Ouafae | Ophthalmologie |
| 135. Pr. EL ABBADI Najia | Neurochirurgie |
| 136. Pr. HANINE Ahmed* | Radiologie |
| 137. Pr. JALIL Abdelouahed | Chirurgie Générale |
| 138. Pr. LAKHDAR Amina | Gynécologie Obstétrique |
| 139. Pr. MOUANE Nezha | Pédiatrie |

Mars 1995

- | | |
|--|--|
| 140. Pr. ABOUQUAL Redouane | Réanimation Médicale |
| 141. Pr. AMRAOUI Mohamed | Chirurgie Générale |
| 142. Pr. BAIDADA Abdelaziz | Gynécologie Obstétrique |
| 143. Pr. BARGACH Samir | Gynécologie Obstétrique |
| 144. Pr. BEDDOUCHE Amoqrane* | Urologie |
| 145. Pr. BENZAOUZ Mustapha | Gastro-Entérologie |
| 146. Pr. CHAARI Jilali* | Médecine Interne |
| 147. Pr. DIMOU M'barek* | Anesthésie Réanimation |
| 148. Pr. DRISSI KAMILI Mohammed Nordine* | Anesthésie Réanimation |
| 149. Pr. EL MESNAOUI Abbes | Chirurgie Générale |
| 150. Pr. ESSAKALI HOUSSYNI Leila | Oto-Rhino-Laryngologie |
| 151. Pr. FERHATI Driss | Gynécologie Obstétrique |
| 152. Pr. HASSOUNI Fadil | Médecine Préventive, Santé Publique et Hygiène |
| 153. Pr. HDA Abdelhamid* | Cardiologie |
| 154. Pr. IBEN ATTYA ANDALOUSSI Ahmed | Urologie |
| 155. Pr. IBRAHIMY Wafaa | Ophthalmologie |
| 156. Pr. MANSOURI Aziz | Radiothérapie |
| 157. Pr. OUAZZANI CHAHDI Bahia | Ophthalmologie |
| 158. Pr. RZIN Abdelkader* | Stomatologie et Chirurgie Maxillo-faciale |
| 159. Pr. SEFIANI Abdelaziz | Génétique |

160. Pr. ZEGGWAGH Amine Ali

Réanimation Médicale

Décembre 1996

161. Pr. AMIL Touriya*
162. Pr. BELKACEM Rachid
163. Pr. BELMAHI Amin
164. Pr. BOULANOUAR Abdelkrim
165. Pr. EL ALAMI EL FARICHA EL Hassan
166. Pr. EL MELLOUKI Ouafae*
167. Pr. GAOUZI Ahmed
168. Pr. MAHFOUDI M'barek*
169. Pr. MOHAMMADINE EL Hamid
170. Pr. MOHAMMADI Mohamed
171. Pr. MOULINE Soumaya
172. Pr. OUADGHIRI Mohamed
173. Pr. OUZEDDOUN Naima
174. Pr. ZBIR EL Mehdi*

Radiologie
Chirurgie Pédiatrie
Chirurgie réparatrice et plastique
Ophtalmologie
Chirurgie Générale
Parasitologie
Pédiatrie
Radiologie
Chirurgie Générale
Médecine Interne
Pneumo-phtisiologie
Traumatologie-Orthopédie
Néphrologie
Cardiologie

Novembre 1997

175. Pr. ALAMI Mohamed Hassan
176. Pr. BEN AMAR Abdeselem
177. Pr. BEN SLIMANE Lounis
178. Pr. BIROUK Nazha
179. Pr. BOULAICH Mohamed
180. Pr. CHAOUIR Souad*
181. Pr. DERRAZ Said
182. Pr. ERREIMI Naima
183. Pr. FELLAT Nadia
184. Pr. GUEDDARI Fatima Zohra
185. Pr. HAIMEUR Charki*
186. Pr. KANOUNI NAWAL
187. Pr. KOUTANI Abdellatif
188. Pr. LAHLOU Mohamed Khalid
189. Pr. MAHRAOUI CHAFIQ
190. Pr. NAZI M'barek*
191. Pr. OUAHABI Hamid*
192. Pr. SAFI Lahcen*
193. Pr. TAOUFIQ Jallal
194. Pr. YOUSFI MALKI Mounia

Gynécologie-Obstétrique
Chirurgie Générale
Urologie
Neurologie
O.RL.
Radiologie
Neurochirurgie
Pédiatrie
Cardiologie
Radiologie
Anesthésie Réanimation
Physiologie
Urologie
Chirurgie Générale
Pédiatrie
Cardiologie
Neurologie
Anesthésie Réanimation
Psychiatrie
Gynécologie Obstétrique

Novembre 1998

195. Pr. AFIFI RAJAA
196. Pr. AIT BENASSER MOULAY Ali*
197. Pr. ALOUANE Mohammed*
198. Pr. BENOMAR ALI
199. Pr. BOUGTAB Abdesslam
200. Pr. ER RIHANI Hassan
201. Pr. EZZAITOUNI Fatima
202. Pr. KABBAJ Najat
203. Pr. LAZRAK Khalid (M)

Gastro-Entérologie
Pneumo-phtisiologie
Oto-Rhino-Laryngologie
Neurologie
Chirurgie Générale
Oncologie Médicale
Néphrologie
Radiologie
Traumatologie Orthopédie

Novembre 1998

204. Pr. BENKIRANE Majid*
205. Pr. KHATOURI ALI*

Hématologie
Cardiologie

206. Pr. LABRAIMI Ahmed*

Anatomie Pathologique

Janvier 2000

207. Pr. ABID Ahmed* Pneumophtisiologie
208. Pr. AIT OUMAR Hassan Pédiatrie
209. Pr. BENCHERIF My Zahid Ophtalmologie
210. Pr. BENJELLOUN DAKHAMA Badr.Sououd Pédiatrie
211. Pr. BOURKADI Jamal-Eddine Pneumo-phtisiologie
212. Pr. CHAOUI Zineb Ophtalmologie
213. Pr. CHARIF CHEFCHAOUNI Al Montacer Chirurgie Générale
214. Pr. ECHARRAB El Mahjoub Chirurgie Générale
215. Pr. EL FTOUH Mustapha Pneumo-phtisiologie
216. Pr. EL MOSTARCHID Brahim* Neurochirurgie
217. Pr. EL OTMANYAzzedine Chirurgie Générale
218. Pr. GHANNAM Rachid Cardiologie
219. Pr. HAMMANI Lahcen Radiologie
220. Pr. ISMAILI Mohamed Hatim Anesthésie-Réanimation
221. Pr. ISMAILI Hassane* Traumatologie Orthopédie
222. Pr. KRAMI Hayat Ennoufouss Gastro-Entérologie
223. Pr. MAHMOUDI Abdelkrim* Anesthésie-Réanimation
224. Pr. TACHINANTE Rajae Anesthésie-Réanimation
225. Pr. TAZI MEZALEK Zoubida Médecine Interne
226. **Novembre 2000**
227. Pr. AIDI Saadia Neurologie
228. Pr. AIT OURHROUI Mohamed Dermatologie
229. Pr. AJANA Fatima Zohra Gastro-Entérologie
230. Pr. BENAMR Said Chirurgie Générale
231. Pr. BENCHEKROUN Nabiha Ophtalmologie
232. Pr. CHERTI Mohammed Cardiologie
233. Pr. ECH-CHERIF EL KETTANI Selma ²Anesthésie-Réanimation
234. Pr. EL HASSANI Amine Pédiatrie
235. Pr. EL IDGHIRI Hassan Oto-Rhino-Laryngologie
236. Pr. EL KHADER Khalid Urologie
237. Pr. EL MAGHRAOUI Abdellah* Rhumatologie
238. Pr. GHARBI Mohamed El Hassan Endocrinologie et Maladies Métaboliques
239. Pr. HSSAIDA Rachid* Anesthésie-Réanimation
240. Pr. LACHKAR Azzouz Urologie
241. Pr. LAHLOU Abdou Traumatologie Orthopédie
242. Pr. MAFTAH Mohamed* Neurochirurgie
243. Pr. MAHASSINI Najat Anatomie Pathologique
244. Pr. MDAGHRI ALAOUI Asmae Pédiatrie
245. Pr. NASSIH Mohamed* Stomatologie Et Chirurgie Maxillo-Faciale
246. Pr. ROUMI Abdelhadi Neurologie

Décembre 2001

247. Pr. ABABOU Adil Anesthésie-Réanimation
248. Pr. AOUAD Aicha Cardiologie
249. Pr. BALKHI Hicham* Anesthésie-Réanimation
250. Pr. BELMEKKI Mohammed Ophtalmologie
251. Pr. BENABDELJLIL Maria Neurologie
252. Pr. BENAMAR Loubna Néphrologie
253. Pr. BENAMOR Jouda Pneumo-phtisiologie
254. Pr. BENELBARHDADI Imane Gastro-Entérologie
255. Pr. BENNANI Rajae Cardiologie

256. Pr. BENOACHANE Thami	Pédiatrie
257. Pr. BENYOUSSEF Khalil	Dermatologie
258. Pr. BERRADA Rachid	Gynécologie Obstétrique
259. Pr. BEZZA Ahmed*	Rhumatologie
260. Pr. BOUCHIKHI IDRISSE Med Larbi	Anatomie
261. Pr. BOUHOUCHE Rachida	Cardiologie
262. Pr. BOUMDIN El Hassane*	Radiologie
263. Pr. CHAT Latifa	Radiologie
264. Pr. CHELLAOUI Mounia	Radiologie
265. Pr. DAALI Mustapha*	Chirurgie Générale
266. Pr. DRISSE Sidi Mourad*	Radiologie
267. Pr. EL HAJOUI Ghziel Samira	Gynécologie Obstétrique
268. Pr. EL HIJRI Ahmed	Anesthésie-Réanimation
269. Pr. EL MAAQILI Moulay Rachid	Neuro-Chirurgie
270. Pr. EL MADHI Tarik	Chirurgie-Pédiatrique
271. Pr. EL MOUSSAIF Hamid	Ophthalmologie
272. Pr. EL OUNANI Mohamed	Chirurgie Générale
273. Pr. EL QUESSAR Abdeljlil	Radiologie
274. Pr. ETTAIR Said	Pédiatrie
275. Pr. GAZZAZ Miloudi*	Neuro-Chirurgie
276. Pr. GOURINDA Hassan	Chirurgie-Pédiatrique
277. Pr. HRORA Abdelmalek	Chirurgie Générale
278. Pr. KABBAJ Saad	Anesthésie-Réanimation
279. Pr. KABIRI El Hassane*	Chirurgie Thoracique
280. Pr. LAMRANI Moulay Omar	Traumatologie Orthopédie
281. Pr. LEKEHAL Brahim	Chirurgie Vasculaire Périphérique
282. Pr. MAHASSIN Fattouma*	Médecine Interne
283. Pr. MEDARHRI Jalil	Chirurgie Générale
284. Pr. MIKDAME Mohammed*	Hématologie Clinique
285. Pr. MOHSINE Raouf	Chirurgie Générale
286. Pr. NABIL Samira	Gynécologie Obstétrique
287. Pr. NOUINI Yassine	Urologie
288. Pr. OUALIM Zouhir*	Néphrologie
289. Pr. SABBABH Farid	Chirurgie Générale
290. Pr. SEFIANI Yasser	Chirurgie Vasculaire Périphérique
291. Pr. TAOUFIQ BENCHEKROUN Soumia	Pédiatrie
292. Pr. TAZI MOUKHA Karim	Urologie

Décembre 2002

293. Pr. AL BOUZIDI Abderrahmane*	Anatomie Pathologique
294. Pr. AMEUR Ahmed *	Urologie
295. Pr. AMRI Rachida	Cardiologie
296. Pr. AOURARH Aziz*	Gastro-Entérologie
297. Pr. BAMOU Youssef *	Biochimie-Chimie
298. Pr. BELMEJDOUB Ghizlene*	Endocrinologie et Maladies Métaboliques
299. Pr. BENBOUAZZA Karima	Rhumatologie
300. Pr. BENZEKRI Laila	Dermatologie
301. Pr. BENZZOUBEIR Nadia*	Gastro-Entérologie
302. Pr. BERNOUSSI Zakiya	Anatomie Pathologique
303. Pr. BICHA Mohamed Zakariya	Psychiatrie
304. Pr. CHOHO Abdelkrim *	Chirurgie Générale
305. Pr. CHKIRATE Bouchra	Pédiatrie
306. Pr. EL ALAMI EL FELLOUS Sidi Zouhair	Chirurgie Pédiatrique
307. Pr. EL ALJ Haj Ahmed	Urologie

308. Pr. EL BARNOUSSI Leila	Gynécologie Obstétrique
309. Pr. EL HAOURI Mohamed *	Dermatologie
310. Pr. EL MANSARI Omar*	Chirurgie Générale
311. Pr. ES-SADEL Abdelhamid	Chirurgie Générale
312. Pr. FILALI ADIB Abdelhai	Gynécologie Obstétrique
313. Pr. HADDOUR Leila	Cardiologie
314. Pr. HAJJI Zakia	Ophthalmologie
315. Pr. IKEN Ali	Urologie
316. Pr. ISMAEL Farid	Traumatologie Orthopédie
317. Pr. JAAFAR Abdeloihab*	Traumatologie Orthopédie
318. Pr. KRIOULE Yamina	Pédiatrie
319. Pr. LAGHMARI Mina	Ophthalmologie
320. Pr. MABROUK Hfid*	Traumatologie Orthopédie
321. Pr. MOUSSAOUI RAHALI Driss*	Gynécologie Obstétrique
322. Pr. MOUSTAGHfir Abdelhamid*	Cardiologie
323. Pr. MOUSTAINE My Rachid	Traumatologie Orthopédie
324. Pr. NAITLHO Abdelhamid*	Médecine Interne
325. Pr. OUJILAL Abdelilah	Oto-Rhino-Laryngologie
326. Pr. RACHID Khalid *	Traumatologie Orthopédie
327. Pr. RAISS Mohamed	Chirurgie Générale
328. Pr. RGUIBI IDRISSE Sidi Mustapha*	Pneumophthysiologie
329. Pr. RHOU Hakima	Néphrologie
330. Pr. SIAH Samir *	Anesthésie Réanimation
331. Pr. THIMOU Amal	Pédiatrie
332. Pr. ZENTAR Aziz*	Chirurgie Générale
333. Pr. ZRARA Ibtisam*	Anatomie Pathologique

PROFESSEURS AGREGES :

Janvier 2004

334. Pr. ABDELLAH El Hassan	Ophthalmologie
335. Pr. AMRANI Mariam	Anatomie Pathologique
336. Pr. BENBOUZID Mohammed Anas	Oto-Rhino-Laryngologie
337. Pr. BENKIRANE Ahmed*	Gastro-Entérologie
338. Pr. BENRAMDANE Larbi*	Chimie Analytique
339. Pr. BOUGHALEM Mohamed*	Anesthésie Réanimation
340. Pr. BOULAADAS Malik	Stomatologie et Chirurgie Maxillo-faciale
341. Pr. BOURAZZA Ahmed*	Neurologie
342. Pr. CHAGAR Belkacem*	Traumatologie Orthopédie
343. Pr. CHERRADI Nadia	Anatomie Pathologique
344. Pr. EL FENNI Jamal *	Radiologie
345. Pr. EL HANCHI ZAKI	Gynécologie Obstétrique
346. Pr. EL KHORASSANI Mohamed	Pédiatrie
347. Pr. EL YOUNASSI Badreddine*	Cardiologie
348. Pr. HACHI Hafid	Chirurgie Générale
349. Pr. JABOUIRIK Fatima	Pédiatrie
350. Pr. KARMANE Abdelouahed	Ophthalmologie
351. Pr. KHABOUZE Samira	Gynécologie Obstétrique
352. Pr. KHARMAZ Mohamed	Traumatologie Orthopédie
353. Pr. LEZREK Mohammed*	Urologie
354. Pr. MOUGHIL Said	Chirurgie Cardio-Vasculaire
355. Pr. NAOUMI Asmae*	Ophthalmologie
356. Pr. SAADI Nozha	Gynécologie Obstétrique
357. Pr. SASSENOU ISMAIL*	Gastro-Entérologie

358. Pr. TARIB Abdelilah* Pharmacie Clinique
 359. Pr. TIJAMI Fouad Chirurgie Générale
 360. Pr. ZARZUR Jamila Cardiologie

Janvier 2005

361. Pr. ABBASSI Abdellah Chirurgie Réparatrice et Plastique
 362. Pr. AL KANDRY Sif Eddine* Chirurgie Générale
 363. Pr. ALAOUI Ahmed Essaid Microbiologie
 364. Pr. ALLALI Fadoua Rhumatologie
 365. Pr. AMAR Yamama Néphrologie
 366. Pr. AMAZOUZI Abdellah Ophtalmologie
 367. Pr. AZIZ Nouredine* Radiologie
 368. Pr. BAHIRI Rachid Rhumatologie
 369. Pr. BARKAT Amina Pédiatrie
 370. Pr. BENHALIMA Hanane Stomatologie et Chirurgie Maxillo Faciale
 371. Pr. BENHARBIT Mohamed Ophtalmologie
 372. Pr. BENYASS Aatif Cardiologie
 373. Pr. BERNOUSSI Abdelghani Ophtalmologie
 374. Pr. BOUKLATA Salwa Radiologie
 375. Pr. CHARIF CHEFCHAOUNI Mohamed Ophtalmologie
 376. Pr. DOUDOUH Abderrahim* Biophysique
 377. Pr. EL HAMZAOUI Sakina Microbiologie
 378. Pr. HAJJI Leila Cardiologie
 379. Pr. HESSISSEN Leila Pédiatrie
 380. Pr. JIDAL Mohamed* Radiologie
 381. Pr. KARIM Abdelouahed Ophtalmologie
 382. Pr. KENDOUCI Mohamed* Cardiologie
 383. Pr. LAAROUSSI Mohamed Chirurgie Cardio-vasculaire
 384. Pr. LYAGOUBI Mohammed Parasitologie
 385. Pr. NIAMANE Radouane* Rhumatologie
 386. Pr. RAGALA Abdelhak Gynécologie Obstétrique
 387. Pr. SBIHI Souad Histo-Embryologie Cytogénétique
 388. Pr. TNACHERI OUZZANI Btissam Ophtalmologie
 389. Pr. ZERAIDI Najia Gynécologie Obstétrique

AVRIL 2006

423. Pr. ACHEMLAL Lahsen* Rhumatologie
 424. Pr. AFIFI Yasser Dermatologie
 425. Pr. AKJOUJ Said* Radiologie
 426. Pr. BELGNAOUI Fatima Zahra Dermatologie
 427. Pr. BELMEKKI Abdelkader* Hématologie
 428. Pr. BENCHEIKH Razika O.R.L
 429. Pr. BIYI Abdelhamid* Biophysique
 430. Pr. BOUHAFS Mohamed El Amine Chirurgie - Pédiatrique
 431. Pr. BOULAHYA Abdellatif* Chirurgie Cardio – Vasculaire
 432. Pr. CHEIKHAOUI Younes Chirurgie Cardio – Vasculaire
 433. Pr. CHENGUETI ANSARI Anas Gynécologie Obstétrique
 434. Pr. DOGHMI Nawal Cardiologie
 435. Pr. ESSAMRI Wafaa Gastro-entérologie
 436. Pr. FELLAT Ibtezzam Cardiologie
 437. Pr. FAROUDY Mamoun Anesthésie Réanimation
 438. Pr. GHADOUANE Mohammed* Urologie
 439. Pr. HARMOUICHE Hicham Médecine Interne

440. Pr. HANAFI Sidi Mohamed*	Anesthésie Réanimation
441 Pr. IDRIS LAHLOU Amine	Microbiologie
442. Pr. JROUNDI Laila	Radiologie
443. Pr. KARMOUNI Tariq	Urologie
444. Pr. KILI Amina	Pédiatrie
445. Pr. KISRA Hassan	Psychiatrie
446. Pr. KISRA Mounir	Chirurgie – Pédiatrique
447. Pr. KHARCHAFI Aziz*	Médecine Interne
448. Pr. LAATIRIS Abdelkader*	Pharmacie Galénique
449. Pr. LMIMOUNI Badreddine*	Parasitologie
450. Pr. MANSOURI Hamid*	Radiothérapie
451. Pr. NAZIH Naoual	O.R.L
452. Pr. OUANASS Abderrazzak	Psychiatrie
453. Pr. SAFI Soumaya*	Endocrinologie
454. Pr. SEKKAT Fatima Zahra	Psychiatrie
455. Pr. SEFIANI Sana	Anatomie Pathologique
456. Pr. SOUALHI Mouna	Pneumo – Phtisiologie
457. Pr. TELLAL Saida*	Biochimie
458. Pr. ZAHRAOUI Rachida	Pneumo – Phtisiologie

Octobre 2007

458. Pr. LARAQUI Housseini Leila	Anatomie pathologique
459. Pr. EL MOUSSAOUI Rachid	Anesthésie réanimation
460. Pr. MOUSSAOUI Abdelmajid	Anesthésier réanimation
461. Pr. LALAOUI SALIM Jaafar *	Anesthésie réanimation
462. Pr. BAITE Abdelouahed *	Anesthésie réanimation
463. Pr. TOUATI Zakia	Cardiologie
464. Pr. OUZZIF Ez zohra *	Biochimie
465. Pr. BALOUCH Lhousaine *	Biochimie
466. Pr. SELKANE Chakir *	Chirurgie cardio vasculaire
467. Pr. EL BEKKALI Youssef *	Chirurgie cardio vasculaire
468. Pr. AIT HOUSSA Mahdi *	Chirurgie cardio vasculaire
469. Pr. EL ABSI Mohamed	Chirurgie générale
470. Pr. EHIRCHIOU Abdelkader *	Chirurgie générale
471. Pr. ACHOUR Abdessamad *	Chirurgie générale
472. Pr. TAJDINE Mohammed Tariq*	Chirurgie générale
473. Pr. GHARIB Nouredine	Chirurgie plastique
474. Pr. TABERKANET Mustafa *	Chirurgie vasculaire périphérique
475. Pr. ISMAILI Nadia	Dermatologie
476. Pr. MASRAR Azlarab	Hématologie biologique
477. Pr. RABHI Monsef *	Médecine interne
478. Pr. MRABET Mustapha *	Médecine préventive santé publique et hygiène
479. Pr. SEKHSOKH Yessine *	Microbiologie
480. Pr. SEFFAR Myriame	Microbiologie
481. Pr. LOUZI Lhoussain *	Microbiologie
482. Pr. MRANI Saad *	Virologie
483. Pr. GANA Rachid	Neuro chirurgie
484. Pr. ICHOU Mohamed *	Oncologie médicale
485. Pr. TACHFOUTI Samira	Ophtalmologie
486. Pr. BOUTIMZINE Nourdine	Ophtalmologie
487. Pr. MELLAL Zakaria	Ophtalmologie
488. Pr. AMMAR Haddou *	ORL
489. Pr. AOUI Sarra	Parasitologie
490. Pr. TLIGUI Houssain	Parasitologie

491. Pr. MOUTAJ Redouane *
 492. Pr. ACHACHI Leila
 493. Pr. MARC Karima
 494. Pr. BENZIANE Hamid *
 495. Pr. CHERKAOUI Naoual *
 496. Pr. EL OMARI Fatima
 497. Pr. MAHI Mohamed *
 498. Pr. RADOUANE Bouchaib*
 499. Pr. KEBDANI Tayeb
 500. Pr. SIFAT Hassan *
 501. Pr. HADADI Khalid *
 502. Pr. ABIDI Khalid
 503. Pr. MADANI Naoufel
 504. Pr. TANANE Mansour *
 505. Pr. AMHAJJI Larbi *

Parasitologie
 Pneumo phtisiologie
 Pneumo phtisiologie
 Pharmacie clinique
 Pharmacie galénique
 Psychiatrie
 Radiologie
 Radiologie
 Radiothérapie
 Radiothérapie
 Radiothérapie
 Réanimation médicale
 Réanimation médicale
 Traumatologie orthopédie
 Traumatologie orthopédie

Mars 2009

Pr. BJIJOU Younes
 Pr. AZENDOUR Hicham *
 Pr. BELYAMANI Lahcen*
 Pr. BOUHSAIN Sanae *
 Pr. OUKERRAJ Latifa
 Pr. LAMSAOURI Jamal *
 Pr. MARMADÉ Lahcen
 Pr. AMAHZOUNE Brahim*
 Pr. AIT ALI Abdelmounaim *
 Pr. BOUNAIM Ahmed *
 Pr. EL MALKI Hadj Omar
 Pr. MSSROURI Rahal
 Pr. CHTATA Hassan Toufik *
 Pr. BOUI Mohammed *
 Pr. KABBAJ Nawal
 Pr. FATHI Khalid
 Pr. MESSAOUDI Nezha *
 Pr. CHAKOUR Mohammed *
 Pr. DOGHMI Kamal *
 Pr. ABOUZAHIR Ali *
 Pr. ENNIBI Khalid *
 Pr. EL OUENNASS Mostapha
 Pr. ZOUHAIR Said*
 Pr. L'kassimi Hachemi*
 Pr. AKHADDAR Ali *
 Pr. AIT BENHADDOU El hachmia
 Pr. AGADR Aomar *
 Pr. KARBOUBI Lamyia
 Pr. MESKINI Toufik
 Pr. KABIRI Meryem
 Pr. RHORFI Ismail Abderrahmani *
 Pr. BASSOU Driss *
 Pr. ALLALI Nazik
 Pr. NASSAR Ittimade
 Pr. HASSIKOU Hasna *
 Pr. AMINE Bouchra
 Pr. BOUSSOUGA Mostapha *

Anatomie
 Anesthésie Réanimation
 Anesthésie Réanimation
 Biochimie
 Cardiologie
 Chimie Thérapeutique
 Chirurgie Cardio-vasculaire
 Chirurgie Cardio-vasculaire
 Chirurgie Générale
 Chirurgie Générale
 Chirurgie Générale
 Chirurgie Générale
 Chirurgie Vasculaire Périphérique
 Dermatologie
 Gastro-entérologie
 Gynécologie obstétrique
 Hématologie biologique
 Hématologie biologique
 Hématologie clinique
 Médecine interne
 Médecine interne
 Microbiologie
 Microbiologie
 Microbiologie
 Neuro-chirurgie
 Neurologie
 Pédiatrie
 Pédiatrie
 Pédiatrie
 Pédiatrie
 Pneumo-phtisiologie
 Radiologie
 Radiologie
 Radiologie
 Rhumatologie
 Rhumatologie
 Traumatologie orthopédique

Octobre 2010

Pr. AMEZIANE Taoufiq*
Pr. ERRABIH Ikram
Pr. CHERRADI Ghizlan
Pr. MOSADIK Ahlam
Pr. ALILOU Mustapha
Pr. KANOUNI Lamya
Pr. EL KHARRAS Abdennasser*
Pr. DARBI Abdellatif*
Pr. EL HAFIDI Naima
Pr. MALIH Mohamed*
Pr. BOUSSIF Mohamed*
Pr. EL MAZOUZ Samir
Pr. DENDANE Mohammed Anouar
Pr. EL SAYEGH Hachem
Pr. MOUJAHID Mountassir*
Pr. RAISSOUNI Zakaria*
Pr. BOUAITY Brahim*
Pr. LEZREK Mounir
Pr. NAZIH Mouna*
Pr. LAMALMI Najat
Pr. ZOUAIDIA Fouad
Pr. BELAGUID Abdelaziz
Pr. DAMI Abdellah*
Pr. CHADLI Mariama*

Médecine interne
Gastro entérologie
Cardiologie
Anesthésie Réanimation
Anesthésie réanimation
Radiothérapie
Radiologie
Radiologie
Pédiatrie
Pédiatrie
Médecine aérologique
Chirurgie plastique et réparatrice
Chirurgie pédiatrique
Urologie
Chirurgie générale
Traumatologie orthopédie
ORL
Ophtalmologie
Hématologie
Anatomie pathologique
Anatomie pathologique
Physiologie
Biochimie chimie
Microbiologie

ENSEIGNANTS SCIENTIFIQUES

PROFESSEURS

1. Pr. ABOUDRAR Saadia
2. Pr. ALAMI OUHABI Naima
3. Pr. ALAOUI KATIM
4. Pr. ALAOUI SLIMANI Lalla Naïma
5. Pr. ANSAR M'hammed
6. Pr. BOUKLOUZE Abdelaziz
7. Pr. BOUHOUCHE Ahmed
8. Pr. BOURJOUANE Mohamed
9. Pr. CHAHED OUZZANI Lalla Chadia
10. Pr. DAKKA Taoufiq
11. Pr. DRAOUI Mustapha
12. Pr. EL GUESSABI Lahcen
13. Pr. ETTAIB Abdelkader
14. Pr. FAOUZI Moulay El Abbes
15. Pr. HMAMOUCHE Mohamed
16. Pr. IBRAHIMI Azeddine
17. Pr. KABBAJ Ouafae
18. Pr. KHANFRI Jamal Eddine
19. Pr. REDHA Ahlam
20. Pr. OULAD BOUYAHYA IDRISSE Med
21. Pr. TOUATI Driss
22. Pr. ZAHIDI Ahmed
23. Pr. ZELLOU Amina

Physiologie
Biochimie
Pharmacologie
Histologie-Embryologie
Chimie Organique et Pharmacie Chimique
Applications Pharmaceutiques
Génétique Humaine
Microbiologie
Biochimie
Physiologie
Chimie Analytique
Pharmacognosie
Zootechnie
Pharmacologie
Chimie Organique

Biochimie
Biologie
Biochimie
Chimie Organique
Pharmacognosie
Pharmacologie
Chimie Organique

* *Enseignants Militaires*



Je dédie cette thèse à...

A mon cher père

Vous avez été pour moi au long de mes études le plus grand symbole d'amour, de dévouement qui ont ni cessés ni diminués.

Votre bonté et votre générosité sont sans limites. Vos prières m'ont été d'un grand soutien au cours de ce long parcours.

Pour tous les encouragements et le réconfort qui n'ont cessé de me servir de guide, je vous dédie ce travail en témoignage de mon grand amour que je n'ai su exprimer avec les mots.

Puisse dieu vous accorder santé et longue vie, et vous garder à mes cotés le plus longtemps possible.



A ma chère mère

En témoignage de tant d'années de sacrifices, d'encouragements et de prières.

Aucune dédicace ne saurait exprimer à sa juste valeur, l'ampleur de l'affection et de l'admiration que j'éprouve pour vous.

Veillez trouver dans ce travail, le témoignage de ma grande reconnaissance.

Puisse dieu vous procurer bonheur, santé, longue vie afin que je puisse vous combler à mon tour.



A mes chers frères: ABDEL MAJID, AHMED, SAMIR,

RACHID, YOUNESS

Je vous remercie pour tout ce que vous avez fait pour moi m'apprenant le sens de la responsabilité et m'accordant en même temps l'initiative suffisante pour bâtir ma personnalité

Vous m'avez toujours encouragé dans tout ce que j'ai entrepris dans ma vie, me poussant à me surpasser. Vous avez été toujours là pour moi quand le moral n'y était pas. Merci d'avoir été la locomotive de ma vie et le pansement de mon cœur.

Je vous dédie ce travail avec tout le respect que je vous dois, en priant dieu de nous laisser unis pour la vie.

Je vous aime très très fort.

A La mémoire de ma grande sœur SOUAD

Je regrette de ne t'avoir jamais connu, je te dédie ce travail en priant que dieu puisse t'accueillir en sa sainte miséricorde.

A ma belle sœur AZIZA

Quoique je dise rien ne reflétera la profonde affection et l'amour que je te porte. Je te remercie pour ton soutien et tes encouragements. Je te dédie ce travail avec toute mon affection et amour. Que dieu te protège de tout préjudice.

A ma belle sœur GHIZLANE

Ta gentillesse et ta bonté n'ont pas d'égal. Puisse ce travail exprimer mon affection et mon amour pour toi. Que dieu te protège.



A mes neveux: Yassine, RAYANE et ma nièce RANIA

Je ne saurai vous exprimer tout l'amour que je vous porte en quelques lignes.

Que Dieu tout puissant vous garde et vous procure santé, bonheur et longue vie Je vous aime énormément et j'espère vous voir réaliser tous vos rêves et ambitions.

A mes grands-mères

Que ce modeste travail de votre petite fille soit le témoignage de l'amour que je vous porte et le remerciement pour toute l'affection que vous m'avez donnée.

A la mémoire de mes grands-pères

Je regrette de ne vous avoir jamais connu, je vous dédie ce travail en priant que dieu puisse vous accueillir en sa sainte miséricorde.



A la mémoire de ma tante FATIMA

Le destin ne nous a pas laissé le temps pour jouir ce bonheur ensemble et de vous exprimer tout mon respect. Je garderai toujours un souvenir de votre grande douceur.

Puisse Dieu tout puissant vous accorder sa clémence, sa miséricorde et vous accueillir dans son saint paradis...

A mes cousins et cousines

A tous les membres de la famille

En témoignage de ma gratitude et de mon affection la plus sincère, je vous dédie ce travail.

Que dieu vous protège et vous procure bonheur, santé et prospérité.



*À mes meilleures amies : lamiae, fatima zohra, nora, amal,
imane...*

*Je vous dédie ce travail pour tous les moments qu'on a partagés ensemble
et qui resteront gravés dans ma mémoire, avec mes souhaits de succès et de
bonheur.*

À tous ceux qui me sont très chers et dont le nom m'échappe.





REMERCIEMENTS



A notre maitre et président de jury
Madame le professeur W.El mellouki
Professeur de parasitologie
Chef de pôle des laboratoires HMIM V-RABAT

Vous m'avez honoré d'accepter avec grande sympathie de siéger à la présidence de mon jury de thèse.

Votre bonté, votre modestie et votre compréhension ne peuvent que vous valoir l'estime et le respect de tous.

Veillez trouver ici, madame, le témoignage de nos sentiments respectueux et de notre grande admiration pour vos précieuses qualités humaines et professionnelles.

Puisse dieu le tout puissant vous accorder bonne santé, bonheur et prospérité.



À notre maître et rapporteur de thèse

Monsieur le professeur B. Imimouni

Professeur de parasitologie

Vous m'avez accordé un grand honneur en me confiant la réalisation de ce travail.

Qu'il me soit permis de vous témoigner toute ma gratitude et mon profond respect d'avoir bien voulu assurer la direction de ce travail qui, grâce à votre esprit didactique et rigoureux, et vos précieux conseils, a pu être mené à bien. Je salue également en vous votre capacité à écouter les étudiants et à les rassurer dans le doute.

Je vous prie de trouver ici, le témoignage de ma reconnaissance éternelle, de mon profond respect et ma haute considération.

Puisse dieu le tout puissant vous accorder bonne santé, prospérité et bonheur.



A notre maitre et juge de thèse
Monsieur le professeur S. Siah
Professeur d'anesthésie-réanimation

Vous nous avez accordé un immense honneur et un grand privilège en acceptant de juger ce travail.

Nous vous prions, cher maitre, d'accepter dans ce travail le témoignage de notre haute considération, de notre profonde reconnaissance et notre sincère respect.



A notre maitre et juge de thèse
Monsieur le professeur A. Belmekki
Professeur d'hématologie

Je vous remercie vivement de m'honorer de votre présence au sein du jury
de notre thèse.

Veillez accepter, cher maitre, mon sincère respect et ma profonde
reconnaissance.



A notre maitre et juge de thèse
Monsieur le professeur H. Azendour
Professeur agrégé d'anesthésie-réanimation

*Nous vous remercions vivement de l'honneur que vous nous faites en
siégeant dans ce jury. Nous vous sommes très reconnaissantes de la spontanéité
et de l'amabilité avec lesquelles vous avez accepté de juger notre travail.*

*Puisse ce travail vous témoigner mes sincères remerciements et ma
profonde gratitude.*



Au docteur Derraji Soufiane
Professeur Assistant en Pharmacie hospitalière
Chef de service de stérilisation HMIMV-RABAT

Nous vous remercions chaleureusement de l'aide que vous nous avez apporté ainsi que vos judicieux conseils dont vous n'avez jamais été avare.

Veillez trouver ici, l'expression de ma gratitude, ma profonde reconnaissance, mon admiration et ma grande considération.

Puisse Dieu le tout puissant vous accorder bonne santé, prospérité et bonheur.



Au docteur Hafida naoui, Zohra lamkhanate

*Je vous remercie pour le temps que vous avez bien voulu me consacrer,
pour vos conseils et pour votre encadrement.*

*Votre disponibilité permanente et votre soutien m'ont permis de mener à
bien ce travail.*

A nora sayagh

*Nous vous remercions infiniment de votre aide à l'élaboration de ce
travail, votre soutien était de grand apport.*

Veillez trouver ici l'expression de nos sincères remerciements.



Au docteur sanae, najat, tariq, latifa

Résidents en biologie médicale

*Nous sommes très reconnaissantes de l'aide que vous nous avez apporté
le long du déroulement de ce travail.*

*Je vous exprime ici, mon plus grand respect et mes remerciements les plus
sincères.*

A tout le personnel du laboratoire de parasitologie-mycologie

de l'HMIMV-RABAT

*Je tiens à remercier particulièrement le major du service de parasitologie
Vous n'avez pas hésité à me fournir l'aide nécessaire malgré vos charges
professionnelles.*

JE vous exprime ici tout mon respect et toute ma reconnaissance.



*A tout le personnel du bloc opératoire central
de l'HMIMV-RABAT*

*Vous avez fait preuve de beaucoup de générosité en sacrifiant de
votre temps en vue de nous aider à réaliser ce travail.*

*Veillez trouver ici l'expression de notre gratitude et de notre
profonde estime.*



Liste des abréviations

Liste des abréviations

- **ISO** : L'Organisation internationale de normalisation.
- **ASPEC** : Association pour la prévention et l'étude de la contamination.
- **AFNOR** : L'Association française de normalisation.
- **CLIN** : Comité de lutte contre les infections nosocomiales.
- **PDA** : Pomme de terre, Dextrose, Agar.
- **UFC** : Unité formant colonie

SOMMAIRE

I. INTRODUCTION	1
II. MATERIELS ET METHODES	3
II.1 Période, lieu et type de l'étude	3
II.2 Description du site de l'étude	3
II.3 Méthodologie	4
II.3.1 Techniques de prélèvements	4
II.3.2 Techniques d'isolement	6
II.3.3 Techniques d'identification	6
III. RESULTATS	8
III.1 Analyse descriptive de la distribution des champignons isolés.....	8
III.2 Description des champignons retrouvés dans notre étude.....	41
IV. DISCUSSION	48
IV.1 Les champignons.....	48
IV.1.1 Définitions et généralités	48
IV.1.2 Classification.....	49
IV.1.3 Les moisissures	63
IV.2 Aérocontamination fongique au bloc opératoire.....	67
IV.2.1 Le bloc opératoire et zone à risque	67
IV.2.2 Aérocontamination.....	70
IV.2.3 Mécanismes d'aérocontamination fongique	70
IV.2.4 Sources d'aérocontamination fongique au bloc opératoire.....	73
IV.2.5 Relation entre aérocontamination fongique et infections fongiques	

nosocomiales	77
IV.2.6 Lutte contre l'aérocontamination fongique au bloc opératoire	78
IV.2.7 Contrôle et surveillance de l'aérocontamination fongique	105
IV.2.8 Formation du personnel	122
CONCLUSION	124
RESUMES	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	

INTRODUCTION

Les infections nosocomiales ou hospitalières constituent un grand problème de santé publique, vu leur fréquence, leur gravité et leurs conséquences économiques et sociales. Il s'agit en fait d'un bon témoin de qualité, non seulement de soins mais également de performance, de la formation et de l'organisation en matière d'hygiène à l'échelon d'un établissement hospitalier.

Il est reconnu que les mesures de prévention les plus efficaces sont celles qui visent les comportements du personnel et le respect des procédures d'hygiène. Certes, la majorité des infections nosocomiales sont dues au manuportage ou au non-respect de ces procédures. Cependant, l'expérience et la littérature montrent qu'une partie des infections nosocomiales peut aussi être attribuée à l'environnement et plus particulièrement à l'air.

En effet, dans un établissement de santé, l'air peut représenter un vecteur de contamination pour les patients à risque. Bien que la transmission aéroportée soit de moindre importance par rapport à d'autres voies (notamment manuportée), elle n'est pas à négliger.

Le rôle de l'air dans la survenue d'infections nosocomiales a surtout été étudié au cours de deux circonstances : dans les épidémies d'aspergilloses invasives chez l'immunodéprimé à l'occasion de travaux réalisés à proximité, et dans les infections du site opératoire en chirurgie orthopédique⁽⁶⁸⁾.

Dans les secteurs sensibles, notamment le bloc opératoire, la surveillance de l'environnement est obligatoire, elle fait intervenir la vigilance de tous et une bonne coordination entre les équipes. Cependant, une contamination fongique de l'air peut échapper à une surveillance attentive et engendrer, dans un contexte opportuniste, des infections du site opératoire chez les sujets vulnérables.

Vu le risque que peut avoir la contamination fongique de l'air sur la sécurité des patients opérés, nous proposons à travers ce travail, d'étudier l'aérocontamination fongique

au niveau du bloc opératoire central de l'hôpital militaire d'instruction Mohammed V de Rabat.

L'objectif de notre travail est donc d'étudier le profil écologique et épidémiologique de la flore fongique aérienne des blocs opératoires septique et aseptique de l'HMIMV de Rabat.

A travers cette étude, nous allons faire une mise au point sur la conception des blocs opératoires sur les moisissures, ainsi que sur les moyens de décontamination des blocs et sur les mesures de lutte contre l'aérocontamination fongique au bloc opératoire.

II. MATERIELS ET METHODES

II.1 Période, lieu et type de l'étude

Il s'agit d'une étude prospective descriptive menée sur 4 mois (de janvier 2011 à avril 2011) au sein des blocs opératoires de l'HMIMV de Rabat.

Le bloc opératoire de l'HMIMV est un bloc polyvalent ouvert à différents types de chirurgie et équipé de matériel moderne tant au niveau de la chirurgie que l'anesthésie. Il est divisé en bloc opératoire septique, bloc opératoire aseptique et bloc des urgences séparés rigoureusement tant au niveau des circulations que de l'équipement, de la lingerie et de la ventilation. Ne seront inclus dans cette étude que le bloc opératoire septique et le bloc opératoire aseptique.

II.2 Description du site de l'étude

Chacun des deux blocs regroupe 3 zones :

- Des salles d'opérations ;
- Un couloir périphérique : Il permet la circulation entre les différentes salles d'opérations et les locaux périphériques ;
- Les locaux périphériques : salle de réveil, zones de stockage de matériels, SAS d'entrée, secrétariat, bureaux, salle de détente...

Le bloc septique comprend 4 salles réservées à la chirurgie septique:

- Salle 1 : chirurgie ophtalmologique, ORL, stomatologique ;
- Salle 2 : chirurgie thoracique, chirurgie viscérale, proctologique ;
- Salle 3 : chirurgie gynécologique, urologique, viscérale ;
- Salle 4 : chirurgie traumatologique et neurochirurgie.

Le bloc aseptique regroupe 10 salles dédiées à la chirurgie aseptique:

- Salle 1 et 2: chirurgie orthopédique et traumatologie ;
- Salle 3 : neurochirurgie ;
- Salle 4 : chirurgie ophtalmologique ;

- Salle 5 : chirurgie stomatologique, maxillo-faciale et plastique ;
- Salle 6 : chirurgie urologique ;
- Salle 7 : chirurgie ORL ;
- Salle 8 : chirurgie viscérale 1 ;
- Salle 9 : chirurgie viscérale 2 ;
- Salle 10 : chirurgie gynécologique-obstétrique.

II.3 Méthodologie

Pour chaque salle d'opération, les prélèvements d'air et de surfaces sont réalisés le matin avant la première intervention chirurgicale et à la fin du programme opératoire de la journée. Nous avons réalisé deux prélèvements d'air et de surface par mois. Les prélèvements de surfaces sont effectués sur deux points : le sol et la table d'opération.

III.3.1 Techniques de prélèvements

Prélèvement d'air: (mesure qualitative et quantitative) à l'aide d'un biocollecteur d'air de type (SAMPL'AIR AES) avec vide appliqué à 28 l/min, pendant 10 minutes (Figure 1). Cet appareil est placé à un mètre du sol au niveau de la zone préférentielle à prélever (en face de la table d'opération). L'air aspiré par l'appareil est ensuite impacté sur des milieux nutritifs, dans notre cas, il s'agit d'une gélose à l'extrait de Malt.



Figure 1 : Biocollecteur d'air de type (SAMPL'AIR AES) (Photo du Laboratoire de Parasitologie Mycologie, HMIMV)

Prélèvement de surface: (sol et table d'opération) permettent d'identifier les moisissures viables et/ou les moisissures non viables (mesure semi quantitative et qualitative). Ces prélèvements sont réalisés par simple écouvillonnage à l'aide d'écouvillon stérile, préalablement imbibé de sérum physiologique pour faciliter les prélèvements. L'écouvillonnage est effectué par passage sur une surface de 25 cm² en stries parallèles rapprochées, en faisant tourner légèrement l'écouvillon mouillé. L'écouvillonnage de la même zone est répété par des stries perpendiculaires aux premières.

Une fois les prélèvements réalisés, tous les échantillons sont scellés pour prévenir une contamination ultérieure ; ils sont ensuite acheminés rapidement au laboratoire pour empêcher une perte de viabilité de l'échantillon ou une dénaturation des structures, ce qui empêcherait une bonne identification.

III.3.2 Technique d'isolement

La mise en culture est réalisée par ensemencement sur milieux de culture spécifiques:

- La gélose à l'extrait de Malt pour les prélèvements d'air : c'est le milieu le plus adapté aux moisissures de l'environnement.
- Le milieu Sabouraud-chloramphénicol pour les prélèvements de surfaces : il empêche la pousse des bactéries saprophytes. Les écouvillons utilisés pour les prélèvements de surfaces sont roulés directement sur la gélose.

Les boîtes et les tubes sont incubés à l'étuve à 37°C pendant 7 jours pour les échantillons de surfaces et 2 jours pour les échantillons d'air. Pour les cultures négatives des échantillons d'air, elles sont conservées jusqu'au 7^{ème} jour pour permettre la croissance des champignons à croissance lente.

III.3.3 Technique d'identification

L'identification mycologique des colonies de champignons est basée sur leurs caractères macroscopiques et microscopiques pour les champignons filamenteux et un test de filamentation pour les champignons levuriformes.

Identification macroscopique

- L'aspect des colonies : les colonies peuvent avoir une texture lisse, brillante, laineuse, poudreuse, cotonneuse, duvuteuse, veloutée, granuleuse ou encore glabre ;
- La forme des colonies ;
- La consistance qui peut être molle, friable ou dure ;
- La taille des colonies ;
- La coloration des colonies à l'endroit et à l'envers des cultures avec la présence ou l'absence de pigment sur la gélose ;
- La vitesse de la pousse et l'évolution du mycélium.

Identification microscopique

Une préparation appropriée du matériel (fragments de colonies ou technique du drapeau avec du scotch) est déposée entre lame et lamelle avec une goutte de colorant (bleu de lactophénol) et ensuite observée au microscope optique.

La lecture se fait au microscope optique au grossissement(x10) pour visualiser le meilleur champ de lecture et déterminer la longueur des filaments pour certaines espèces, puis au grossissement (x40) qui permet de bien préciser les éléments d'identification (les filaments mycéliens, les spores et les levures bourgeonnantes) et déduire l'espèce fongique. Parfois on passe au grossissement (x100) pour plus de détails.

Plusieurs critères sont à déterminer lors de cette lecture microscopique :

-L'apparence et la disposition de l'ensemble des mycéliums :

- Le thalle végétatif : septé ou siphonné ;
- La couleur du thalle : hyalin et clair ou foncé et mélanisé.

-La morphologie des cellules spécialisées produisant les spores ;

-La morphologie et la disposition des spores ;

-La dimension de toutes les structures observées.

Tous ces éléments font partie des critères taxonomiques nécessaires à l'identification des moisissures.

III. RESULTATS

Les données ont été saisies et traitées par le logiciel Excel (Windows 2007).

Durant la période de l'étude, 196 prélèvements d'air et 392 prélèvements de surfaces sont réalisés, soit un total de 588 prélèvements.

III.1 Analyse descriptive de la distribution des champignons isolés

Les résultats obtenus au cours de notre étude, montrent un pourcentage important des prélèvements positifs, présentés par des champignons et des bactéries avec prédominance des champignons au niveau des deux blocs (septique et aseptique).

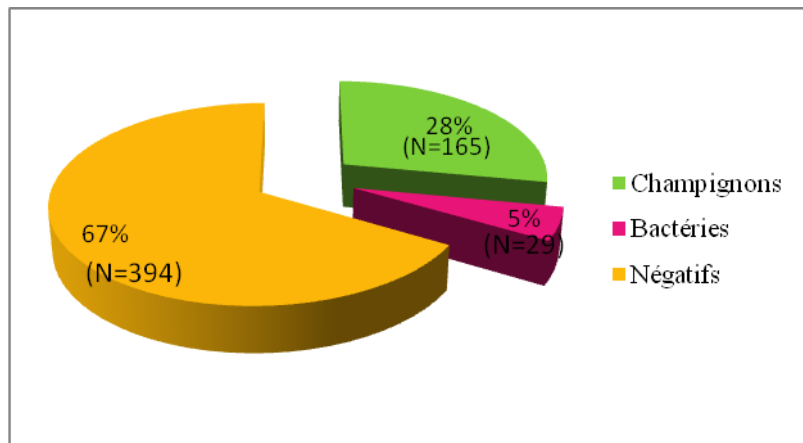


Figure 2 : Répartition des résultats au niveau du bloc septique(T=588)

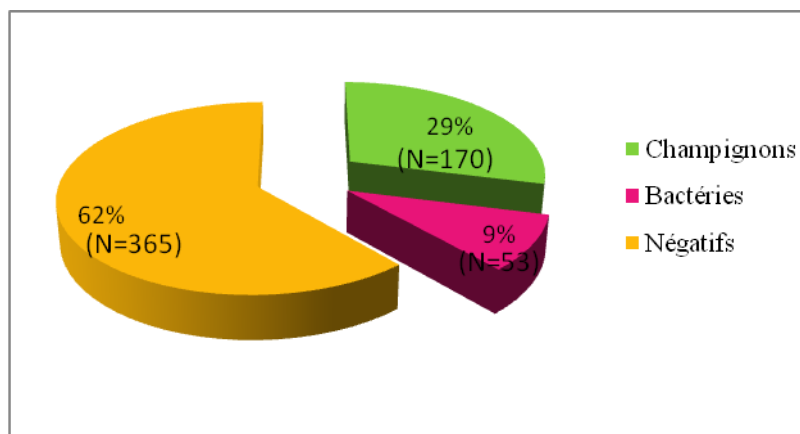


Figure 3 : Répartition des résultats au niveau du bloc aseptique(T=588)

Les champignons isolés se divisent en moisissures et en levures selon le tableau suivant.

Tableau1: Répartition du type de champignons

Flore fongique	Bloc septique(T=165)	Bloc aseptique(T=170)
Les moisissures	59%(N=97)	37%(N=63)
Les levures	41%(N=68)	63%(N=107)

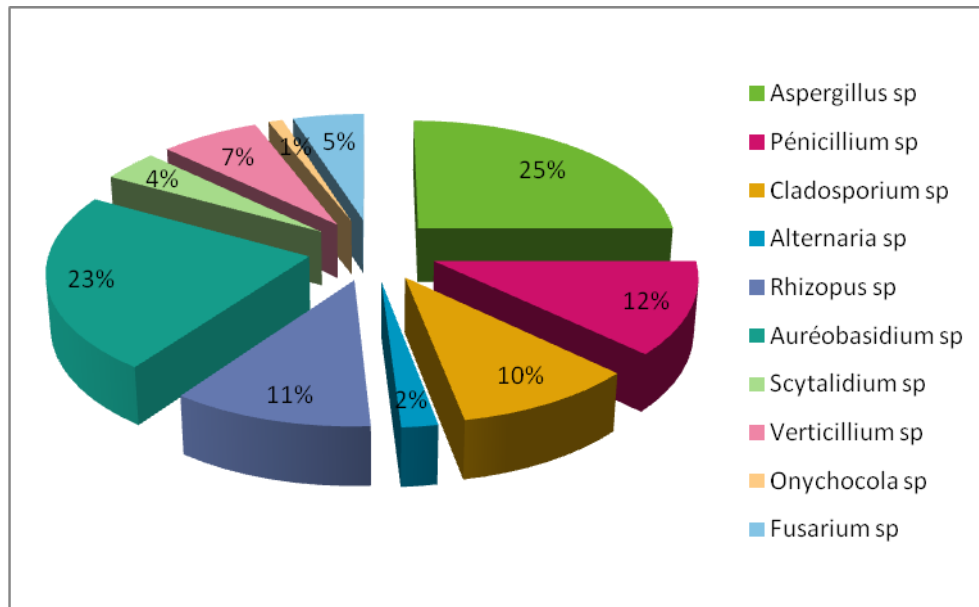


Figure 4: Répartition des moisissures isolées dans le bloc septique (N=97)

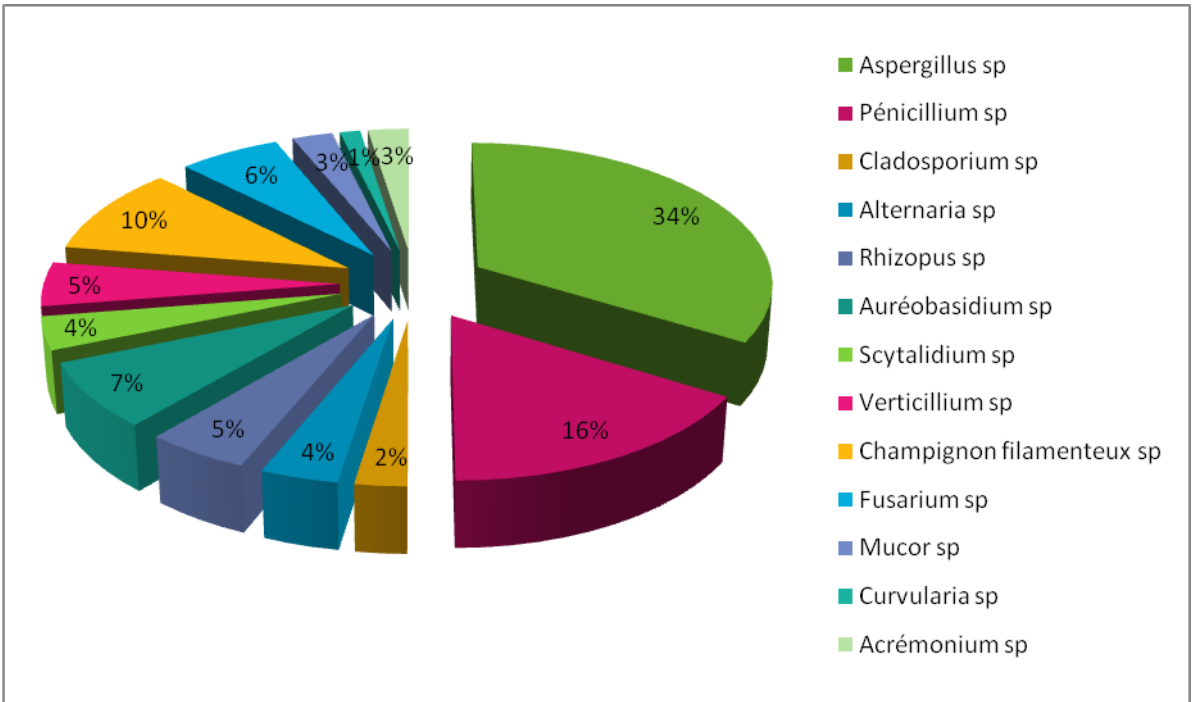


Figure 5: Répartition des moisissures isolées dans le bloc aseptique (N=63)

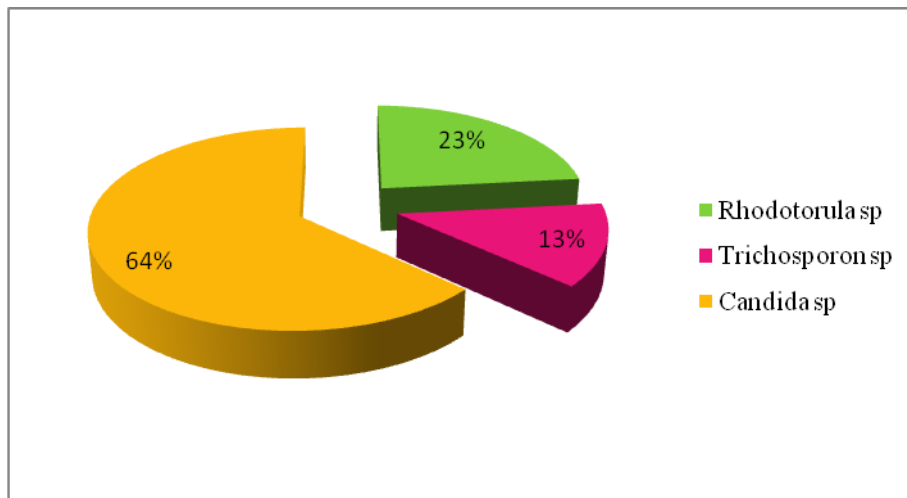


Figure 6: Répartition des levures isolées dans le bloc septique (N=68)

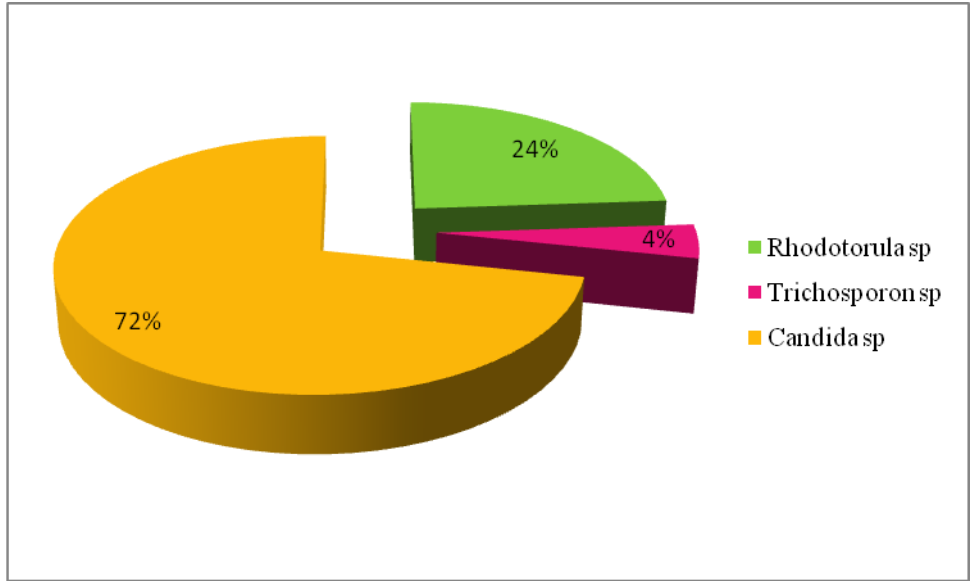


Figure 7: Répartition des levures isolées dans le bloc aseptique (N=107)

Presque les mêmes genres de champignons sont isolés au niveau des deux blocs avec prédominance des moisissures au niveau du bloc septique et des levures au niveau du bloc aseptique.

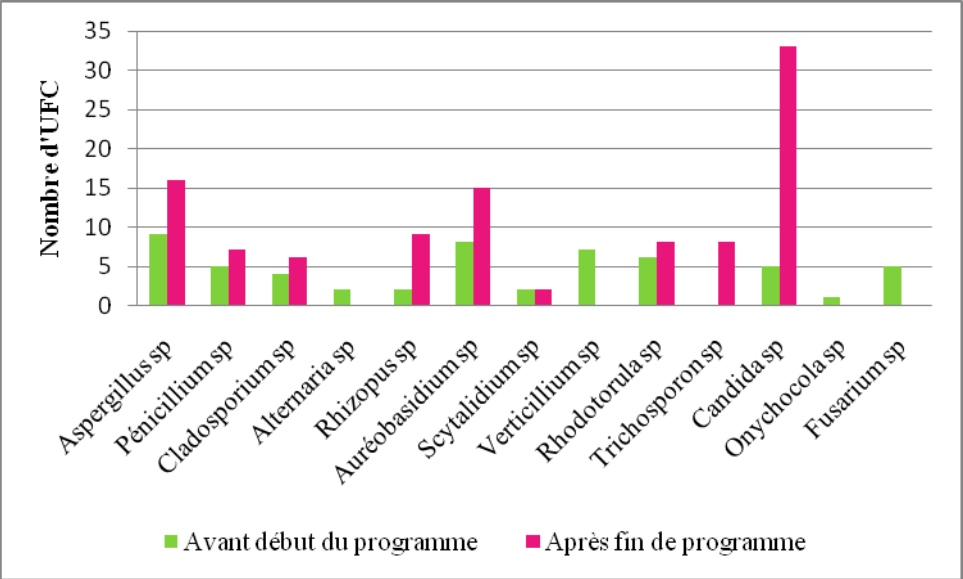


Figure 8: Répartition des résultats en fonction du moment de prélèvement au bloc septique

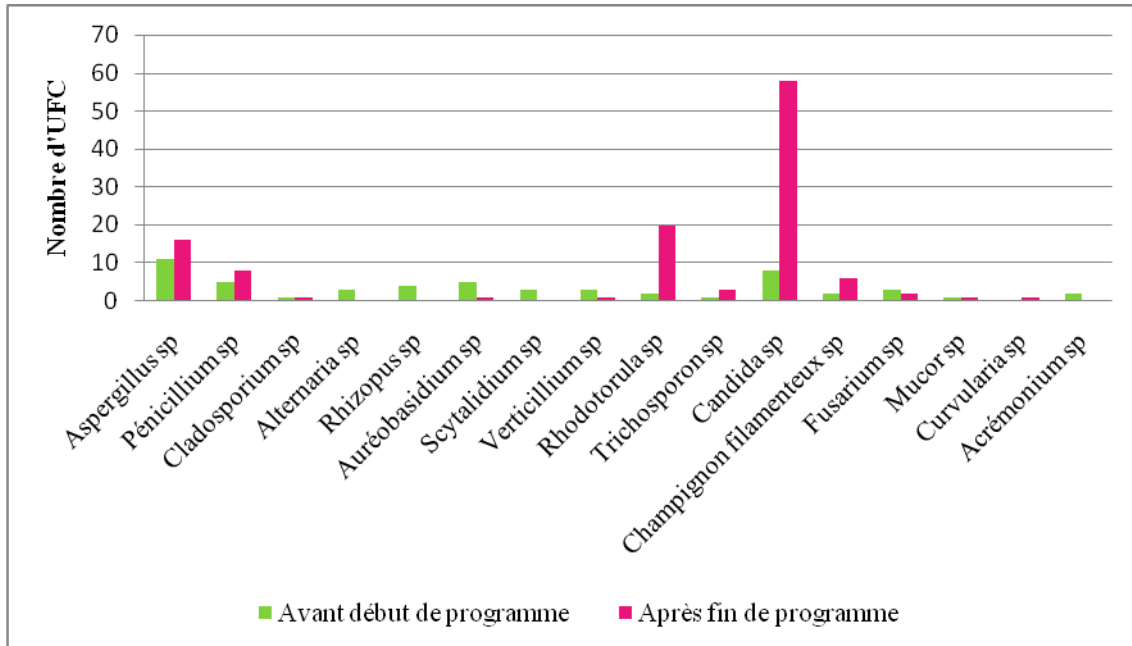


Figure 9: Répartition des résultats en fonction du moment de prélèvement au bloc aseptique

Les moisissures et les levures sont présentes aussi bien avant le début du programme qu'à la fin du programme opératoire. Les moisissures fréquemment rencontrées sont : les *Aspergillus* et les *Penicillium*.

Nous remarquons que les levures sont retrouvées de façon plus marquées à la fin du programme opératoire.

Présentation des résultats par site de prélèvement

Les champignons sont isolés de tous les sites de prélèvements, notamment le sol des salles opératoires suivi de l'air, les tables d'opération ont été moins touchés. *Aspergillus*, est le genre présent au niveau de tous les sites de prélèvements avec des proportions assez élevées, aussi bien avant qu'à la fin du programme opératoire.

➤ **Bloc septique**

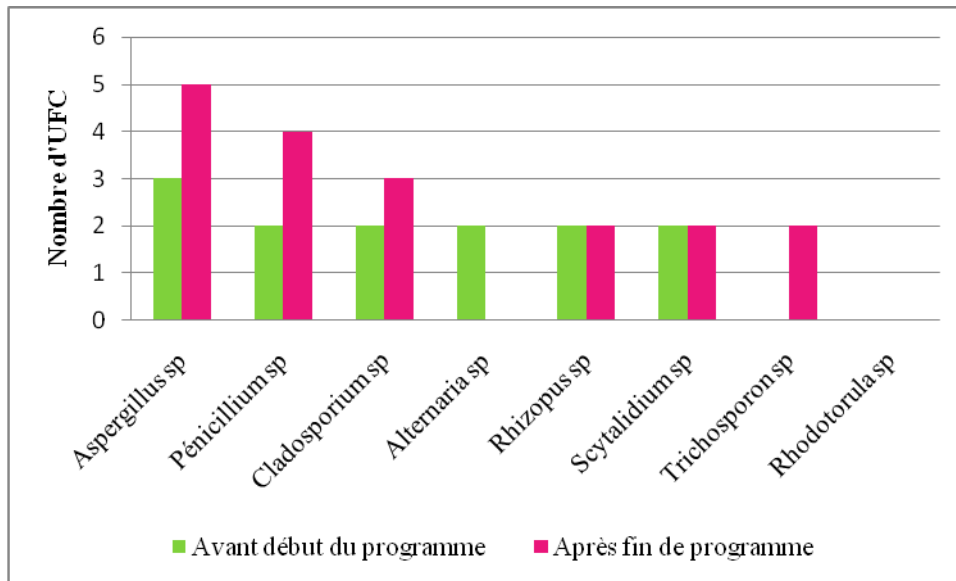


Figure 10: Flore fongique isolée de l'air

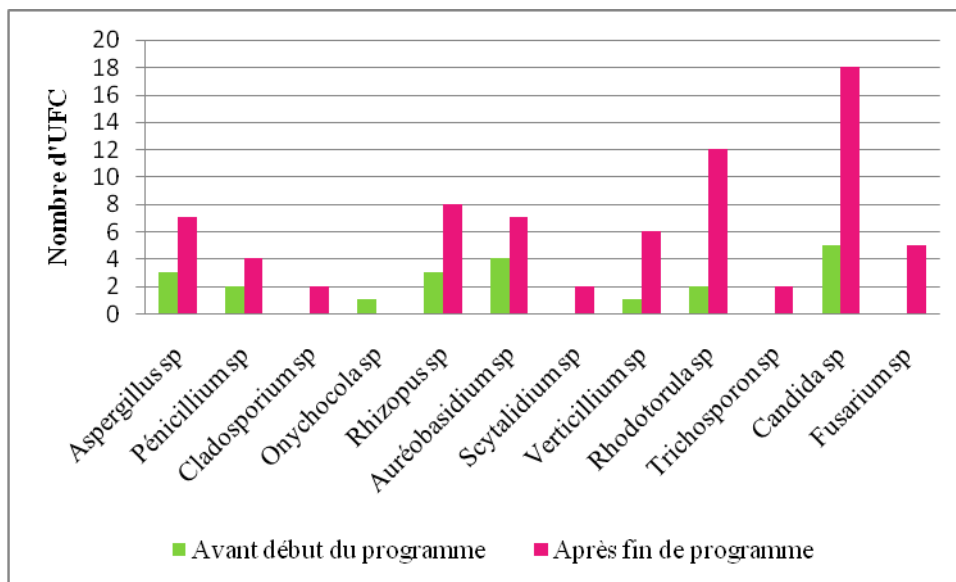


Figure 11: Flore fongique isolée du sol

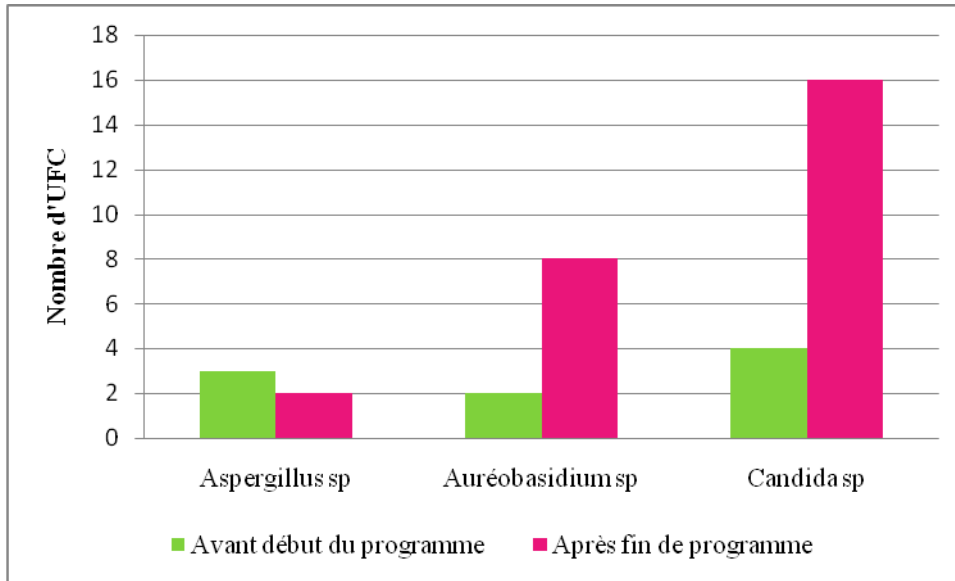


Figure 12: Flore fongique isolée de la table d'opération

➤ **Bloc aseptique**

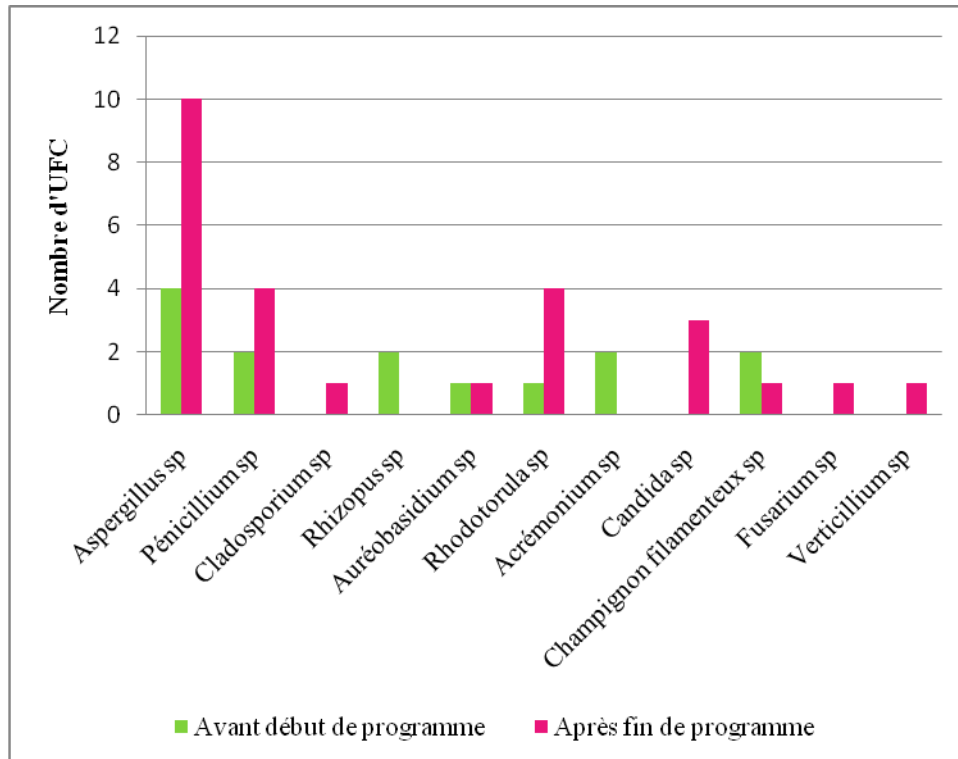


Figure 13: Flore fongique isolée de l'air

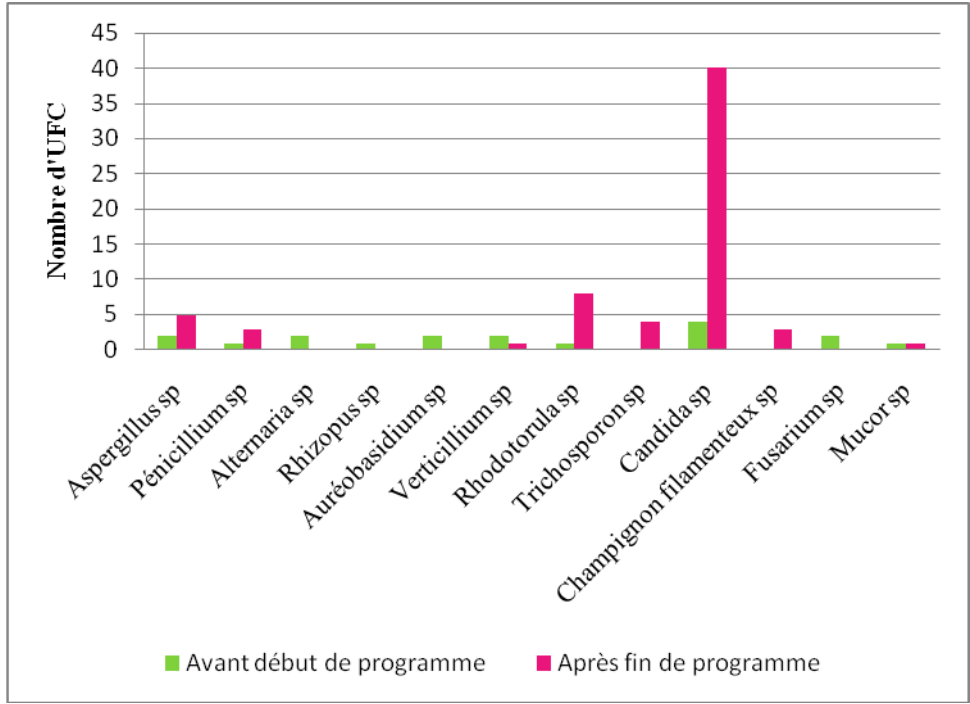


Figure 14: Flore fongique isolée du sol

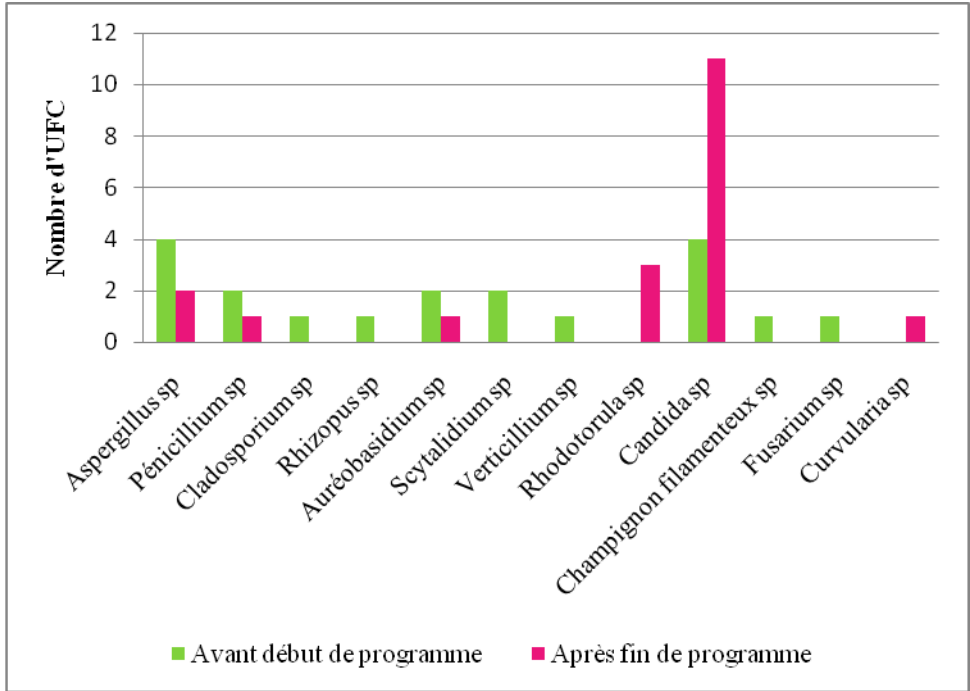


Figure 15: Flore fongique isolée de la table d'opération

Présentation des résultats par salle

Divers genres de champignons sont retrouvés dans toutes les salles mais avec des proportions variables d'une salle à une autre et d'un site de prélèvement à un autre au sein de la même salle.

➤ Bloc septique

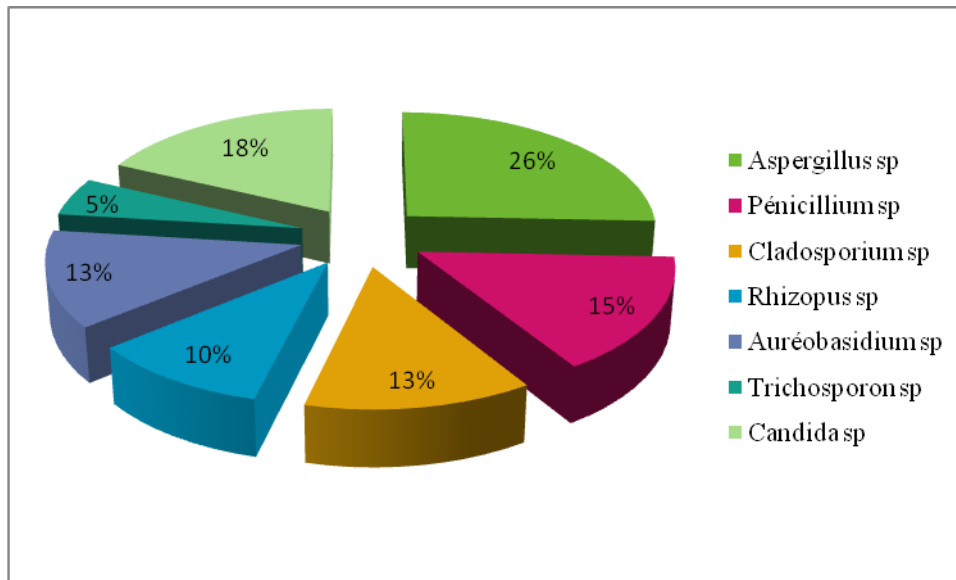


Figure 16: Flore fongique isolée dans la salle 1(N=42)

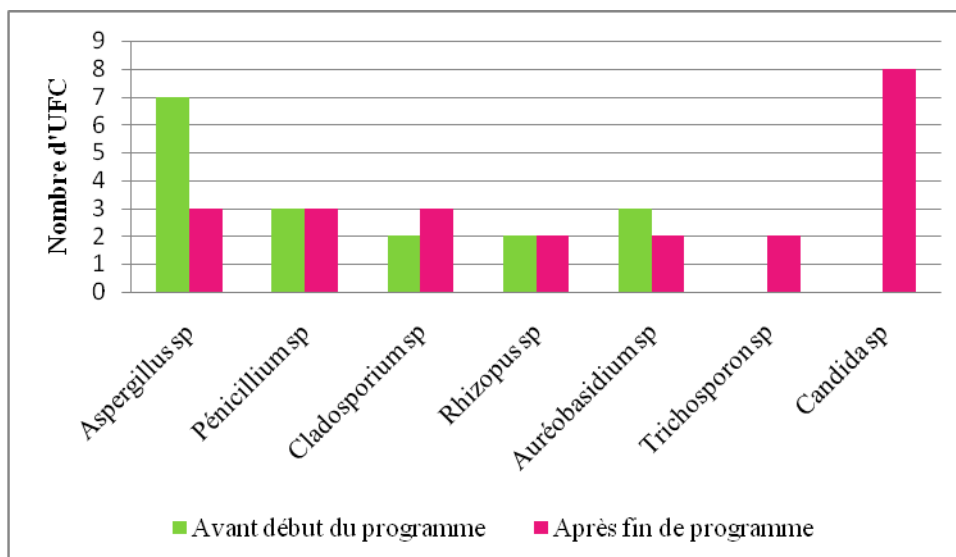


Figure 17: Flore fongique isolée dans la salle 1 selon le moment de prélèvement

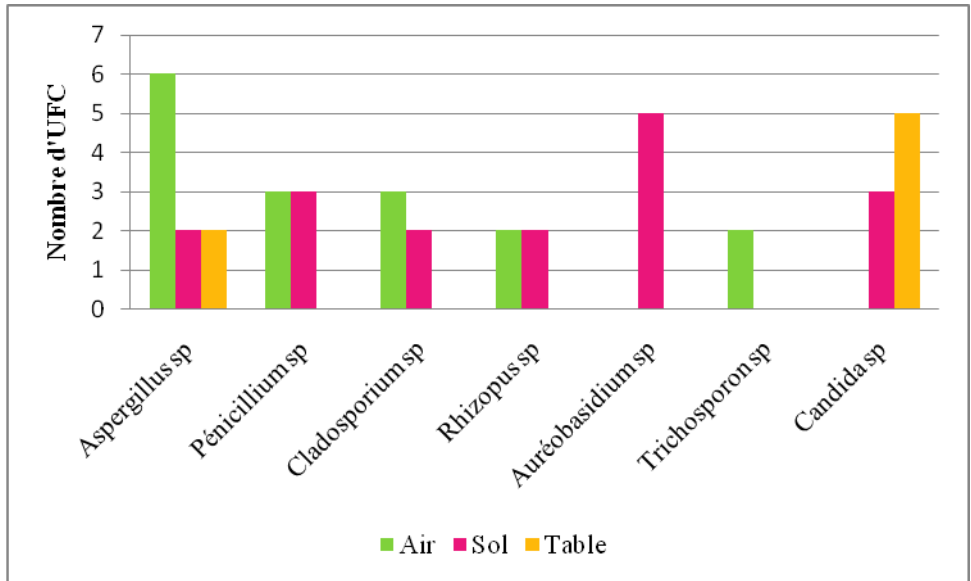


Figure 18: Flore fongique isolée dans la salle 1 selon le site de prélèvement

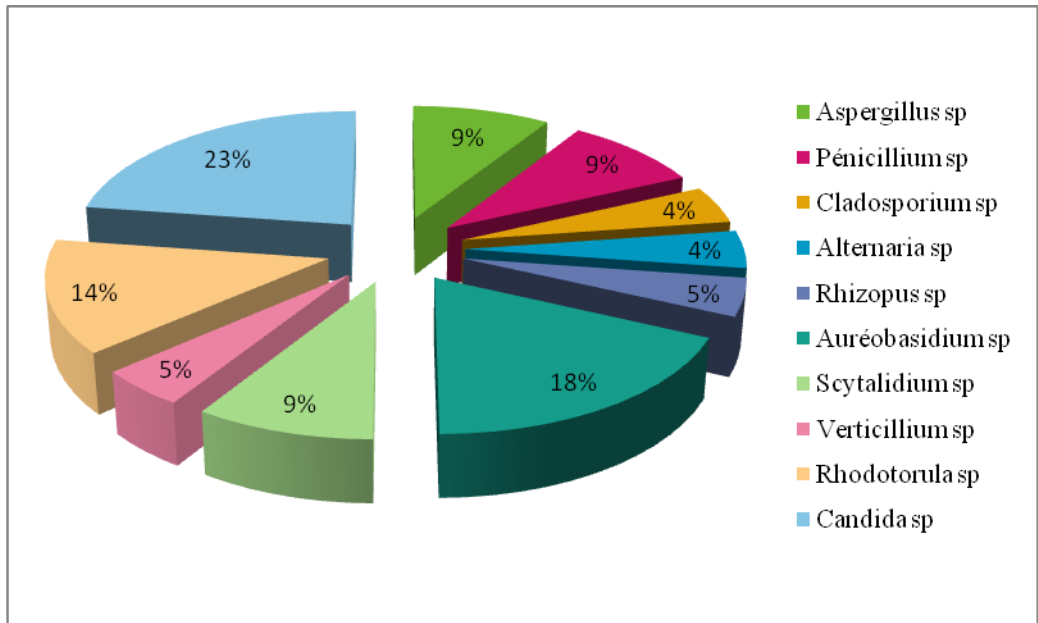


Figure 19: Flore fongique isolée dans la salle 2(N=45)

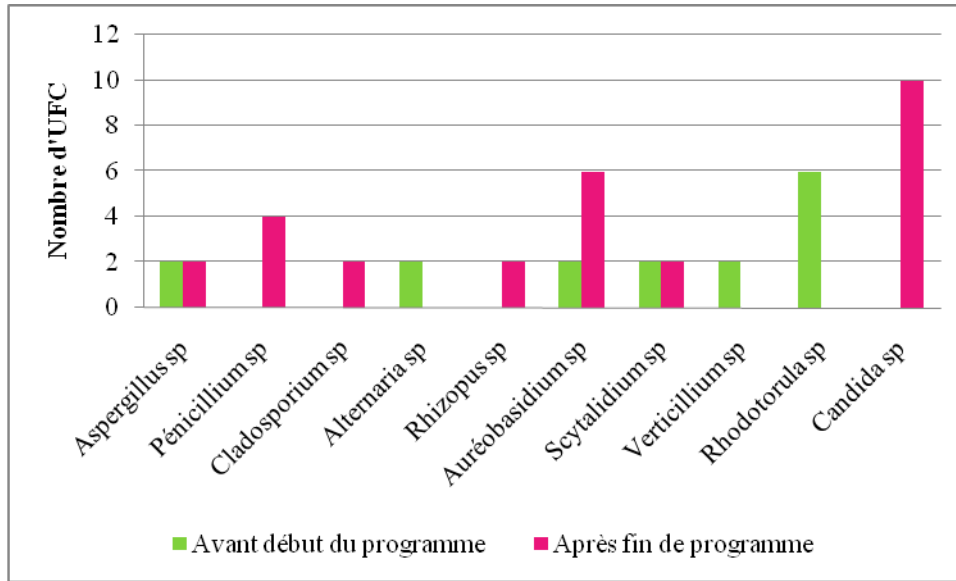


Figure 20: Flore fongique isolée dans la salle 2 selon le moment de prélèvement

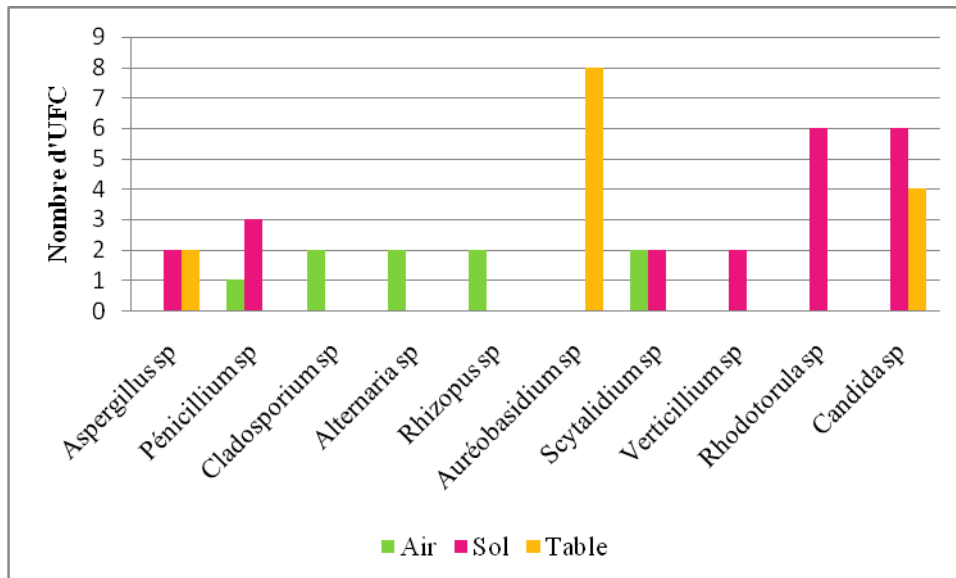


Figure 21: Flore fongique isolée dans la salle 2 selon le site de prélèvement

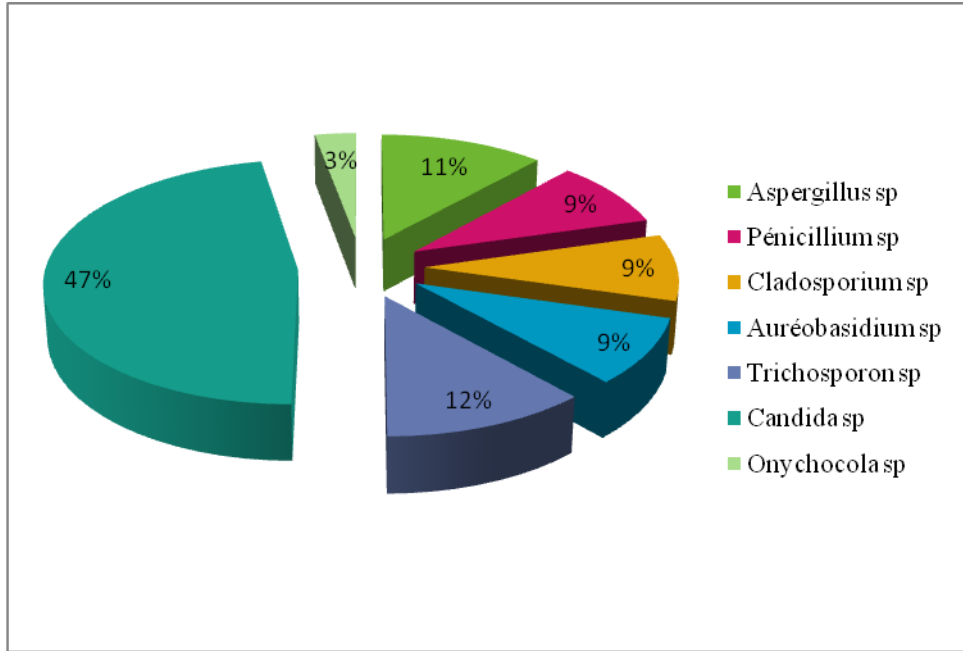


Figure 22: Flore fongique isolée dans la salle 3(N=34)

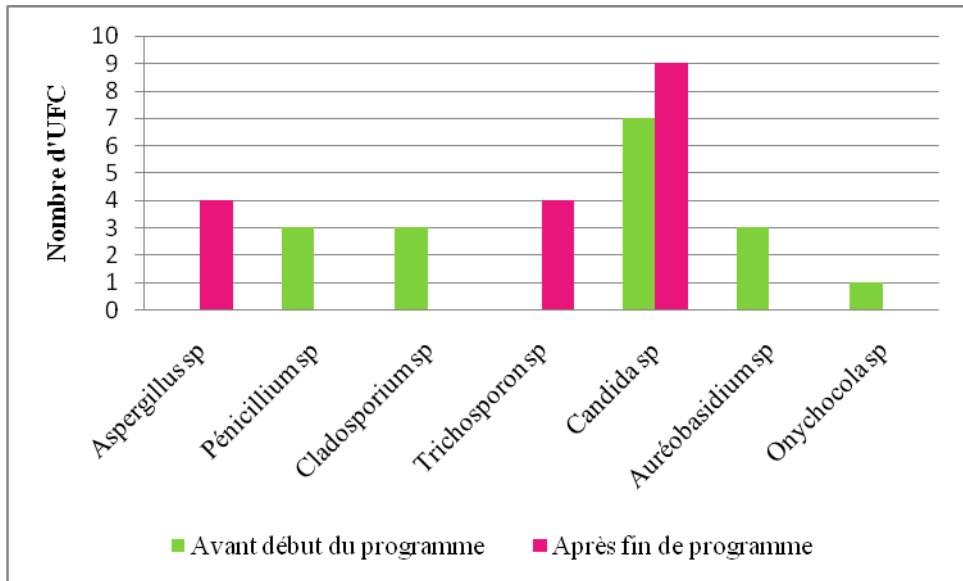


Figure 23: Flore fongique isolée dans la salle 3 selon le moment de prélèvement

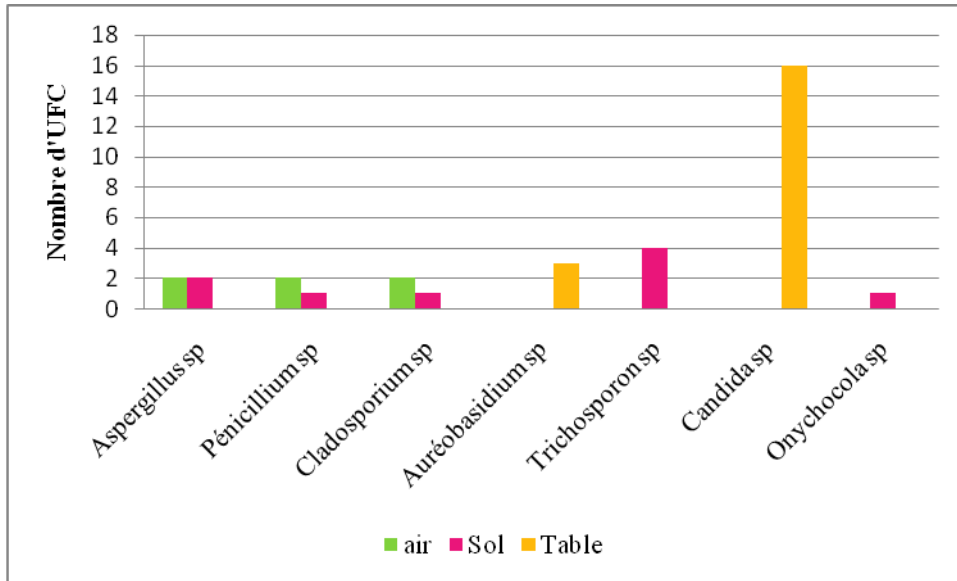


Figure 24: Flore fongique isolée dans la salle 3 selon le site de prélèvement

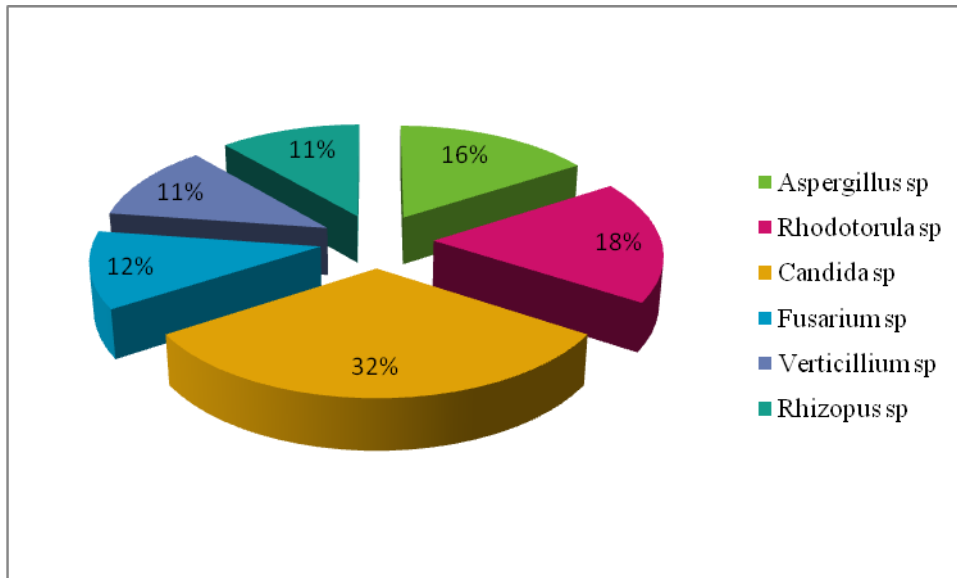


Figure 25: Flore fongique isolée dans la salle 4 (N=44)

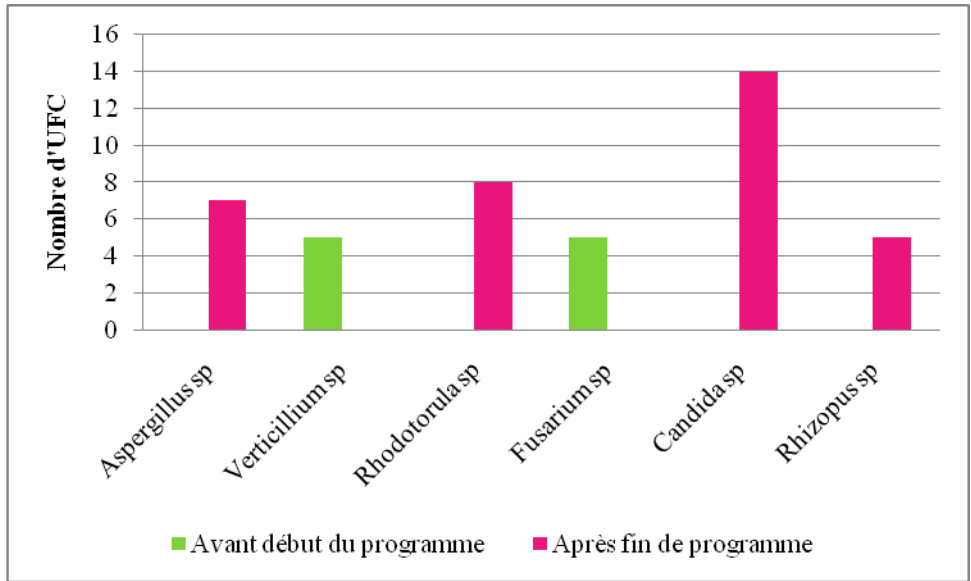


Figure 26: Flore fongique isolée dans la salle 4 selon le moment de prélèvement

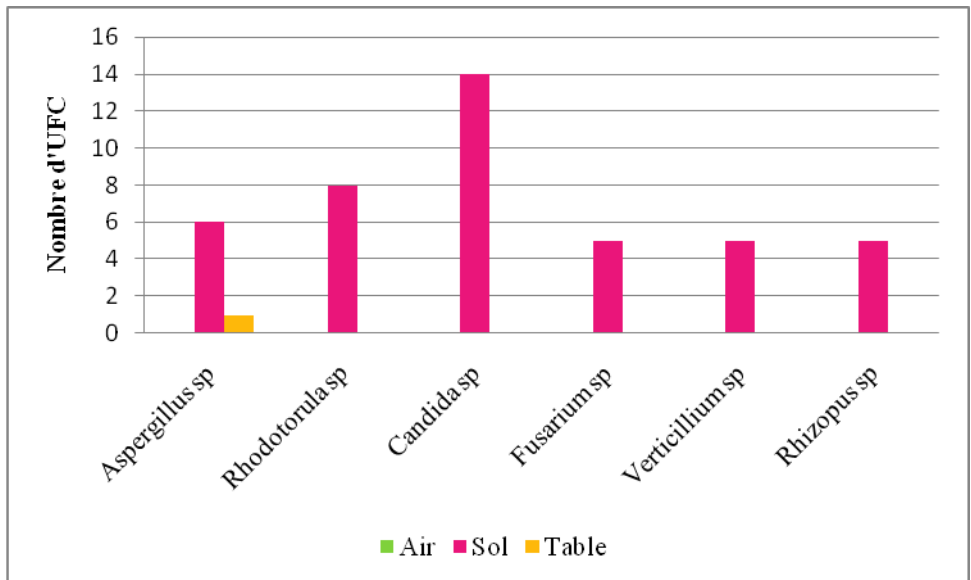


Figure 27: Flore fongique isolée dans la salle 4 selon le site de prélèvement

➤ **Bloc aseptique**

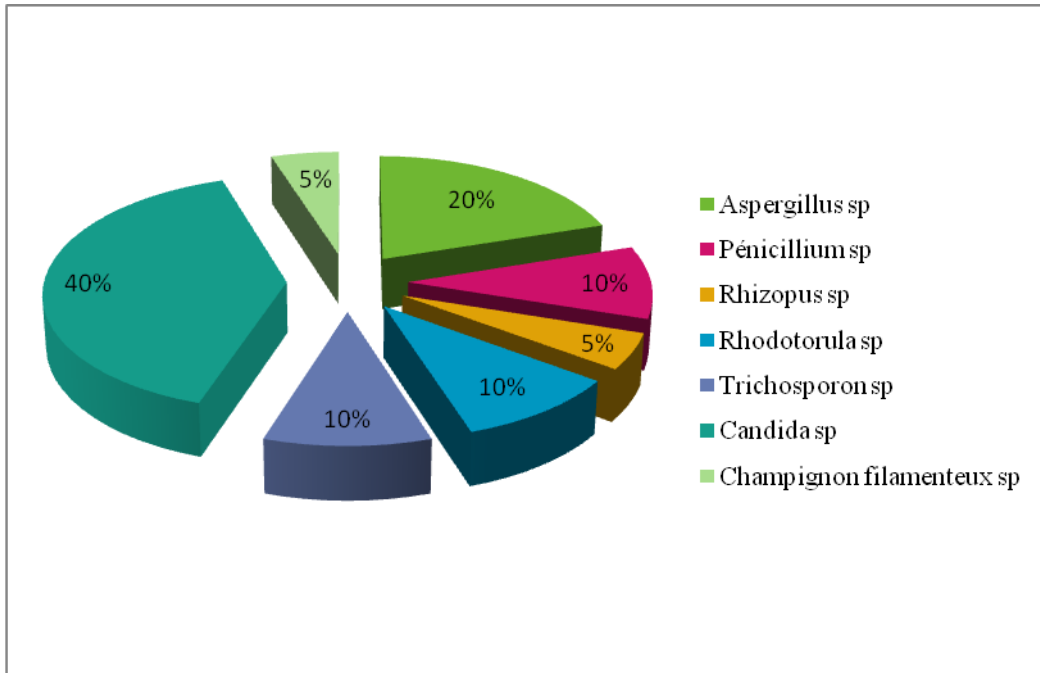


Figure 28: Flore fongique isolée dans la salle 1(N=20)

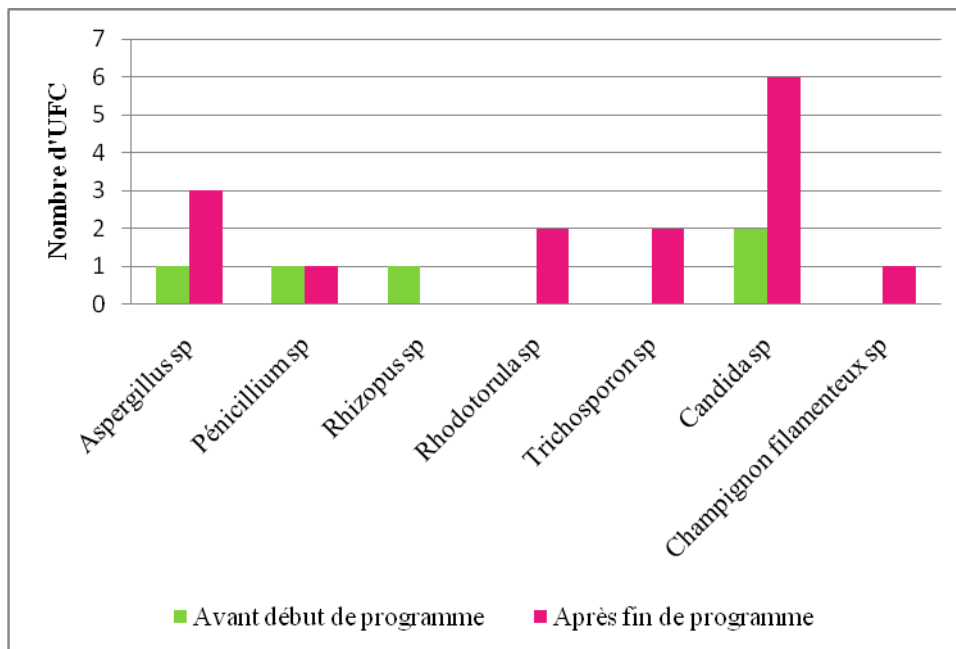


Figure 29: Flore fongique isolée dans la salle 1 selon le moment de prélèvement

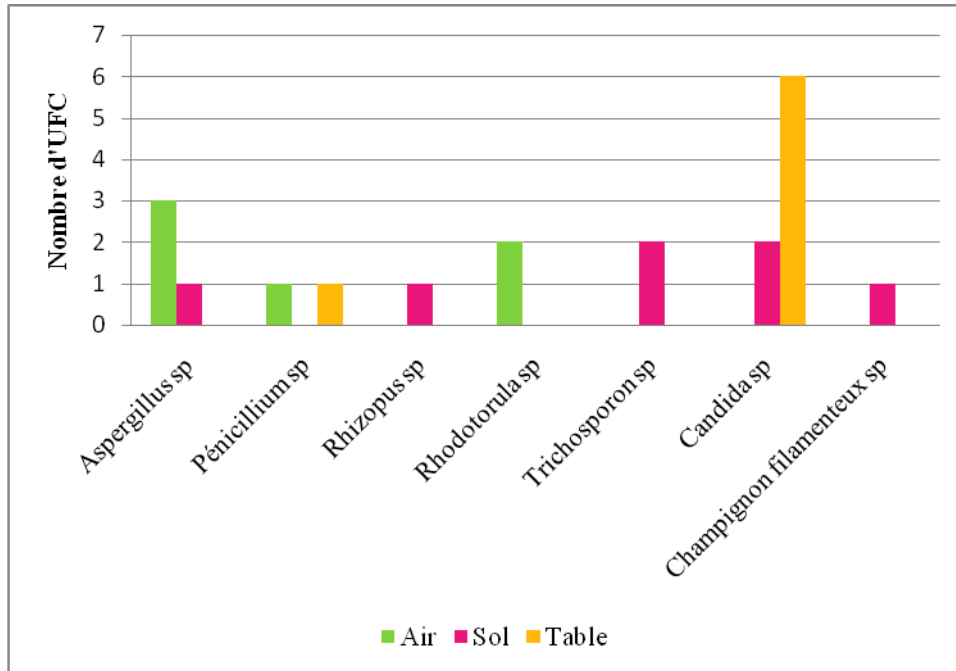


Figure 30: Flore fongique isolée dans la salle 1 selon le site de prélèvement

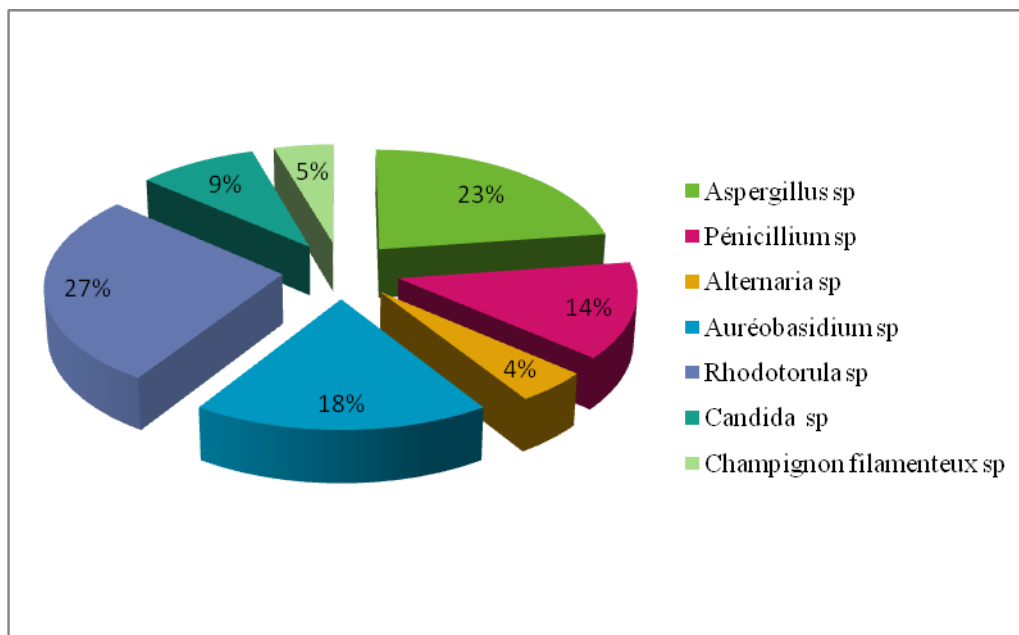


Figure 31: Flore fongique isolée dans la salle 2(N=22)

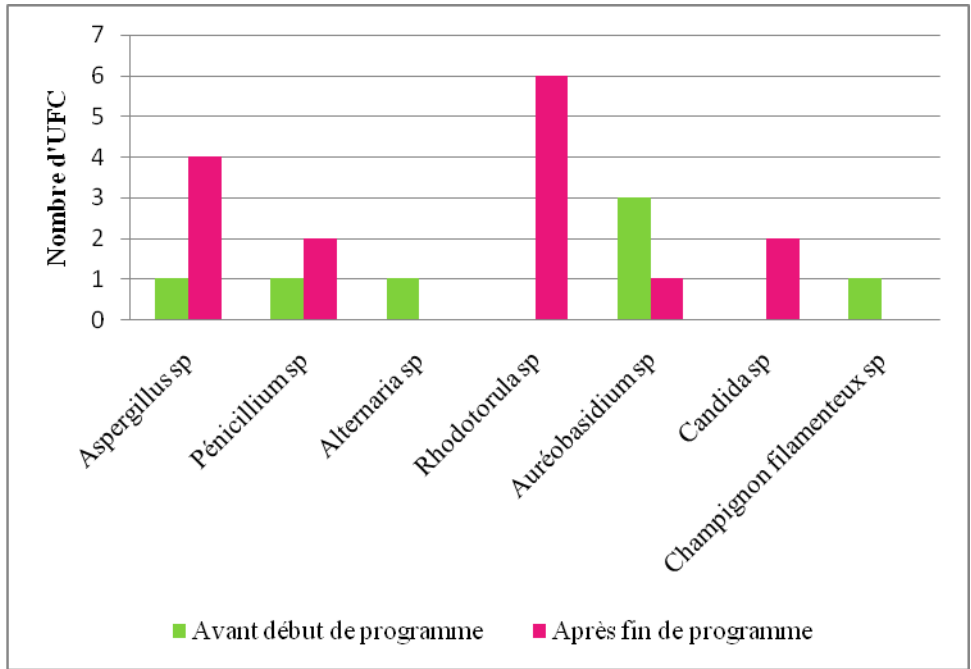


Figure 32: Flore fongique isolée dans la salle 2 selon le moment de prélèvement

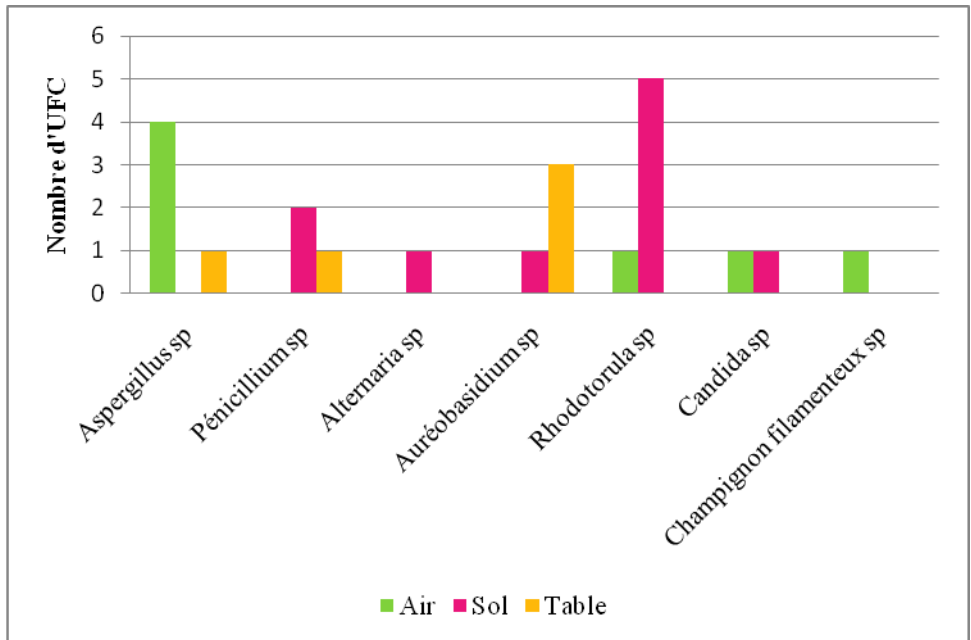


Figure 33: Flore fongique isolée dans la salle 2 selon le site de prélèvement

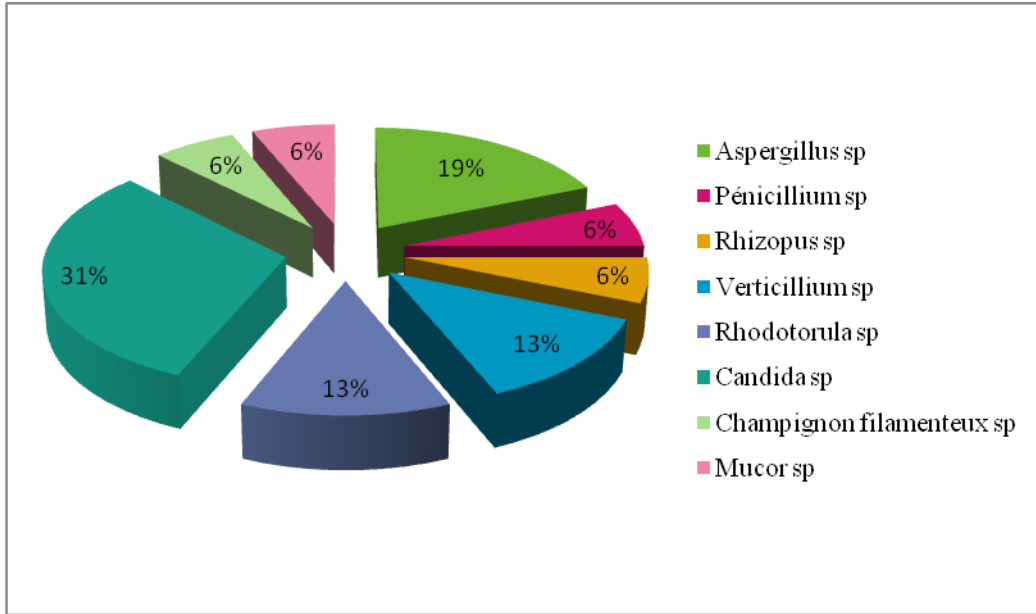


Figure 34: Flore fongique isolée dans la salle 3(N=16)

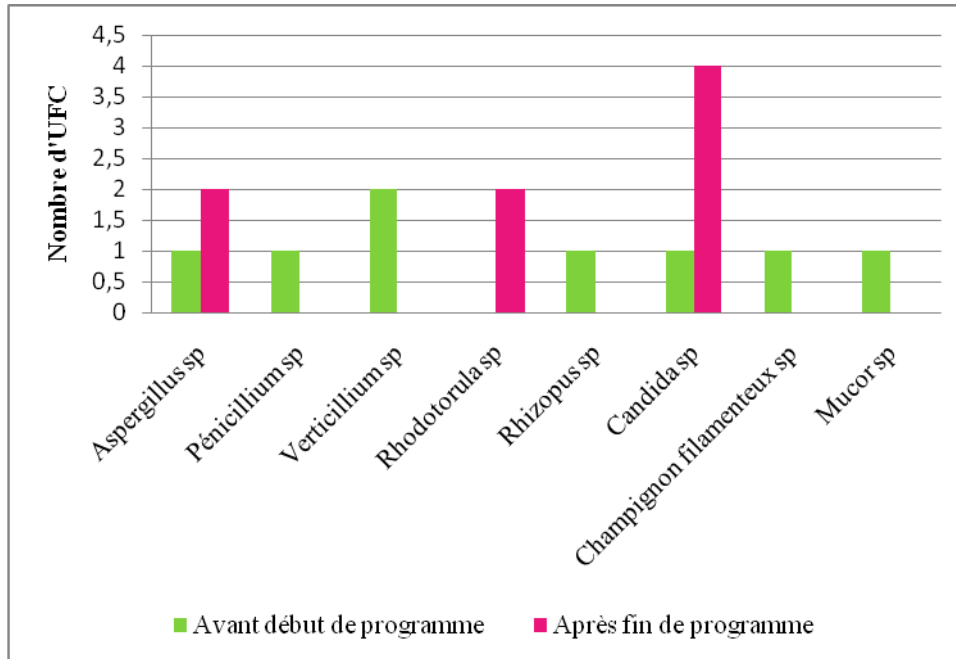


Figure 35: Flore fongique isolée dans la salle 3 selon le moment de prélèvement

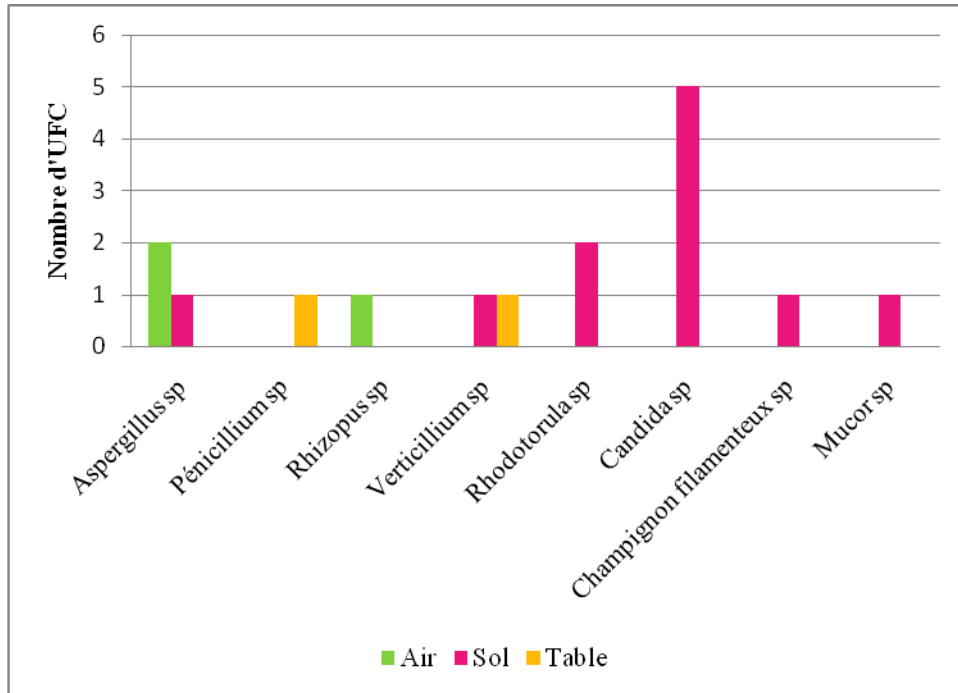


Figure 36: Flore fongique isolée dans la salle 3 selon le site de prélèvement

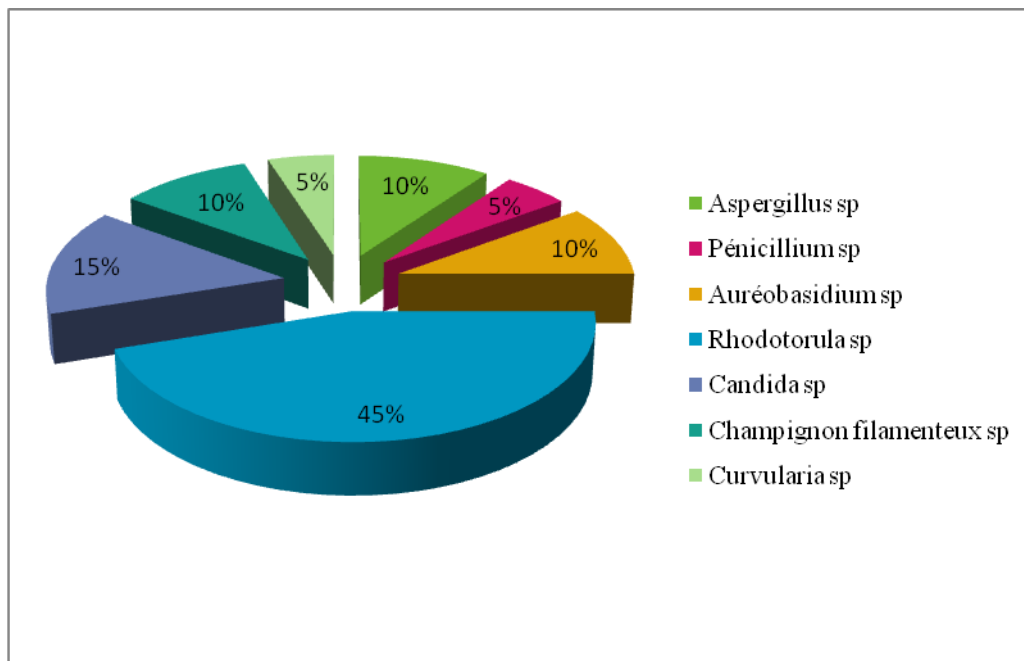


Figure 37: Flore fongique isolée dans la salle 4 (N=20)

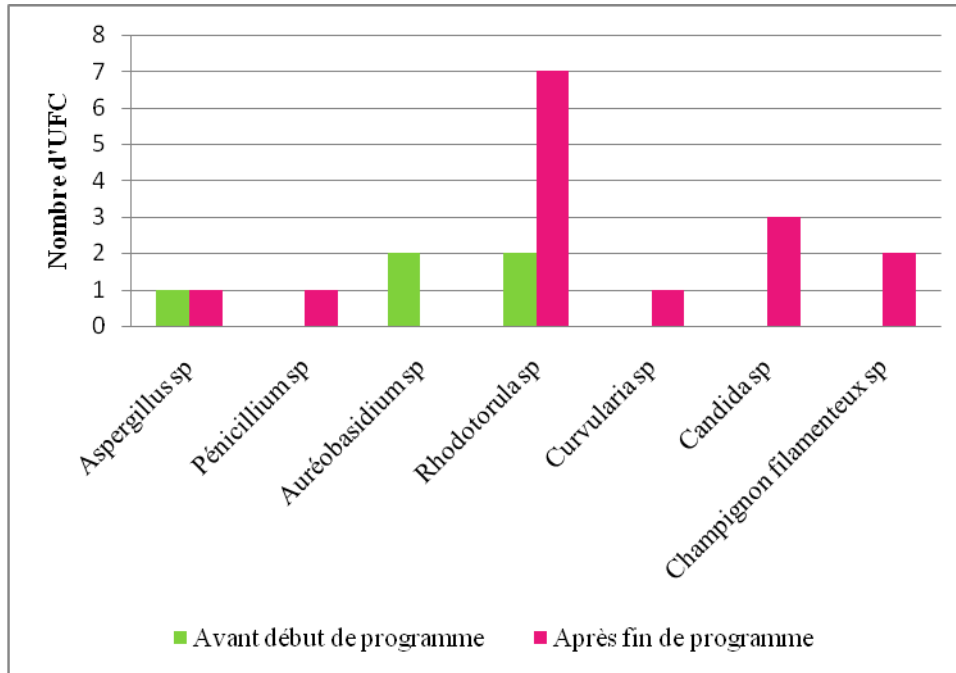


Figure 38: Flore fongique isolée dans la salle 4 selon le moment de prélèvement

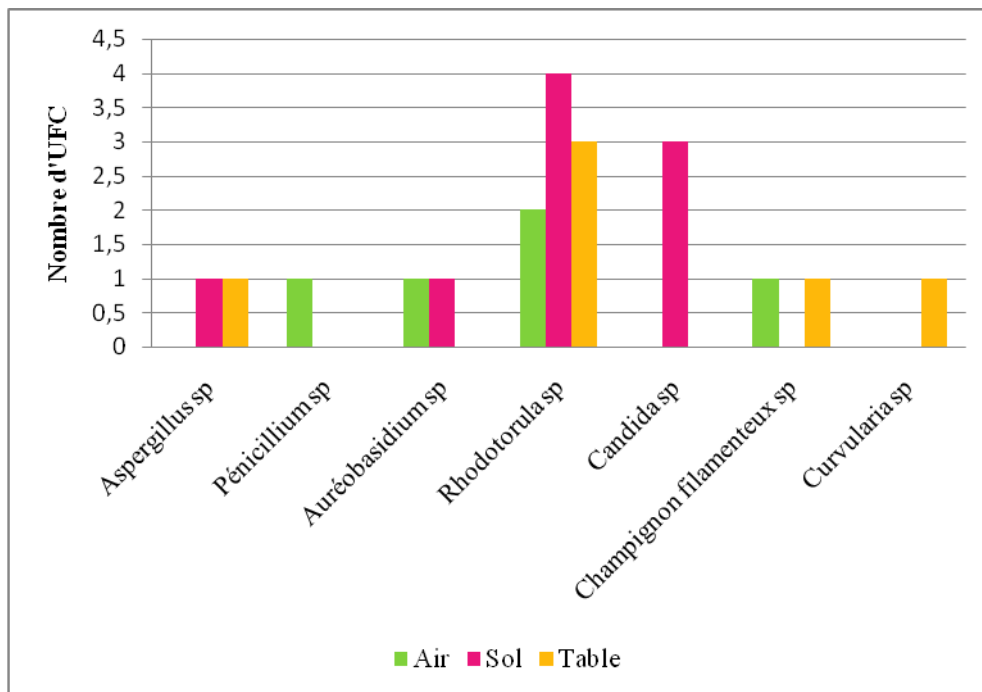


Figure 39: Flore fongique isolée dans la salle 4 selon le site de prélèvement

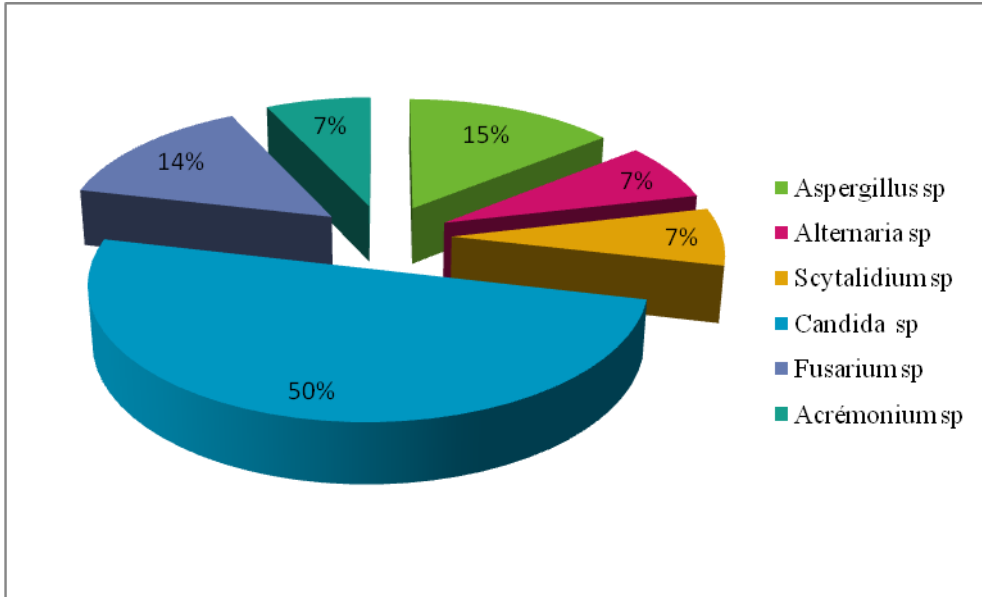


Figure 40: Flore fongique isolée dans la salle 5(N=14)

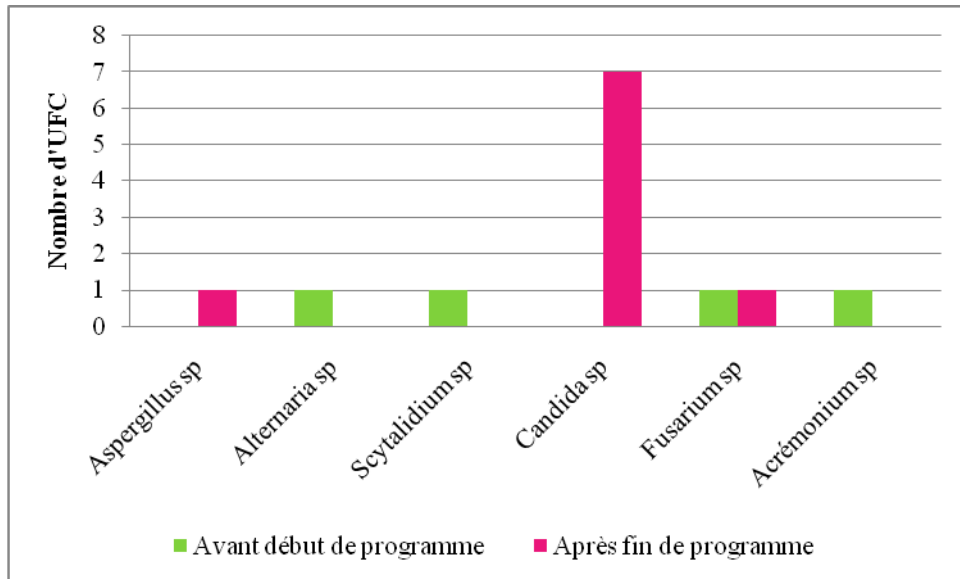


Figure 41: Flore fongique isolée dans la salle 5 selon le moment de prélèvement

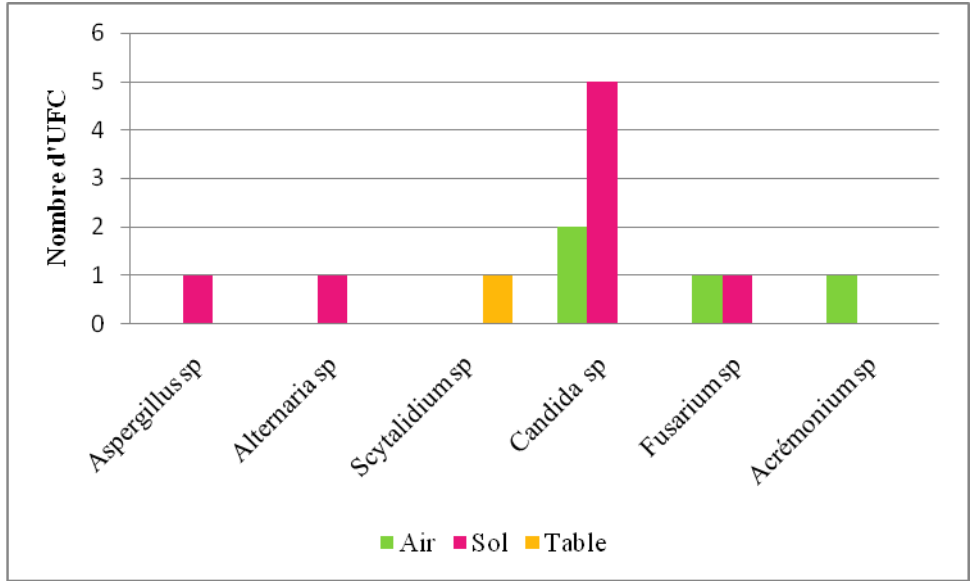


Figure 42: Flore fongique isolée dans la salle 5 selon le site de prélèvement

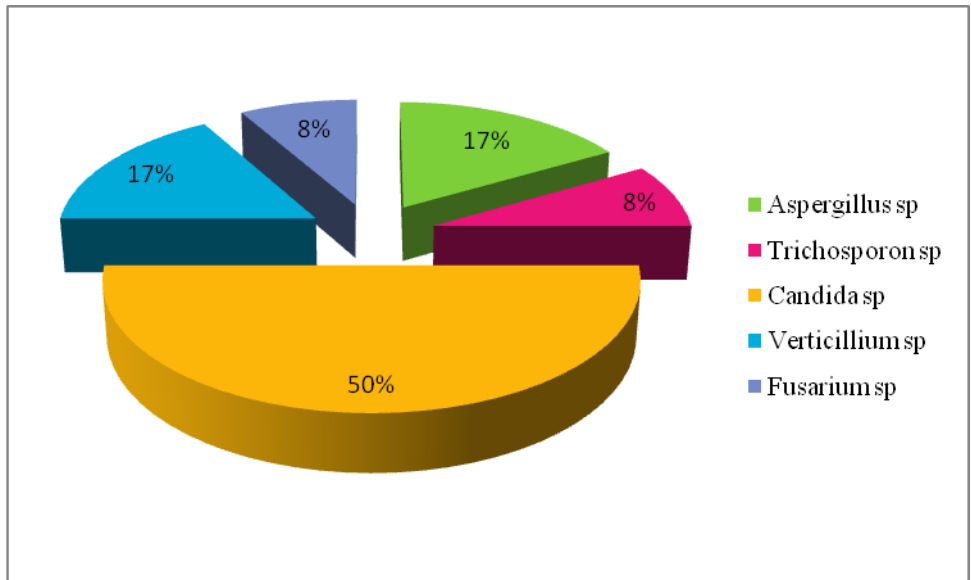


Figure 43: Flore fongique isolée dans la salle 6 (N=12)

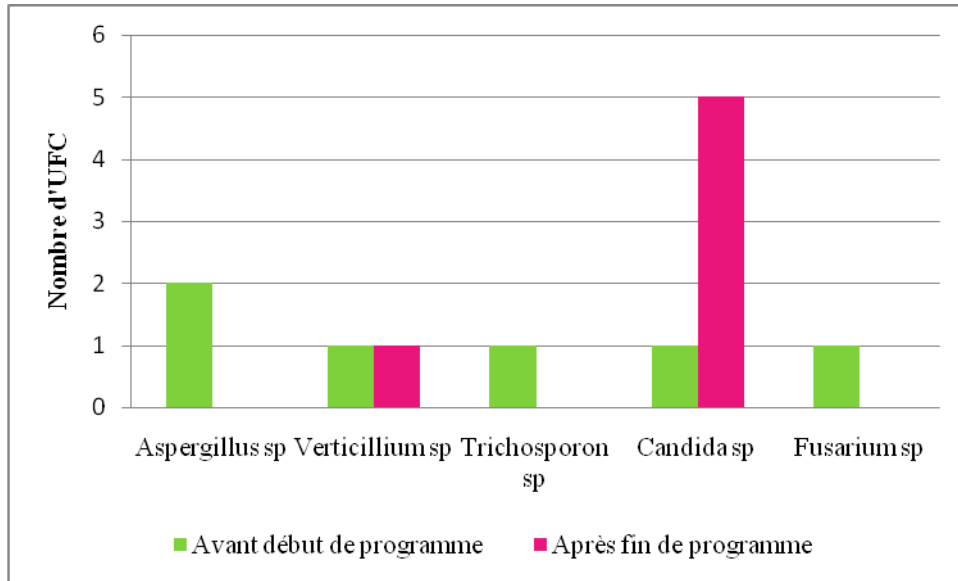


Figure 44: Flore fongique isolée de la salle 6 selon le moment de prélèvement

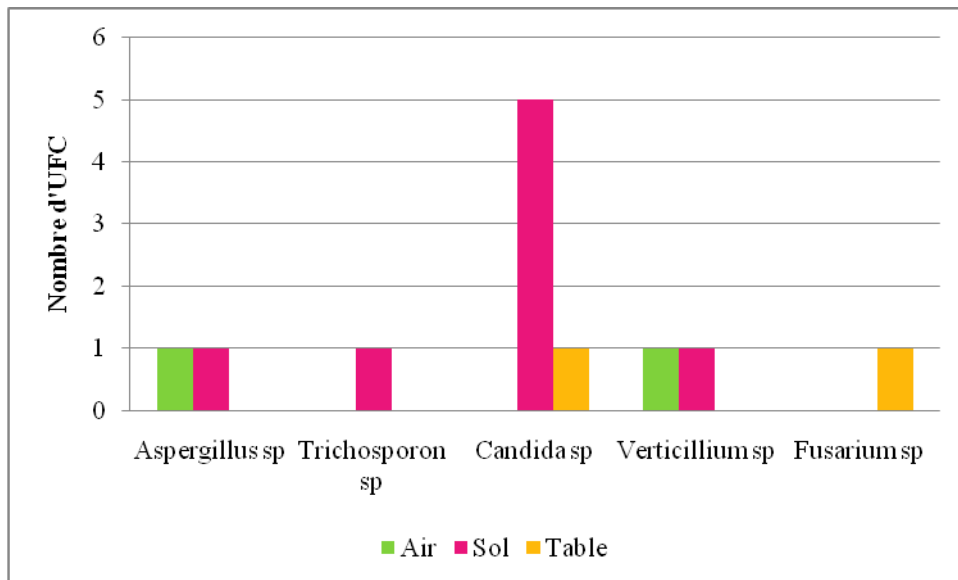


Figure 45: Flore fongique isolée dans la salle 6 selon le site de prélèvement

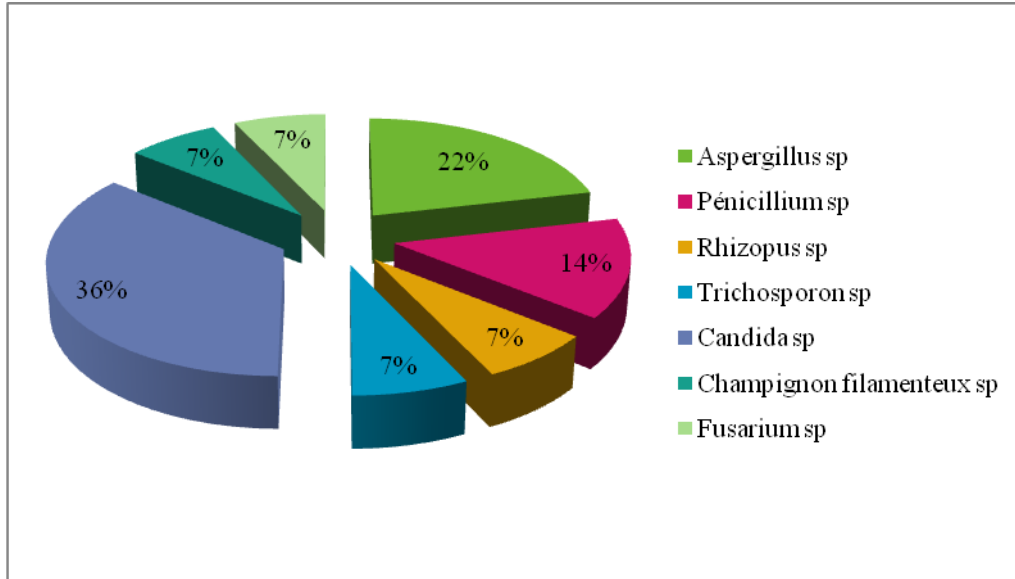


Figure 46: Flore fongique isolée dans la salle 7(N=14)

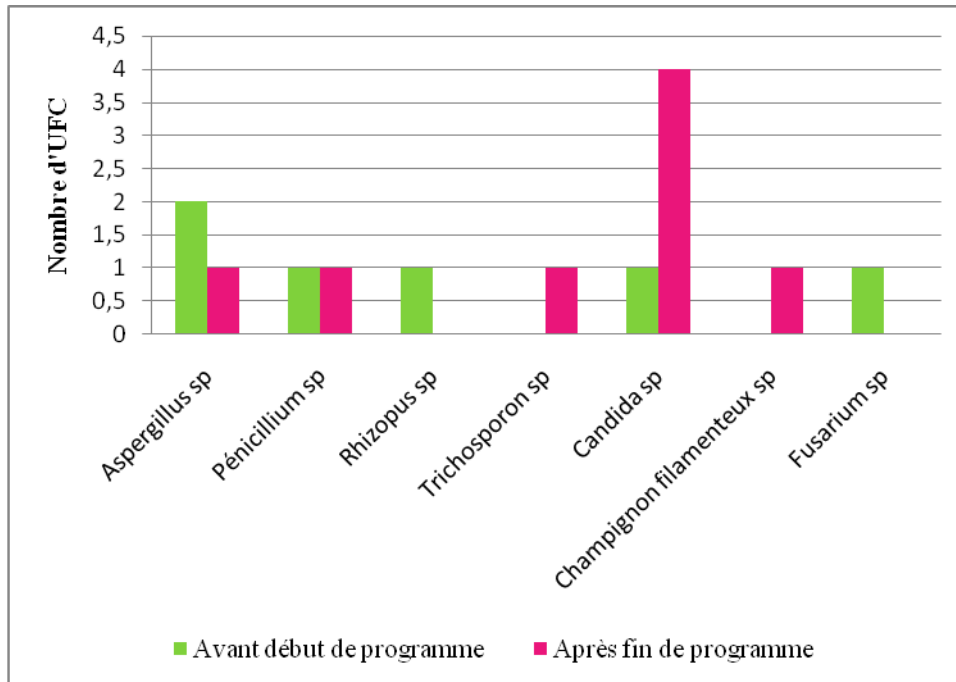


Figure 47: Flore fongique isolée dans la salle 7 selon le moment de prélèvement

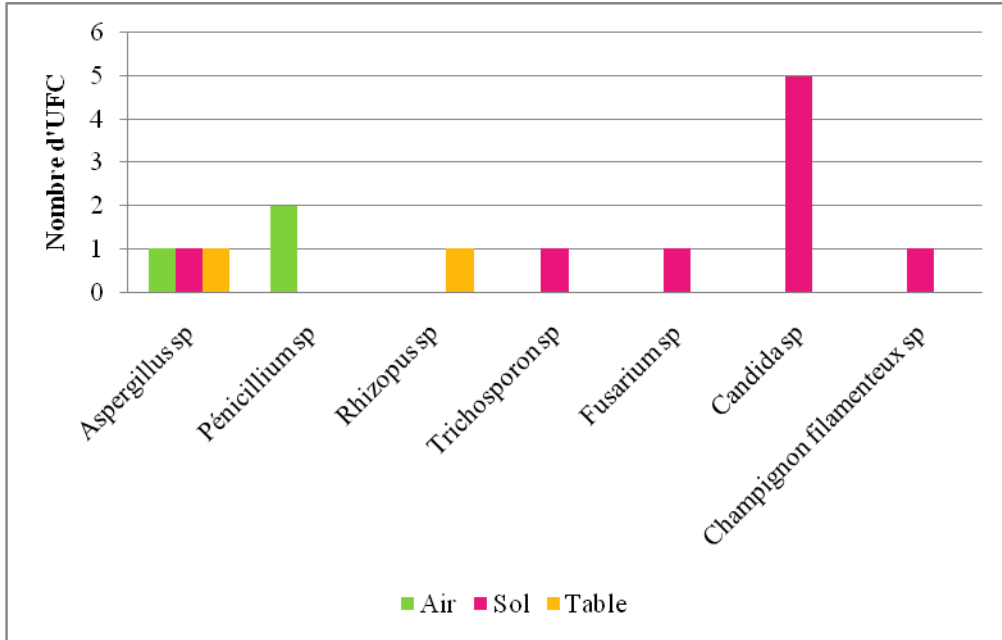


Figure 48: Flore fongique isolée dans la salle 7 selon le site de prélèvement

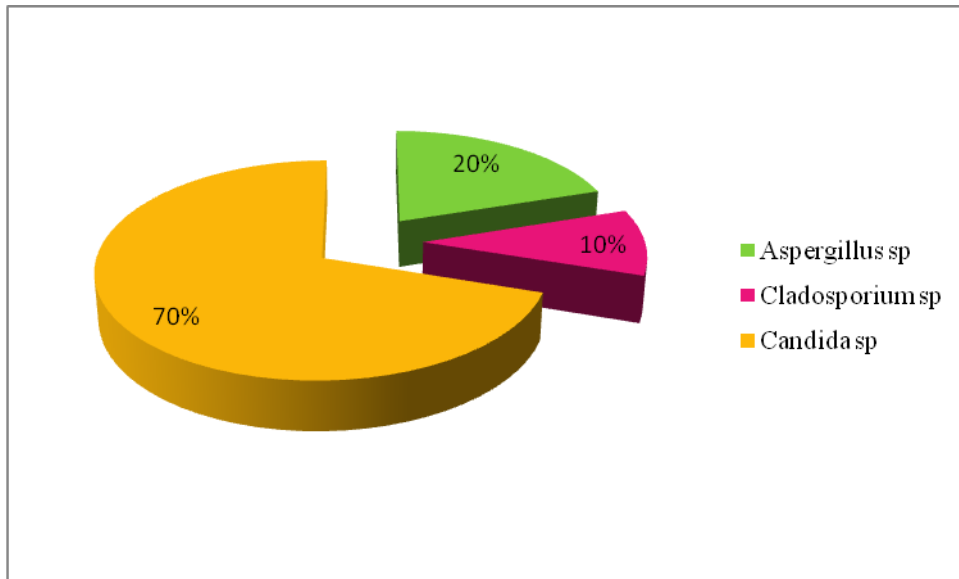


Figure 49: Flore fongique isolée dans la salle 8 (N=10)

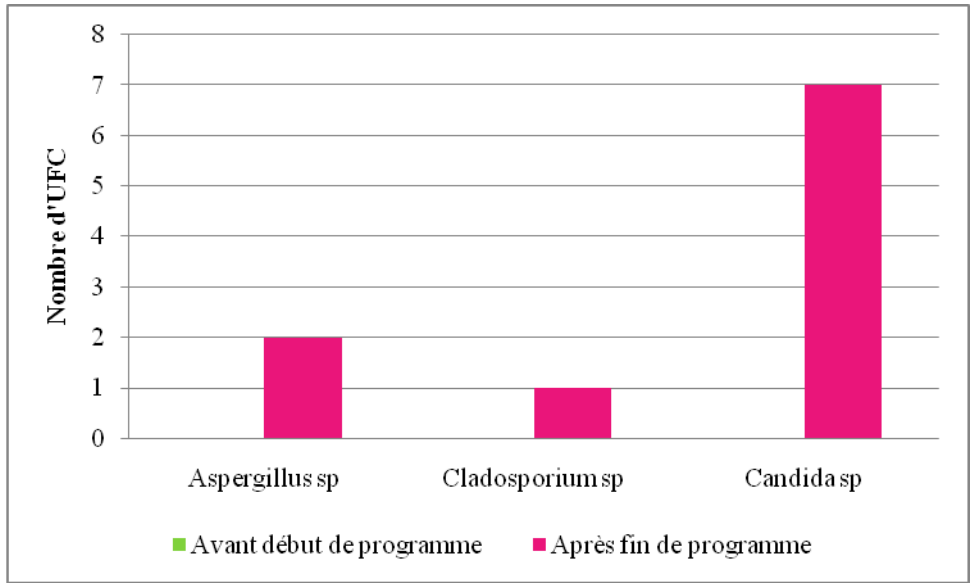


Figure 50: Flore fongique isolée dans la salle 8 selon le moment de prélèvement

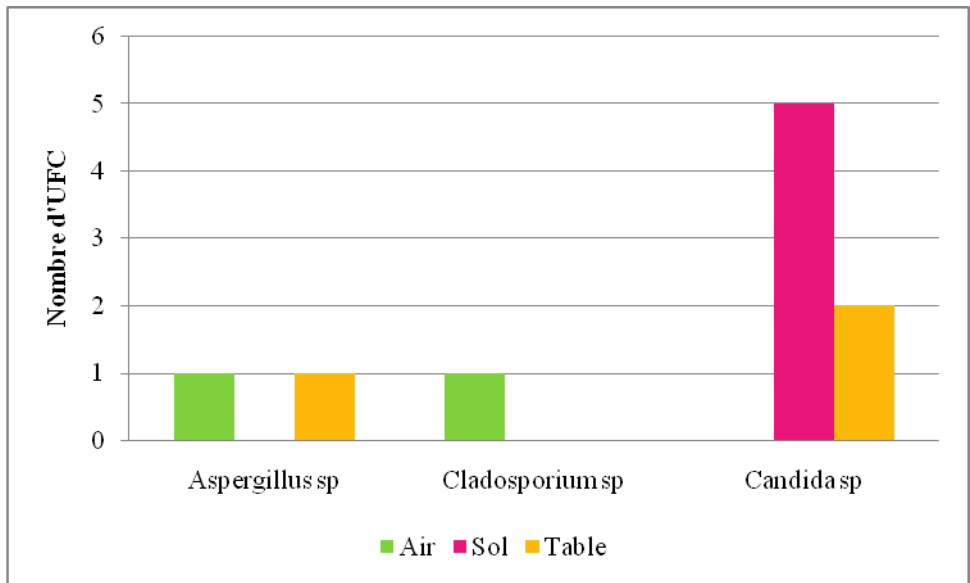


Figure 51: Flore fongique isolée dans la salle 8 selon le site de prélèvement

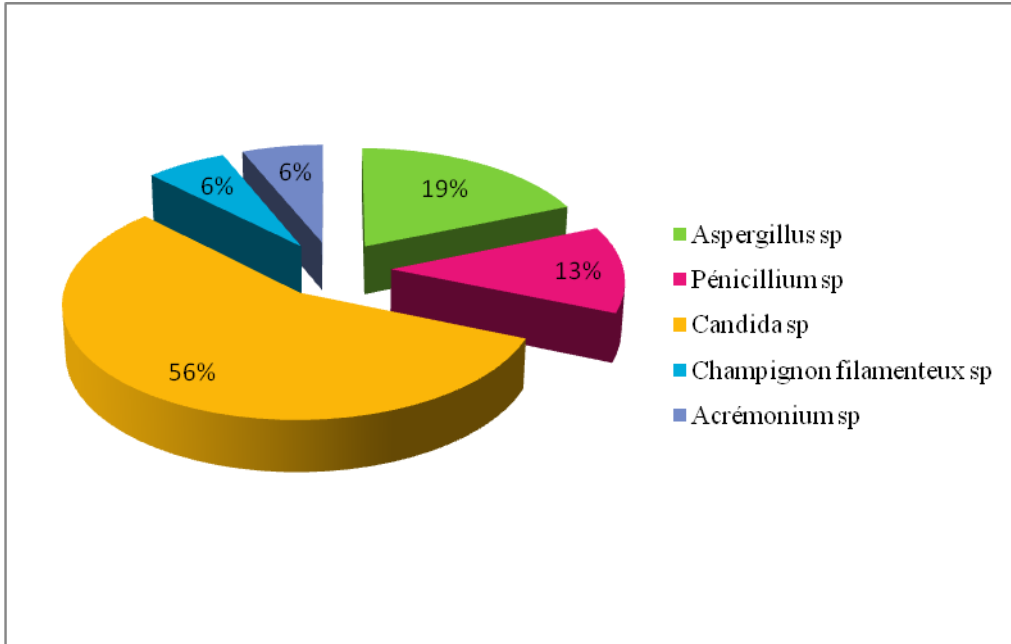


Figure 52: Flore fongique isolée dans la salle 9(N=16)

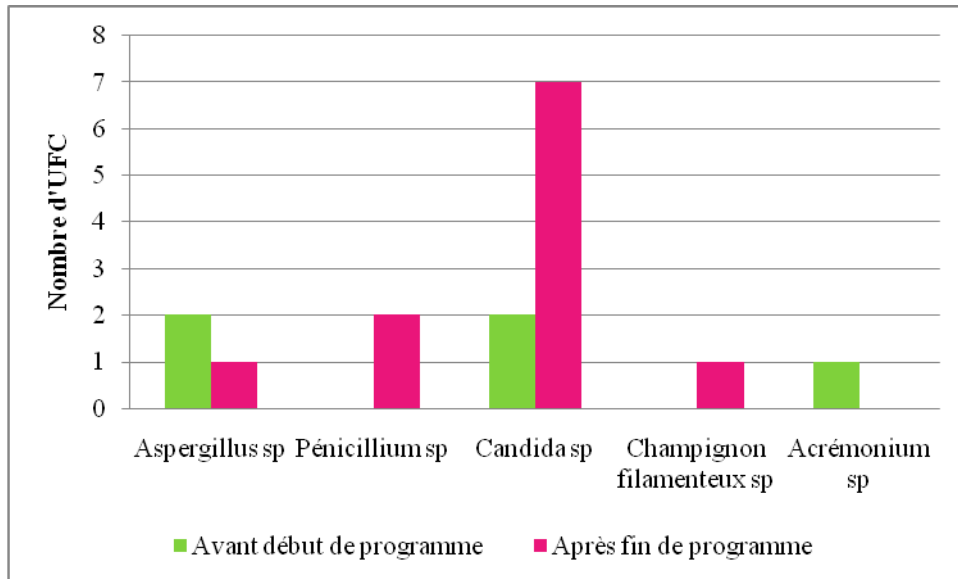


Figure 53: Flore fongique isolée dans la salle 9 selon le moment de prélèvement

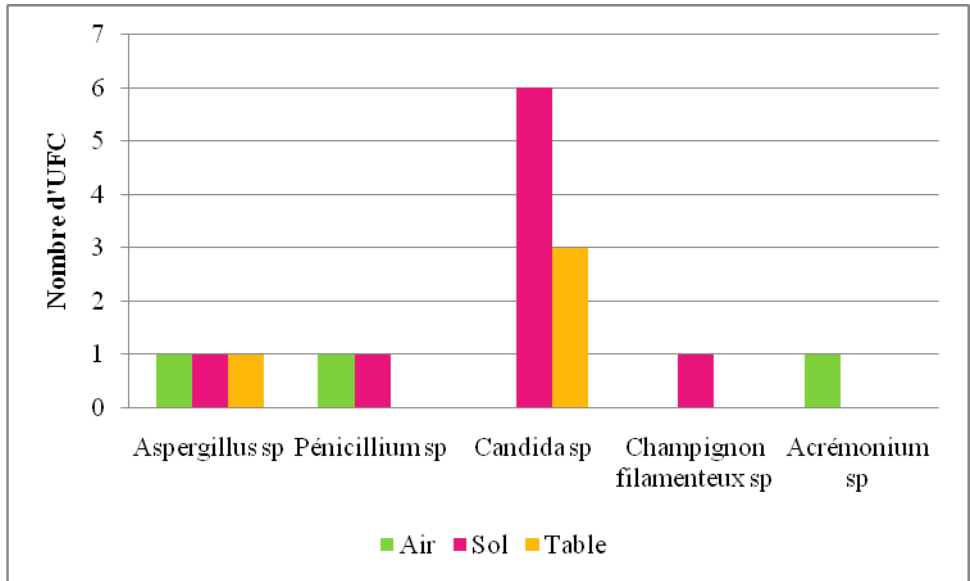


Figure 54: Flore fongique isolée dans la salle 9 selon le site de prélèvement

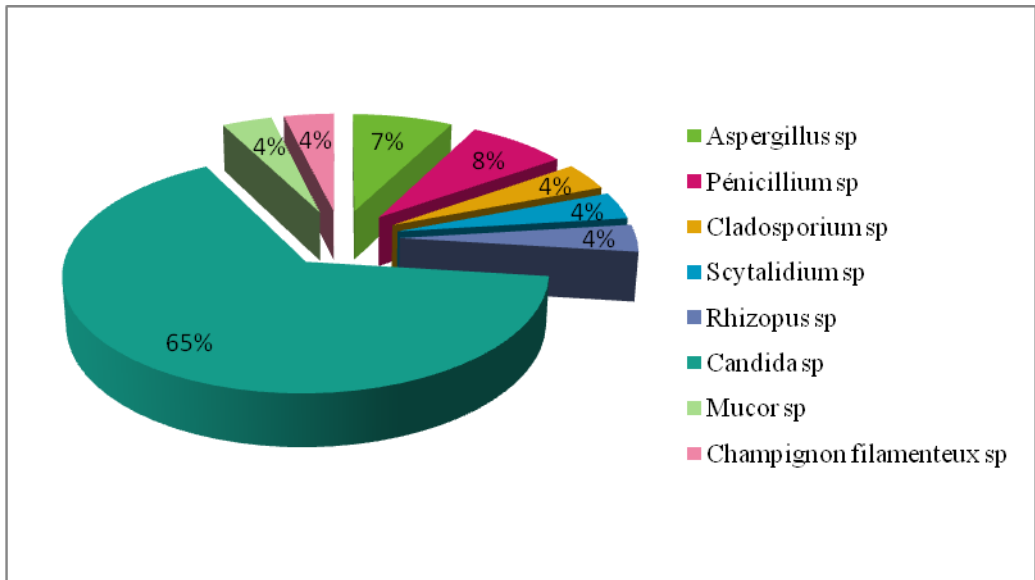


Figure 55: Flore fongique isolée dans la salle 10(N=26)

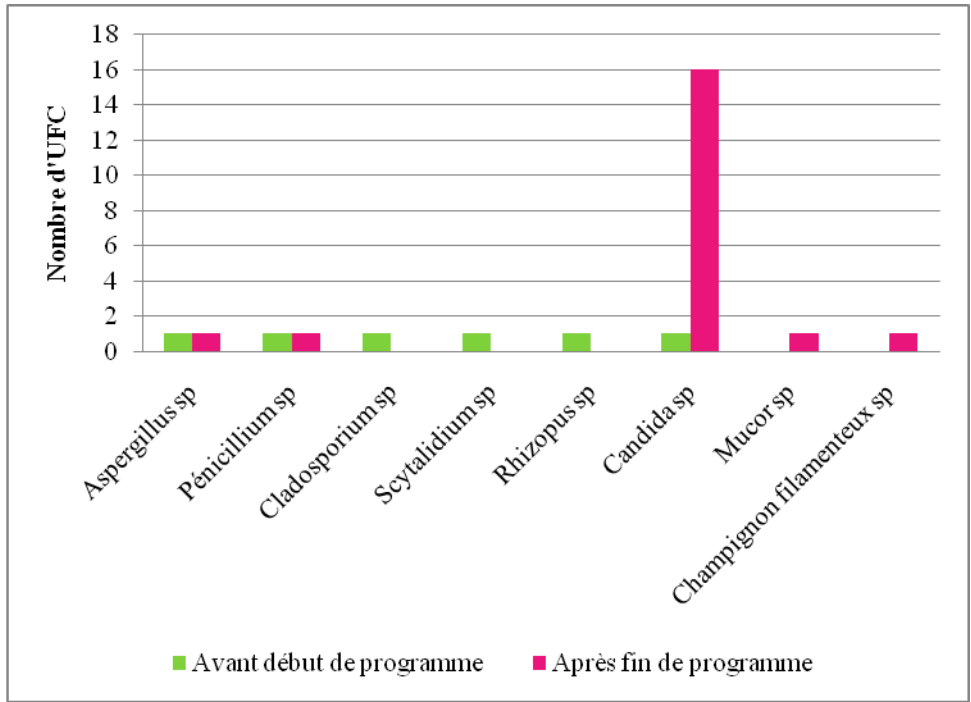


Figure 56: Flore fongique isolée dans la salle 10 selon le moment de prélèvement

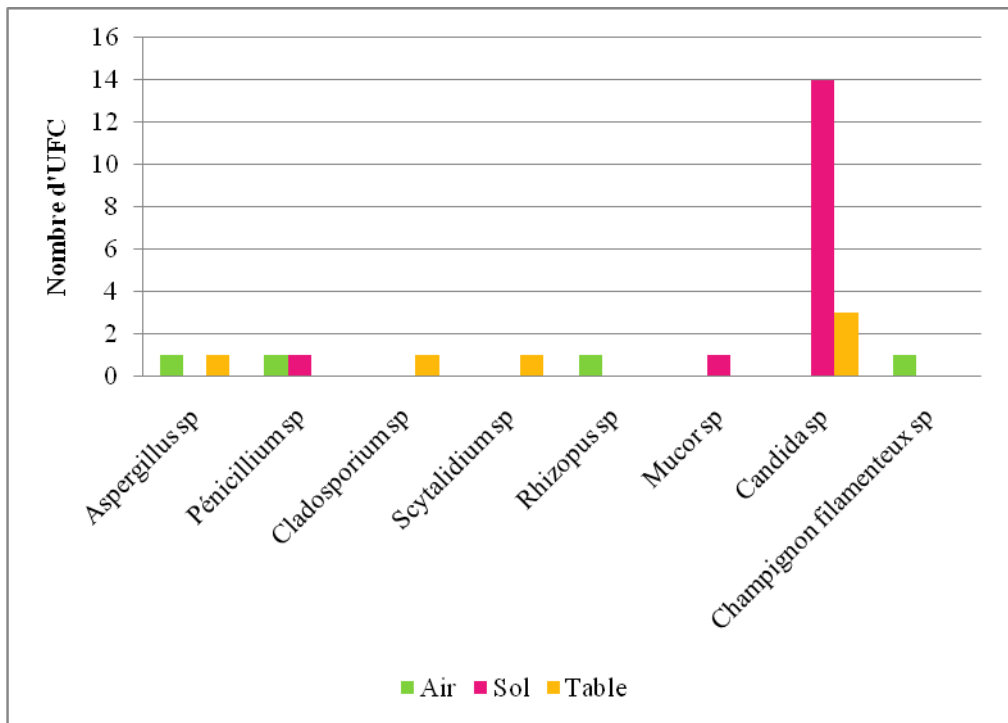


Figure 57: Flore fongique isolée dans la salle 10 selon le site de prélèvement

Présentation des résultats par mois

Aspergillus, *Penicillium* et les levures possèdent un caractère per annuel, ils sont présents tout le long de notre étude, tandis que les autres champignons isolés suivent une variation saisonnière et ne sont donc présents que pendant une période déterminée.

➤ **Bloc septique**

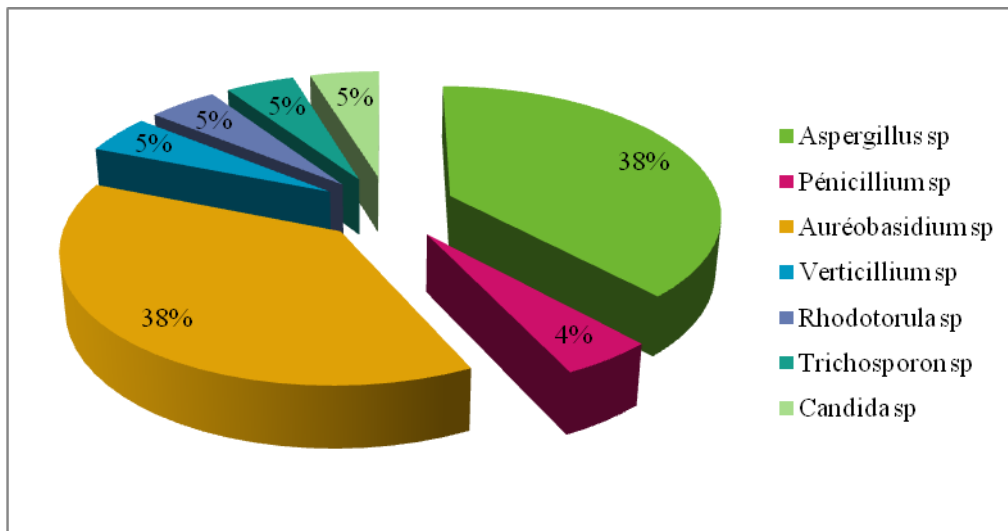


Figure 58: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Janvier (N=41)

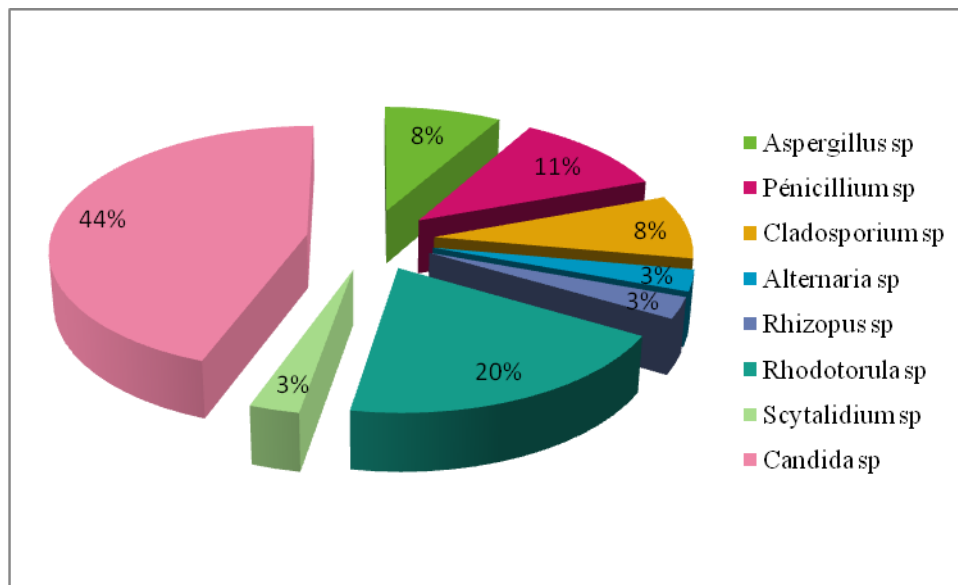


Figure 59: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Février (N=57)

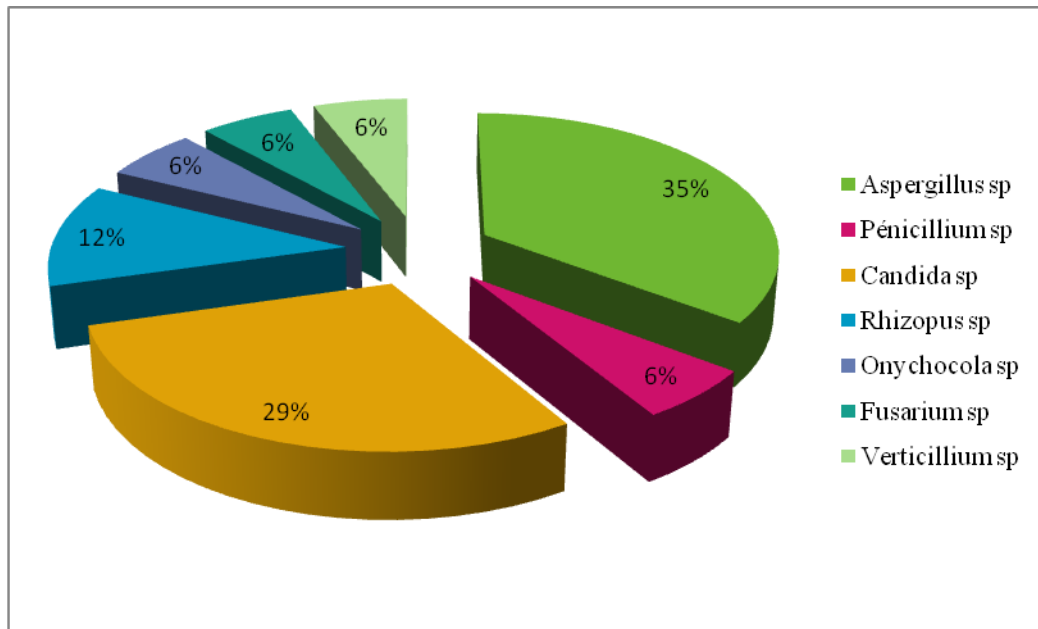


Figure 60: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Mars (N=37)

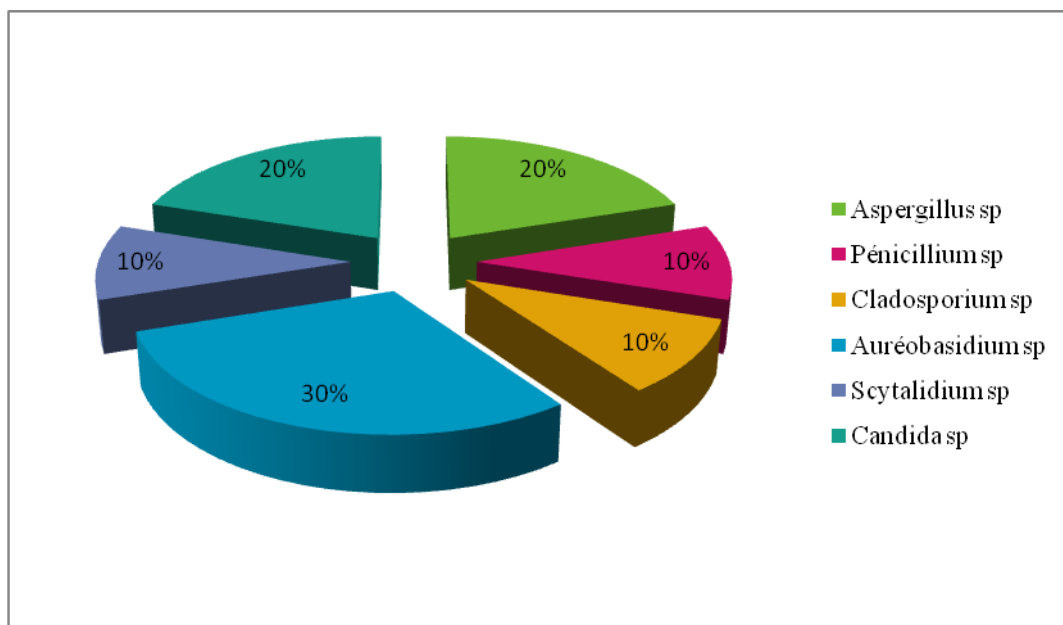


Figure 61: Répartition des champignons isolés pendant le mois d'Avril (N=30)

➤ **Bloc aseptique**

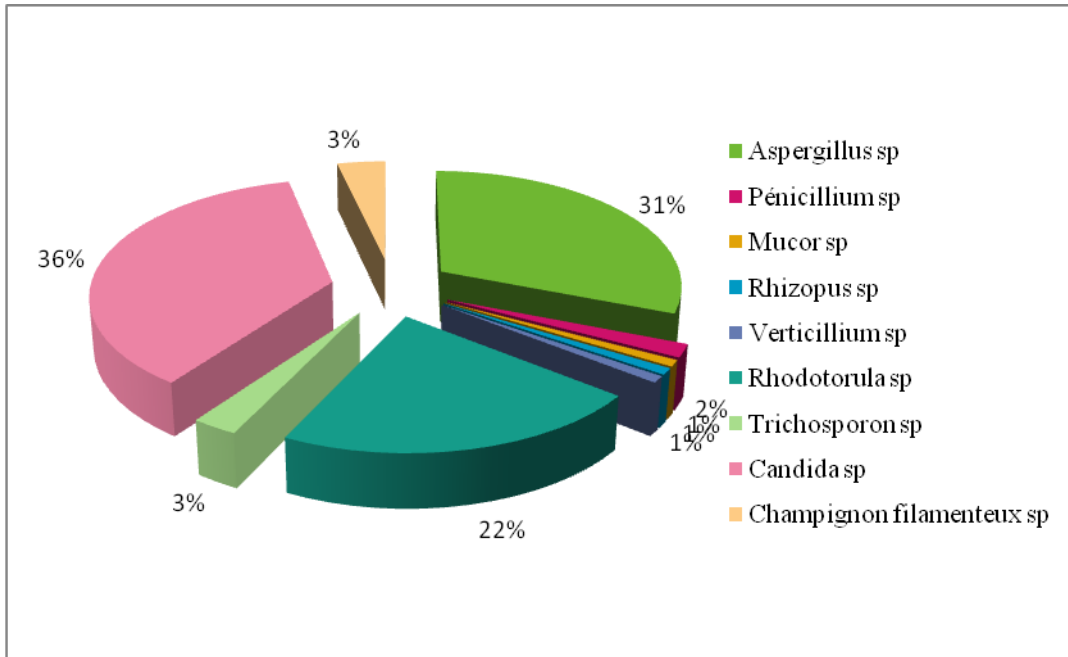


Figure 62: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Janvier (N=50)

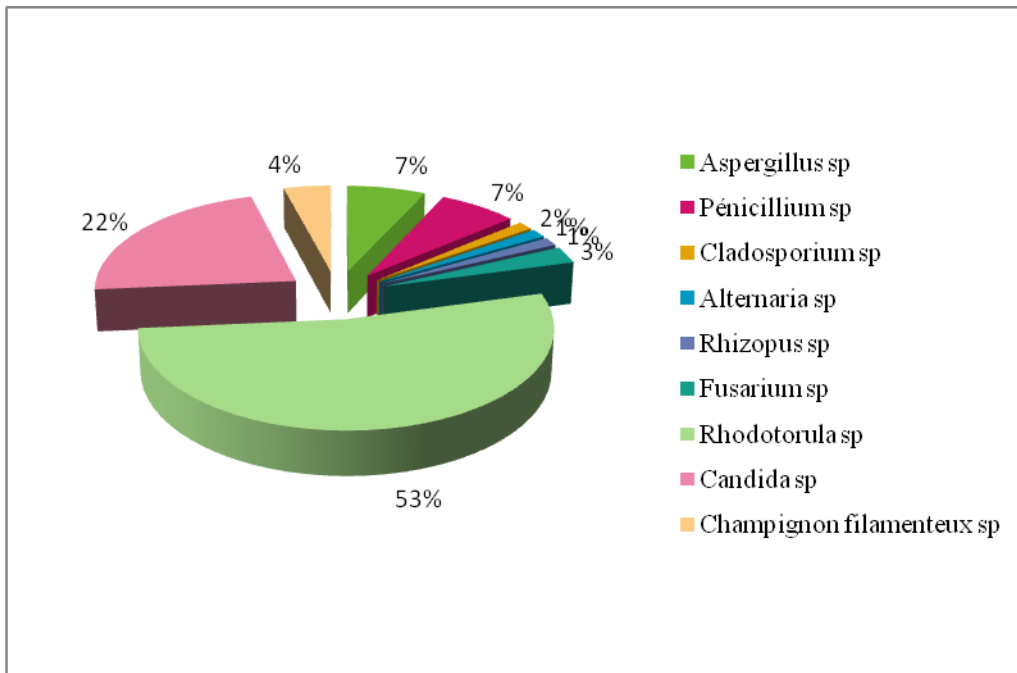


Figure 63: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Février (N=53)

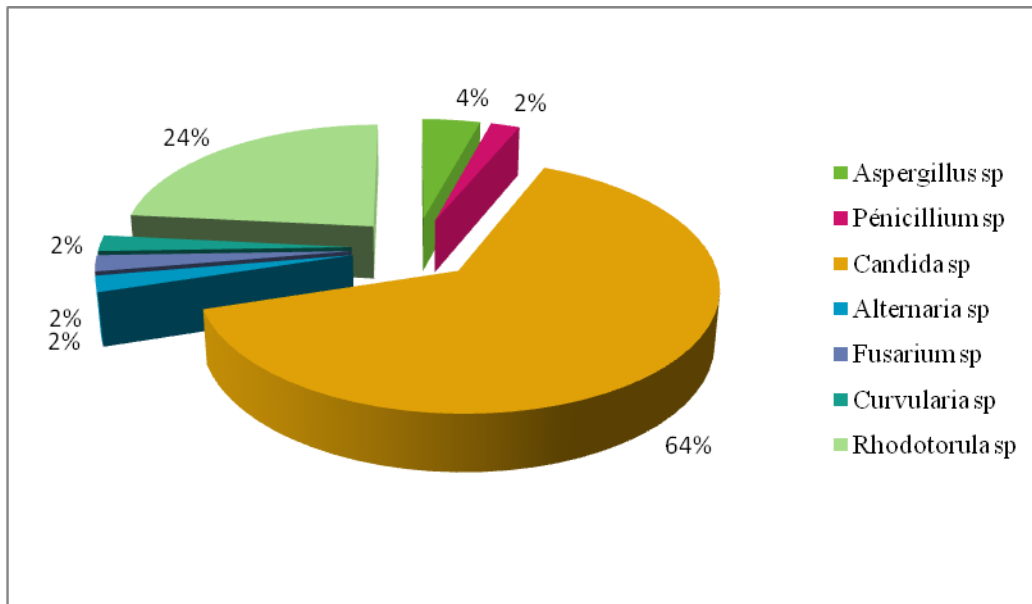


Figure 64: Répartition des champignons isolés pendant le mois de Mars (N=27)

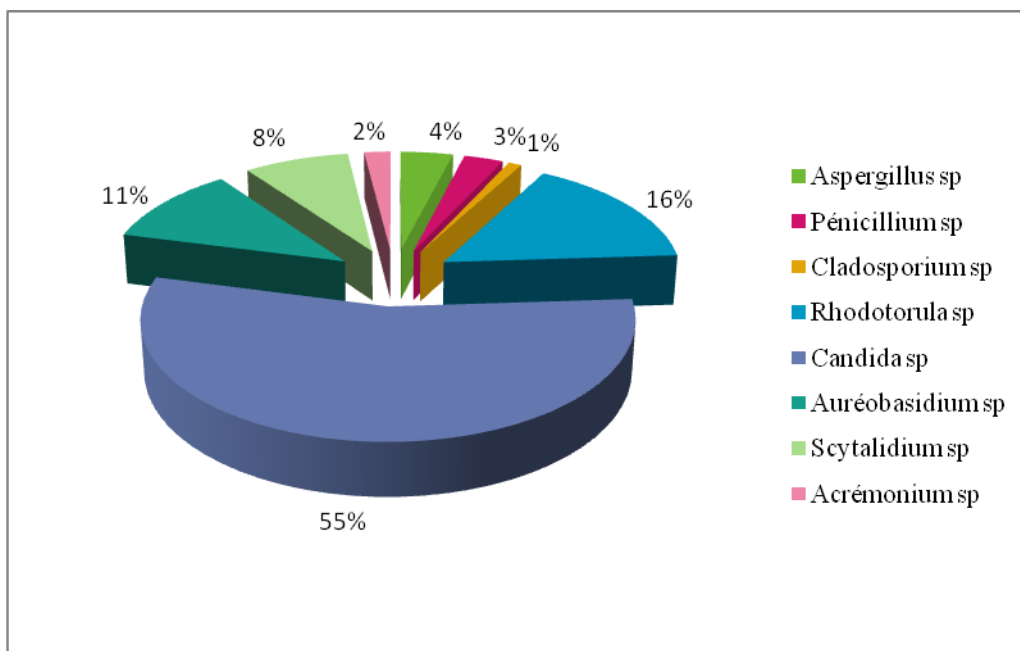


Figure 65: Répartition des champignons isolés pendant le mois d'Avril (N=40)

IV. DISCUSSION

IV.1 Les champignons

IV.1.1 Définitions et généralités

Un champignon est un organisme eucaryote uni- ou pluricellulaire, dépourvu de pigment assimilateur (chlorophylle) et de cellulose dans la paroi, ce qui le distingue profondément du règne végétal. Sa structure est constituée d'un système de filaments ramifiés appelé thalle. Ce thalle est soit réduit à un état unicellulaire (comme chez certaines levures), soit pluricellulaire, réalisant un développement filamenteux appelé « mycélium ». Le champignon peut rester invisible à l'œil nu (Micromycète) sauf en cas de développement intense formant des « colonies », c'est le cas des levures et des filamenteux sur des milieux appropriés, tandis que d'autres sont toujours visibles (Macromycètes) en particulier par leur « chapeau » ou « carpophore » (organe reproducteur). Qu'ils soient macromycètes ou micromycètes, l'organisation végétative ou nutritionnelle et reproductive est la même, c'est le thalle végétatif composé de filaments mycéliens⁽¹⁾.

Les champignons sont cosmopolites, ils sont retrouvés partout dans la nature où ils colonisent avant tout les organismes morts ou en décomposition (surtout les végétaux), sur lesquels ils trouvent les nutriments (carbone, azote, sels minéraux, etc) essentiels à leur croissance et leur multiplication, et c'est le thalle ou le filament mycélien qui assure la nutrition, celle-ci se fait par absorption et non par phagocytose^(1,2).

Ce sont des êtres immobiles qui vont à l'instar du règne végétal compenser cet handicap par la production d'un nombre considérable de spores microscopique leur assurant ainsi un pouvoir de dispersion très important⁽¹⁾.

Cette dispersion des spores permet aux champignons de coloniser toute la surface de la terre dont le milieu marin. Cette efficacité à coloniser des milieux et des substrats les plus variés n'a pas d'égal parmi les autres êtres vivants⁽²⁾.

Le pouvoir pathogène des champignons peut s'exprimer de diverses façons. En produisant des toxines, ils peuvent être à l'origine d'intoxications alimentaires,

ou de mycotoxicoses par l'accumulation de ces toxines dans des végétaux et leur consommation par l'homme⁽³⁾.

L'identification des champignons est fondée principalement sur des critères morphologiques liés aux modes de reproduction. Classiquement, on distingue chez les champignons en dehors du bouturage, deux types de reproduction, l'une asexuée car la cellule fongique se divise par simple mitose, l'autre sexuée car elle intègre un processus de fusion cytoplasmique, de caryogamie et de méiose. Chez une même espèce, on peut donc observer une multiplication de type sexuée issue d'un stade morphologique particulier appelé téléomorphe et une multiplication asexuée issue d'un autre développement appelé stade anamorphe⁽²⁾.

IV.1.2 Classification

La classification des champignons repose sur le mode de reproduction sexuée ou phase téléomorphe. Ce critère définit quatre des cinq ordres des mycètes, soit les chytridiomycètes, les zygomycètes, les basidiomycètes et les ascomycètes. Certains champignons sont le plus souvent ou exclusivement rencontrés à des stades de multiplication asexués, dits anamorphes, et sont alors classés d'après le mode de production des spores asexuées ou conidies. Ces espèces sont classées dans le cinquième ordre, les deutéromycètes, ou champignons imparfaits^(1,3).

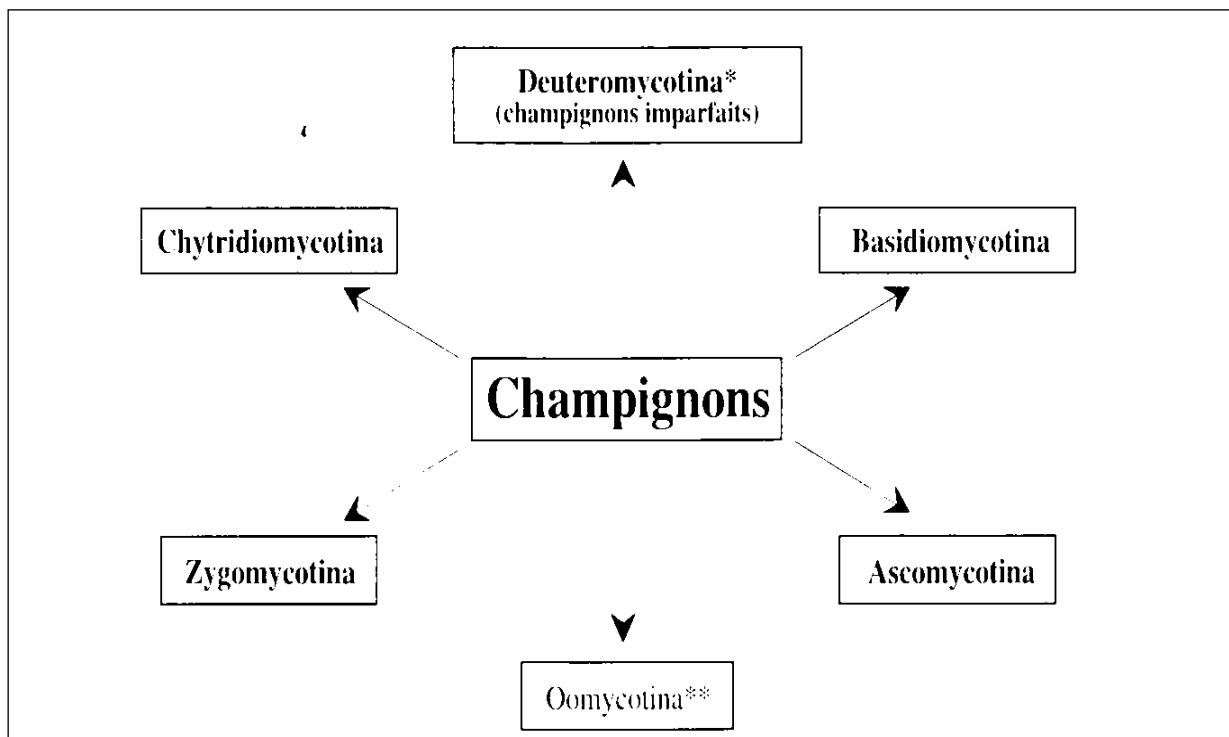


Figure 79 : Classification des Champignons⁽³⁾

Les chytridiomycètes

Les chytridiomycètes sont des champignons d'origine aquatique, au mycélium large peu ou pas cloisonné (siphonné), ils sont souvent unicellulaires, ce sont les seuls champignons qui possèdent des cellules mobiles au cours de leur cycle (les spores sont munies d'un flagelle). Ils ne sont pas impliqués en mycologie médicale et on les considère comme les ancêtres de tous les champignons actuels⁽¹⁾.

Les basidiomycètes

Ce sont des champignons considérés comme les plus perfectionnés, ils regroupent toutes les espèces dont le point commun est de produire des structures de reproduction sexuée appelées : « Basides » donnant naissance à des spores exogènes, les basidiospores. Les basidiomycètes ont un thalle cloisonné avec des boucles au niveau des cloisons.

Beaucoup d'entre eux sont des Macromycètes (gros champignons à chapeau), certains sont des parasites de végétaux (agents de charbons, de caries, etc.) et d'autres de redoutables opportunistes chez l'homme (*Cryptococcus neoformans*)⁽¹⁾.

Les zygomycètes

Cette division est caractérisée par la production de spores asexuées appelées zygospores, dont deux sont pathogènes: les mucorales et les entomophthorales^(1,4,5).

- Chez les mucorales, les spores asexuées naissent à l'intérieur d'une sorte de sac fermé appelé sporange ou (sporocyste) contenant de nombreuses endospores.
- A l'inverse, chez les entomophthorales, les spores asexuées naissent et s'éjectent de l'extrémité d'un filament spécialisé, elles portent le nom de ballistospores.

Les zygomycètes ont un mycélium siphonné. Ils produisent des spores sans flagelles. La reproduction sexuée aboutit à la formation de zygospores. Ce sont des saprophytes très répandus ; certaines espèces s'avèrent être des parasites redoutables chez l'homme, notamment chez des sujets fragilisés.

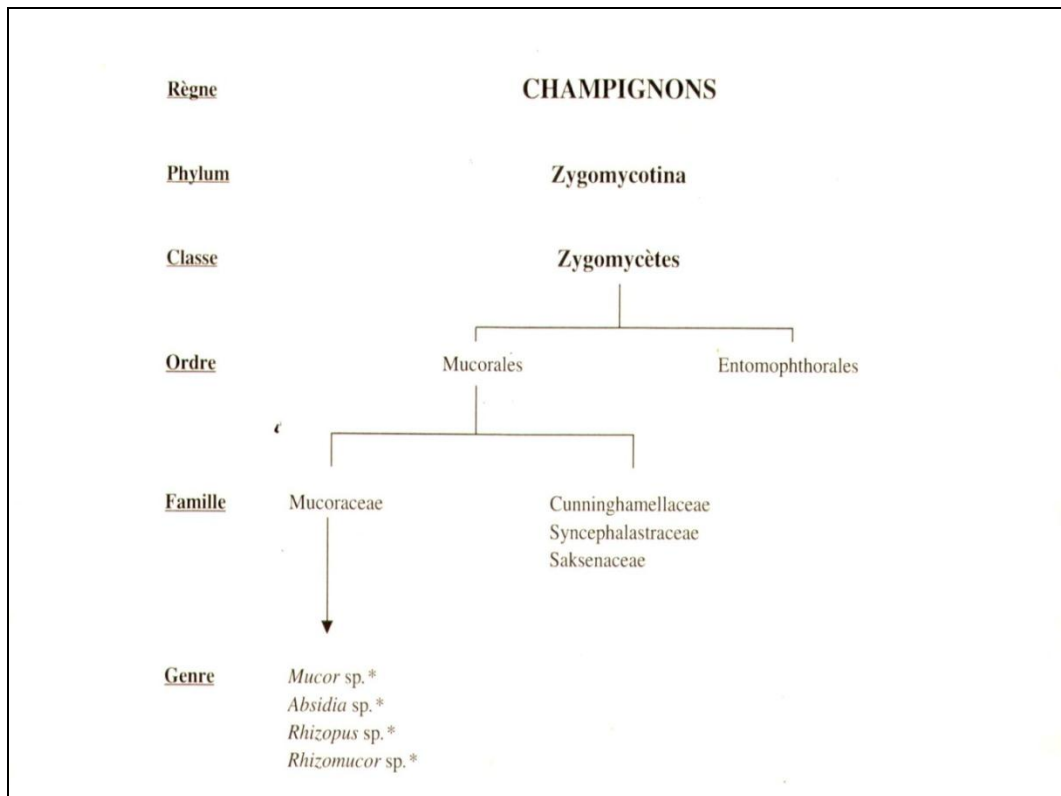


Figure 80 : Classification des Zygomycètes⁽³⁾

Les ascomycètes

Cette division regroupe, plus de la moitié de l'ensemble des champignons répertoriés. C'est de loin la division la plus importante, plus des trois quart des espèces observées chez l'homme proviennent des ascomycètes. Les spores issues de la reproduction sexuée sont produites de manière endogène à l'intérieur d'un sac appelé asque, d'où l'appellation ascomycètes donnée à ces espèces. Ces asques sont dispersés ou regroupés au sein d'ascocarpes^(1,6).

Les deutéromycètes

Appelés aussi fungi imperfecti (champignon filamenteux), cet ensemble hétérogène est un problème pour les taxonomistes. En effet, les deutéromycètes n'ont pas de forme

sexuée connue, ils ne se reproduisent que par voie asexuée ou par simple fragmentation du mycélium. Ceci oblige à les classer à part en ne tenant compte que de leur stade anamorphe. Cet ensemble regroupe le plus grand nombre d'espèces impliquées en pathologie médicale^(1,3).

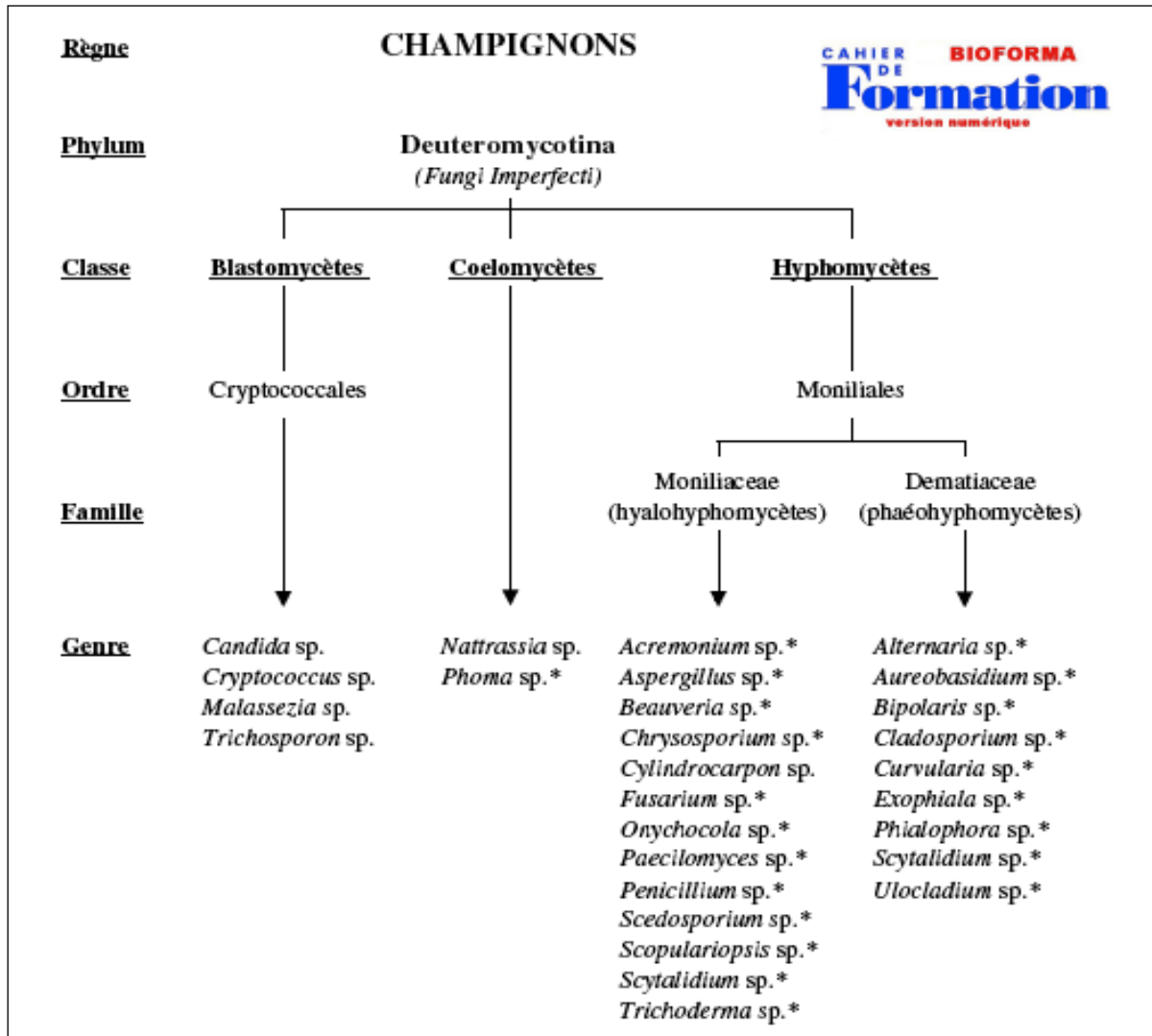


Figure 81: Classification des Deutéromycètes⁽³⁾

Les champignons rencontrés dans notre étude appartiennent principalement aux deutéromycètes et le plus souvent aux hyphomycètes.

Description des champignons isolés (3, 12, 13, 14)

Aspergillus :

Les *Aspergillus* sont des champignons filamenteux ubiquitaires, cosmopolites très abondants dans l'environnement. Elles sont présentes sur les débris organiques, dans le sol, sur les poussières, les graines, le foin moisi, les tissus, les vêtements, les meubles, dans les déshumidificateurs ou climatiseurs, elles sont saprophytes sur les matières organiques en décomposition. A partir de ces réservoirs, les spores aspergillaires sont disséminées dans l'atmosphère, les *Aspergillus* représentent 1 à 5% des isollements de moisissures dans l'air, cette moisissure est peu exigeante puisqu'elle peut se développer dans des milieux très pauvres, dans l'eau, mais aussi dans des conditions de sécheresse extrême.

➤ Aspect macroscopique

Ces champignons présentent une croissance rapide sur milieu Sabouraud Chloramphénicol. Après 24 à 48h, on observe des colonies plates, formées de courts filaments aériens. C'est avec la maturation des structures conidiogènes (48 à 96h) que ces colonies vont prendre leur teinte caractéristique, brune, verte, jaune ou noire selon les espèces.

La couleur de la culture permet ainsi une orientation rapide du diagnostic de l'espèce. Au recto, les colonies sont gris-vert pour *A. fumigatus*, vert-jaune pour *A. flavus* et *A. glaucus*, vert foncé à chamois pour *A. nidulans*, brun cannelle pour *A. terreus*. Chamois clair, jaune et rose pour *A. versicolor*, jaune puis noire pour *A. niger*. Le revers de la colonie reste incolore à jaune, il peut aussi rougir ou brunir avec l'âge, *Aspergillus sp* pousse habituellement à 22°C, 25°C et à 37°C pour les espèces thermophiles.

➤ Aspect microscopique

Aspergillus sp est caractérisé par un thalle végétatif formé de filaments mycéliens hyalins, de diamètre fin et régulier, septés et ramifiés. L'identification d'*Aspergillus sp* reposera sur la mise en évidence de têtes aspergillaires à l'examen microscopique des colonies. Sur les filaments végétatifs, prennent naissance des filaments dressés non cloisonnés. Ces derniers qu'on appelle conidiophores, se terminent par une vésicule de forme variable sur laquelle sont déposés les phialides, les conidies se forment par bourgeonnement à l'apex des

phialides et restent accolés les uns aux autres en chaînes non ramifiées, la plus jeune étant à la base de la chaîne.

Les spores toujours unicellulaires de formes variables, globuleuses, subglobuleuses ou elliptiques. Les phialides peuvent être directement insérées sur la vésicule (tête unisériée) ou portées par des articles insérées sur la vésicule : les métules (tête bisériée).

L'ensemble vésicule (+/-métule) + phialide et conidies constitue la tête aspergillaire qui caractérise le genre *Aspergillus*.

Penicillium :

Penicillium sp est un champignon ubiquiste, il occupe une grande place parmi les champignons isolés dans l'atmosphère et la deuxième place dans nos résultats après l'*Aspergillus sp*.

➤ Aspect macroscopique

Généralement, la croissance est rapide (48 à 72h) sur le milieu Sabouraud. Les colonies d'aspect poudreux en général, blanches initialement, prennent souvent une teinte bleu-vert avec une bordure blanche, bien que certaines espèces tendent vers le jaune ou le brun. Le revers est habituellement incolore, mais certaines espèces produisent un pigment parfois diffusible.

➤ Aspect microscopique

Les filaments sont septés et hyalins, portent des conidiophores simples ou ramifiés, ces conidiophores donnent naissance à des métules qui forment elles mêmes des phialides, ces phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Elles sont insérées directement (*Penicillium* monoverticillé) ou par l'intermédiaire d'une rangée de métules (*Penicillium* biverticillé) ou de deux rangées successives de métules (*Penicillium* triverticillé) sur les conidiophores. Les phialides sont serrées les unes contre les autres, l'ensemble donne une image en pinceau qui caractérise le genre *Penicillium*.

Cladosporium:

Cladosporium sp sont largement retrouvés dans le sol et sur de nombreux végétaux. Ils sont souvent isolés de l'air ambiant. Dans notre cas ce champignon a été isolé surtout de l'air du bloc septique. Au bloc aseptique, il était toujours présent mais à faible pourcentage (2%).

➤ Aspect macroscopique

Les *Cladosporium* ont une croissance lente à modérément rapide sur tous les milieux de culture en mycologie. Ils ne sont pas inhibés par le cycloheximide. Ils ne poussent généralement qu'à 20 à 25°C, mais certaines espèces comme *C. carrionii* et *C. bantianium* sont thermophiles. Ils ont une texture veloutée parfois poudreuse. La couleur va du vert olive au brun noir trop foncé, et le revers est brun noir.

➤ Aspect microscopique

Les hyphes septés sont pigmentés. Ils produisent des conidiophores (encore plus foncés) de longueur variable. Les premières conidies formées à l'extrémité des conidiophores sont de grande taille, uni ou pluricellulaires ; les suivantes sont plus petites et unicellulaires. L'ensemble forme de longues chaînes acropètes, ramifiées, réalisant des arbuscules fragiles qui se dissocient lors du montage. La paroi des conidies, de forme généralement elliptique à cylindrique est lisse ou finement verruqueuse et présente souvent aux extrémités des cicatrices de bourgeonnement et de libération.

Mucorales :

Les *Mucorales* sont des champignons cosmopolites très répandus, appartenant aux zygomycètes, saprophytes du sol où ils se nourrissent à partir de végétaux, de céréales ou d'excréments, ils contaminent fréquemment les denrées alimentaires, Les principales espèces incriminées sont *Rhizopus oryzae*, *R. rhizopodiformis*, *R. microsporus*, *Absidia corymbifera* et *Rhizomucor pusillus*. Les *Mucor* (*M. racemosus*, *M. circinereus*) sont en revanche moins fréquemment impliqués.

➤ **Aspect macroscopique**

Les *Mucorales* se développent sur tous les milieux utilisés en mycologie médicale. Cependant, leur croissance rapide est inhibée par le cycloheximide. Les températures optimales varient entre 20°C pour les *Mucors* et 20°C-25°C pour les *Rhizopus*, à 36°C pour *Absidia*, mais les espèces incriminées dans les pathologies humaines sont plus thermophiles et présentent des températures de croissance plus élevées vers 40°C. Les colonies présentent un développement aérien souvent important (aspect en Barbe à Papa) en particulier chez *Rhizopus* et envahissent de manière quasi-totale les boîtes de culture en 5 à 7 jours.

➤ **Aspect microscopique**

Le thalle est constitué de filaments siphonnés, non ou peu cloisonnés, de diamètre large (5 à 15 µm) et irrégulier. Le champignon émet généralement des stolons qui courent à la surface du support gélosé et adhèrent au substrat par des sortes de racines appelés rhizoïdes. Des stolons partent des filaments dressés : les sporocystophores, filaments porteurs des organes de reproduction : sporocystes ou sporanges. La partie terminale de sporocystophore se dilate en une vésicule appelée columelle qui fait saillie à l'intérieur de sporocyste d'aspect globuleux ou piriforme selon les espèces. C'est dans ces sporocystes que sont produites les spores à surface lisse ou granuleuse selon les espèces et sont libérées à maturité par déchirement de la paroi de sporocyste.

La différenciation des genres au sein de la famille des Mucoracées (qui comprend la plupart des *Mucorales* d'intérêt médical) se fera sur l'aspect des sporocystophores et leur groupement éventuel, sur la forme de la columelle et les caractéristiques de sa surface mais surtout sur la présence ou non d'une apophyse et sa taille, la présence ou non de rhizoïdes, et l'abondance des chlamydo-spores.

Rhodotorula :

Ce genre comprend 8 espèces, dont 3 peuvent être isolées chez l'homme: *R. glutinis*, *R. minuta* et *R. mucilaginosa*. Elles sont facilement reconnaissables grâce à la présence d'un pigment rose à rouge en primo-culture sur milieu de Sabouraud. Ce sont des levures habituellement commensales de la peau ou des muqueuses.

Scytalidium :

Le genre *scytalidium* est un saprophyte du sol des régions tropicales ou subtropicales mais son habitat précis est inconnu. Il est représenté par deux variantes : la première, pigmentée, est le *scytalidium dimidiatum* appartenant à la famille des phaéohyphomycètes, la seconde de couleur blanche est le *scytalidium hyalinum*. Ces deux variantes sont isolées des deux blocs notamment de l'air et du sol.

- *Scytalidium hyalinum*

- Aspect macroscopique

Le *scytalidium hyalinum* pousse rapidement à 25°C sur milieu Sabouraud sans cycloheximide. Il produit des colonies extensives, laineuses ou cotonneuses avec un mycélium aérien important. La couleur est blanche à gris clair et le verso est pal.

- Aspect microscopique

Les hyphes sont réguliers, septés, hyalins. Ils produisent au départ des arthroconidies unicellulaires, puis tardivement ces arthroconidies peuvent s'élargir et présenter une cloison centrale.

- *Scytalidium dimidiatum*

- Aspect macroscopique

Ce champignon pousse bien sur milieu de Sabouraud à 25°C sans cycloheximide. La croissance est cependant plus rapide à 37°C. Il produit des colonies extensives, duveteuses ou floconneuses, aériennes, grises au départ devenant noirâtres ensuite, au verso les colonies sont foncées avec un pigment noir diffusible.

- Aspect microscopique

Les hyphes septés sont de deux types : certains sont hyalins, étroits, de 2 à 3 µm de diamètre, alors que d'autres, plus larges, ont une paroi épaisse et pigmentée. Ces derniers produisent des arthrospores uni ou bi cellulaires, rectangulaires ou en forme de tonnelets très évocatrices.

Auréobasidium :

Auréobasidium sp est un champignon cosmopolite, appartenant aux dématés communément isolé des débris de plantes, du sol, du bois et au niveau de l'air de l'environnement intérieur. Le genre *Auréobasidium* regroupe plusieurs espèces parmi lesquelles on distingue *Auréobasidium pullulans* rencontrés dans notre étude au niveau de tous les sites de prélèvement à des proportions assez importantes.

➤ Aspect macroscopique

Les colonies sont de croissance rapide sur milieu Sabouraud sans cycloheximide au bout de 7 jours. La texture des colonies est mucoïde, elles sont de couleur rose pâle au départ devenant brune à noire avec l'âge, le revers est incolore.

➤ Aspect microscopique

Les hyphes sont septés, hyalins au départ, devenant bruns foncés avec l'âge. Certains de ces filaments (produisant des arthroconidies et des chlamydo-spores) sont plus épais et bien foncés. Ce champignon produit deux types de spores : les unes petites, incolores, se développent en grappe de façon synchrone à partir des cellules conidiogènes peu différenciées, intégrées dans les filaments ou disposées en position terminale, les autres plus grande produites sur le mode thallicque arthrique, uni ou bi cellulaires, devenant rapidement foncées.

Alternaria :

Les *Alternaria* sont des saprophytes ou des parasites de plantes très répandus.

➤ Aspect macroscopique

Les colonies sont de croissance rapide sur milieu de Sabouraud entre 25°C et 30°C. La croissance est également inhibée à 37°C, ainsi qu'en présence de cycloheximide. La couleur de la colonie est blanc-gris au départ, devient rapidement foncée (vert foncé à noir) au recto comme au verso. La texture est duveteuse à laineuse.

➤ **Aspect microscopique**

Les hyphes septés sont ramifiés et tardivement certains filaments sont pigmentés en brun. Les conidiophores sont cloisonnés, bruns, septés, simples ou ramifiés, plus au moins droits.

Les conidies sont brunes, pluricellulaires, d'aspect piriformes ou ovoïdes, avec une partie basale arrondie et une extrémité apicale allongée en bec plus au moins important : ce sont les dictyospores. A maturité, elles présentent à la fois des cloisons transversales, obliques ou longitudinales. Ces spores à paroi lisse ou verruqueuse et de taille importante sont souvent disposées en chaîne. En absence du bec marqué, c'est la disposition en chaîne des dictyospores qui caractérise le genre *Alternaria*.

Acrémonium :

Ce genre regroupe des champignons cosmopolites vivant en saprophytes dans le sol, sur des végétaux et sur d'autres champignons.

➤ **Aspect macroscopique**

Ils poussent sur tous les milieux usuels en mycologie en l'absence de cycloheximide. Les colonies sont parfois finement poudreuses, ou le plus souvent humides et muqueuses. La couleur varie du blanc au rouge orangé. Les températures optimales de croissance varient de 25°C à 37°C et la croissance est restreinte.

➤ **Aspect microscopique**

Le thalle végétatif est constitué de filaments septés, isolés ou disposés parallèlement les uns aux autres. Les phialides naissent directement des filaments végétatifs, elles sont fines et cylindriques, plus étroites à l'extrémité apicale qu'à la base. Elles sont solitaires plus rarement groupées en 2 ou 3. Les conidies cylindriques ou elliptiques sont regroupées en amas à l'extrémité des phialides et sont généralement unicellulaires et hyalines.

Trichosporon :

Ce genre regroupe des levures vivant en commensales sur le revêtement cutané, qui se caractérisent par un mycélium et un pseudo-mycélium abondant, et produisent à la fois des arthrospores et des blastospores.

Fusarium :

Ces champignons sont cosmopolites, on les isole du sol où ils persistent grâce à des chlamydospores, ils parasitent de nombreuses variétés de plantes. Les spores ou conidies peuvent également être isolées de l'air ambiant, mais beaucoup moins fréquemment que les spores aspergillaires puisqu'elles ne représentent que 1 ou 2% des espèces fongiques isolées dans l'air.

➤ Aspect macroscopique

Les *Fusarium* poussent sur le milieu Sabouraud sans cycloheximide mais se développent mieux sur un milieu gélosé au Malt ou sur milieu PDA. La température optimale de croissance varie entre 22°C et 37°C.

Les colonies duveteuses ou cotonneuses sont de couleurs variables (blanche, crème, jaune, rose, rouge, violet ou lilas) selon les espèces, un pigment peut être diffusé dans la gélose.

➤ Aspect microscopique

Du thalle végétatif naissent des conidiophores courts et souvent ramifiés. Ils portent des phialides qui peuvent avoir un ou plusieurs sites de bourgeonnement pour la production des conidies.

L'identification est basée sur l'aspect des conidies produites par des phialides ou cellules conidiogènes. *Fusarium sp* peut produire plusieurs types de spores : les macroconidies, les microconidies, les mésoconidies et les chlamydospores. Certaines espèces produisent les quatre variétés, d'autres non. L'aspect de ces conidies, la présence ou l'absence de certaines d'entre elles sont les caractères essentiels d'identification des *Fusarium*.

Onychocola :

Onychocola est un champignon dont on ne connaît pas encore le biotope naturel. *O. canadensis*, isolé pour la première fois au Canada en 1990 puis en Nouvelle Zélande, présente la seule espèce du genre *Onychocola* qui est responsable de manifestations cliniques chez l'homme. D'après nos résultats, il a été retrouvé une seule fois au niveau du sol de la salle 3 du bloc septique.

➤ Aspect macroscopique

Les colonies se développent très lentement sur milieu de Sabouraud à 25°C mais résistent aux cycloheximide. Après 15 jours environ, on observe des colonies de petite taille, de couleur blanchâtre, glabre au départ, devenant en 5 à 6 semaines duveteuses et cotonneuses. Avec l'âge, les cultures deviennent brunâtres et le verso foncé.

➤ Aspect microscopique

Au départ, les colonies ne montrent que des filaments fins, hyalins, lisses sans aucune fructification. C'est sur des cultures tardives (après 4 semaines) que certains filaments deviennent toruloides et verruqueux, formant des chaînes d'arthrospores souvent articulées à angle droit. Ces dernières sont ovales à cylindriques, uni ou bi cellulaires.

Curvularia :

Ce sont des champignons cosmopolites, saprophytes ou parasites facultatifs des plantes.

➤ Aspect macroscopique

Colonies à croissance rapide sur milieu Sabouraud à 25°C sans cycloheximide. Leur texture est laineuse, de couleur blanche au départ, puis brun olive. Le verso est foncé.

➤ Aspect microscopique

Les hyphes septés sont rapidement foncés. Les conidiophores sont bruns simples ou ramifiés. Les conidies sont brunes pluricellulaires et légèrement incurvées, cloisonnées seulement transversalement, elles comprennent plusieurs cellules dont une centrale plus grosse et très pigmentée.

IV.1.3 Les moisissures

Définition

Les moisissures sont des champignons pluricellulaires microscopiques ubiquistes, à croissance filamenteuse, qui regroupent des milliers d'espèces. Le terme familier de moisissures fait généralement référence à leur texture laineuse, poudreuse ou cotonneuse, qui peut être observée à divers endroits.

Les moisissures produisent des structures de reproduction appelées spores ; celles-ci sont invisibles à l'œil nu et peuvent chez la plupart des espèces passer en suspension dans l'air. Elles peuvent également élaborer des substances chimiques susceptibles de demeurer à l'intérieur des spores, d'être libérées dans les matériaux qu'elles colonisent (ex : enzymes, mycotoxines) ou encore d'être libérées dans l'air ambiant (ex : composés organiques volatils) (7,8).

Toutes les moisissures sont des saprophytes, se développant au détriment de matériaux inertes très variés, certaines peuvent être opportunistes et peuvent dans certains cas se comporter en parasite et se développer sur des organismes vivants dont les défenses sont affaiblies⁽²⁾.

Le développement normal d'une moisissure comprend une phase végétative de croissance et de nutrition et presque simultanément une phase reproductive au cours de laquelle se forment des spores qui assurent la dispersion⁽⁹⁾.

Cycle de vie des moisissures

Le réservoir naturel des moisissures se situe à l'extérieur : sur les végétaux, la matière organique en décomposition, la surface d'eau stagnante ou sur le sol. Lorsque les conditions le permettent, les moisissures produisent à maturité des spores d'origine sexuée et/ou asexuée. Ce sont des cellules déshydratées au métabolisme réduit, entourées de parois protectrices épaisses qui les isolent du milieu ambiant. Elles sont produites en très grand nombre, et peuvent survivre très longtemps, plusieurs mois à plusieurs années. C'est sous cette forme qu'elles sont dispersées puis se déposent sur de nouveaux supports, elles peuvent être transportées par les courants d'air, par l'homme, les animaux domestiques et se retrouver

éventuellement dans les maisons et édifices. Ces spores sont une forme latente des moisissures. Leur dispersion peut se faire sur de grandes distances. Des études effectuées en milieu contrôlé ont démontré qu'une petite proportion des spores aéroportées peut se retrouver jusqu'à cent mètres de la source d'émission, bien que la grande majorité de celles-ci se retrouvent à proximité de leur lieu de libération. Lorsque les conditions environnementales deviennent favorables (augmentation de l'humidité principalement), elles germent, comme des graines, et redonnent du mycélium qui reformera, à son tour, des spores^(3,10).

Les spores permettent aux moisissures de résister à des conditions aussi extrêmes que les feux de forêts et les grandes sécheresses. Cette résistance aux conditions environnementales peut varier considérablement d'une espèce à l'autre, mais on retrouve des espèces adaptées à presque tous les climats et conditions extrêmes⁽⁹⁾.

Le cycle de vie des moisissures en milieu intérieur débute lorsqu'une spore se dépose sur une surface lui offrant les conditions nécessaires à sa croissance. En fait, la germination se déclenche par la présence d'eau combinée ou non à certains facteurs très spécifiques comme l'intensité lumineuse, certaines températures ou types d'éléments nutritifs. La spore germera alors et donnera naissance à un premier filament non différencié, appelé hyphe, qui s'allongera pour former un ensemble appelé mycélium. Cet ensemble de filaments, plus ou moins ramifiés, constitue le thalle des champignons. En présence de conditions favorables à la sporulation, le mycélium donnera naissance à des structures plus spécialisées, qui produiront des spores asexuées (conidies) ou, plus rarement, des spores sexuées⁽³⁾.

La taille, la forme et la couleur des spores de moisissures varient grandement d'une espèce à l'autre. Par contre, en microscopie, toutes les spores d'une même espèce sont de couleurs, de dimensions et de formes relativement constantes ce qui, dans bien des cas, constitue un élément d'identification taxonomique. Le diamètre des structures fongiques de reproduction varie entre 2 et 200 µm. Tous les types de spores pourront dans des conditions favorables, recommencer un cycle de vie, soit à proximité du thalle original ou même à forte distance de celui-ci, dans les jours ou les mois suivant sa production⁽¹¹⁾.

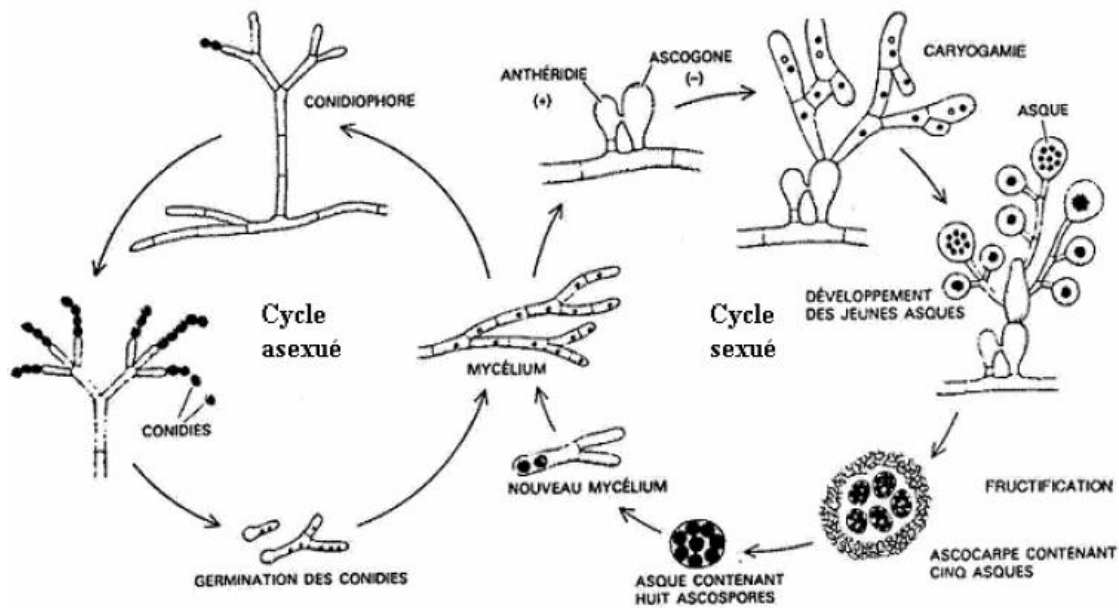


Figure 82: Cycle de vie des moisissures⁽⁹⁾

Conditions de développement

Bien qu'elles soient relativement peu exigeantes, un certain nombre de facteurs, nutritifs et environnementaux, doivent être réunis pour que les moisissures se développent.

Les principaux facteurs de développement sont⁽⁹⁾ :

- Les éléments nutritifs

Les plus importants sont le Carbone et l'Azote, utilisés sous forme de composés organiques, et des ions minéraux (Potassium, Phosphore, Magnésium ...) en quantités très faibles. Certains produits, les acides aminés par exemple, peuvent pénétrer dans la cellule sans transformation tandis que d'autres tels que l'amidon, la cellulose, les protéines... doivent être transformés préalablement par le champignon avant d'être absorbés. Cette transformation nécessite, de la part de la moisissure, un équipement enzymatique adapté, souvent caractéristique des espèces. Un *Trichoderma* par exemple dégradera la cellulose tandis qu'un *Scopulariopsis* sera plus actif sur un support de nature protéique. De toute façon les quantités nécessaires et suffisantes au développement des moisissures sont extrêmement faibles.

- Les facteurs de l'environnement

A la différence des substances nutritives, qui sont toujours beaucoup plus abondantes que ne le nécessite le développement des moisissures, les facteurs physiques de l'environnement (humidité, température, oxygène...) constituent un élément déterminant pour son initiation. Parmi ceux-ci, le plus important est l'humidité.

-l'humidité

On sait que les moisissures apparaissent après un accroissement accidentel de l'humidité. En effet, la quantité d'eau disponible dans le substrat et l'ambiance environnante favorisent l'initiation de leur développement. Il y a un échange permanent entre l'environnement et le support jusqu'à atteindre un point d'équilibre à la surface de ce dernier où pourra se développer la moisissure. L'humidité relative minimum pour que commencent à se développer certaines moisissures peu nombreuses, dites xérophiles, est de 65-70%. Au fur et à mesure que l'humidité augmente s'installent ensuite des moisissures différentes, de plus en plus nombreuses vers 80-90%. Ainsi selon l'espèce identifiée sur un substrat on peut approximativement définir l'évolution de l'humidité relative de celui-ci. La seule façon d'éviter le développement de contaminants fongiques est donc de maintenir une hygrométrie faible dans l'environnement.

Dans le présent travail, nous n'avons pas pu calculer l'hygrométrie dans les blocs opératoires pour voir l'influence de ce paramètre sur les moisissures retrouvées.

-La température

La plupart des champignons, surtout les moisissures, sont mésophiles c'est à dire qu'ils se développent autour de 20°C- 25°C, Cependant il peut y avoir des particularités pour certaines espèces.

Les températures des blocs opératoires varient au cours de notre étude de 19°C à 26°C.

-l'oxygène

Les champignons sont des organismes aérobies. Cependant, certains tolèrent des quantités relativement faibles d'oxygène et peuvent même se développer en anaérobiose

avec production d'éthanol et d'acides organiques. Le métabolisme des champignons peut être modifié selon la teneur en oxygène environnemental; par exemple la production de mycotoxines (patuline et acide pénicillique) décroît considérablement en conditions de dioxygénation faible.

- Le pH

Les champignons sont peu sensibles au pH du milieu. Ils se développent entre 4,5 et 8 avec un optimum entre 5,5 et 7,5. Certaines espèces (*Aspergillus niger*) peuvent se développer jusqu'à 1,7 et 2. Cette faculté de se développer en milieu acide permet de les séparer des bactéries pour l'isolement.

IV.2 Aérocontamination fongique au bloc opératoire

IV.2.1 Le bloc opératoire et zone à risque

Le bloc opératoire est une enceinte protégée construite avec une architecture spécifique et régie par des procédures particulières. Il est constitué d'un ensemble de locaux spécifiques dédiés aux interventions chirurgicales et au réveil des patients, concourant ainsi à la limitation du risque de survenue d'une infection du site opératoire. Ces locaux constituent des zones à risque pour lesquelles des niveaux de qualité microbiologique doivent être atteints concernant l'air, l'eau et les surfaces ^(15, 16).

Dans les établissements de santé, face à la diversité des profils de patients hospitalisés et des actes chirurgicaux pratiqués, il s'est avéré nécessaire de délimiter des zones en fonction du degré de risque de contamination microbienne. Elles sont définies par le CLIN.

Par définition, une zone à risques de biocontamination est un lieu géographiquement défini et délimité, dans lequel les sujets ou les produits sont particulièrement vulnérables aux micro-organismes ou particules virales. Ainsi, **quatre niveaux de zones à risques** sont définis, préconisation de l'ASPEC ⁽¹⁷⁾.

- Zone 1 : risque minimum.
- Zone 2 : risque moyen.
- Zone 3 : risque infectieux sévère.
- Zone 4 : très haut risque.

Tableau2: Exemple de classification de locaux hospitaliers en zone à risque⁽⁶⁰⁾

Type de service / zone à risque	Zone 1	Zone 2	Zone 3	Zone 4
Service administratifs	X			
Circulation, halls, ascenseurs	X	X		
Long et moyen séjour	X	X		
Consultation externes		X		
Maternité		X		
Zone de lavage de stérilisation centrale		X		
Zone propre de la stérilisation centrale		X	X	
Médecine			X	
Réanimation soins intensifs			X	
Hémodialyse			X	
Blocs opératoires conventionnels			X	X
Hémato – chimiothérapie			X	X
Néonatalogie				X
Bloc opératoire aseptique				X
Prématuré				X
Service de greffes, brulés				X

Le bloc opératoire est classé en zone 3 et 4, zone où les exigences d'hygiène doivent être en cohérence avec le degré d'asepsie.

Au sein du bloc opératoire, un classement similaire peut être envisagé ⁽¹⁷⁾ :

-Zone à risque 4: C'est une zone à très fort risque, salles d'opérations aseptiques (orthopédie, cardiovasculaire, neurologie, ophtalmologie, etc.).

-Zone à risque 3: C'est une zone à haut risque, salles d'opérations (chirurgie polyvalente).

-Zone à risque 2: C'est une zone à risque moyen, pièces annexes des blocs opératoires (sas, couloirs, salles d'endoscopie, etc.).

-Zone à risque 1: C'est une zone à risque faible ou négligeable.

Tableau 3: Classification des zones du bloc opératoire en zones à risque⁽⁷²⁾

Zones du bloc			
Zone 1	Zone 2	Zone 3	Zone 4
-Vestiaire zone de déshabillage -Sas de transfert du malade -Sas de décontamination matériel -Sas de réception du matériel	-Vestiaire zone protégée -Zones de circulation -Bureaux administratifs -Zones de pré-traitement du matériel	-Salle d'opération septique -Salle d'induction ou de pré-anesthésie -Sas de lavage des mains -Salle de stockage de dispositifs médicaux non stériles -Salle de surveillance post-interventionnelle	-Salles d'opération aseptique -Salle de stockage de dispositifs médicaux stériles

Le principal risque au bloc opératoire est l'infection du site opératoire qui malgré les progrès de l'asepsie et de l'antibioprophylaxie, restent des complications fréquentes

de la chirurgie et dont les conséquences peuvent être lourdes, s'exprimant en termes de morbidité, de mortalité et de surcoût⁽¹⁸⁾.

Le risque de survenue d'une infection du site opératoire dépend de multiples facteurs liés à l'acte chirurgical réalisé (type et classe de chirurgie, durée de l'intervention...), aux caractéristiques du patient opéré (âge, facteur de risque, maladie sous-jacente...) et à l'environnement général dans lequel l'acte est pratiqué (organisation du bloc opératoire, préparation cutanée de l'opéré, maîtrise de la qualité de l'air et de l'entretien des locaux, etc...)⁽¹⁶⁾.

IV.2.2 Aérocontamination

Définition

L'air est chargé de particules inertes solides ou liquides en suspension appelées aérosols, elles ont un large spectre de taille, grossièrement réparties suivant une courbe de Gauss, les plus nombreuses étant comprises entre 0,3 et 5 µm. Certaines d'entre elles servent de supports aux microorganismes et forment ce qu'on appelle bioaérosols⁽¹⁹⁾.

La contamination de l'air ou aérocontamination se définit par l'existence d'un aérosol microbien ou bioaérosol de composition complexe. C'est un ensemble de micro-organismes vivants (moisissures, bactéries, levures....) ou de fragments microbiens (antigènes ou toxiques ou composés volatils microbiens)⁽²⁰⁾.

IV.2.3 Mécanismes d'aérocontamination fongique

Dans un établissement de santé, l'air peut représenter un vecteur de contamination pour les patients à risque. Les principales pathologies infectieuses acquises, clairement documentées comme liées à la contamination par l'air sont les mycoses invasives dues à des champignons notamment du genre *Aspergillus* et certaines infections du site opératoire. Que ce soit pour les infections du site opératoire ou encore plus pour les mycoses invasives, les caractéristiques de l'hôte et de sa prise en charge jouent un rôle majeur dans le développement d'une infection à partir d'une simple contamination⁽²¹⁾.

De nombreux champignons peuvent être aéroportés dont certains sont des opportunistes pouvant mettre en jeu le pronostic vital, *Aspergillus* et *Penicillium* sont les deux genres fréquemment rencontrés dans l'air suivie par *Cladosporium*, *Alternaria*.....etc⁽²²⁾.

La concentration des champignons varie en fonction des régions (les zones tropicales humides et chaudes sont les plus propices à la sporulation), des conditions météorologiques (chaleur, humidité...) et des saisons. En fait, les moisissures persistent dans l'atmosphère tout au long de l'année, cependant elles sont très abondantes en automne, au cours des autres saisons de l'année elles sont très peu abondantes surtout en hiver à l'exception d'*Aspergillus* et *Penicillium* qui sont à peu près également répartis au cours de l'année^(23,24).

Il est important de noter que le mécanisme de contamination aérienne par des moisissures est fortement lié à leurs modes de dispersion et de transfert qui n'est pas le même pour toutes les espèces et leur sédimentation sur les surfaces.

Dispersion: A partir d'un réservoir humain ou environnemental. Le moindre courant d'air détache et emporte les spores fongiques. Le mode de dispersion et de transfert de ces spores n'est pas le même pour toutes les espèces. Certaines spores, appelées gloeiospores ont une paroi épaisse de consistance humide et restent collées entre elles par un mucus (*Acremonium* sp, *Exophiala* sp...); de ce fait elles forment des amas plus lourds difficilement transportables par l'air. Elles seront véhiculées au niveau des substrats par contact, par l'eau mais rarement par l'air (*Acremonium* sp, ce qui est le cas de notre étude (salle 5 et 9 du bloc aseptique) *Exophiala* sp, *Chaetomium* sp). D'autres espèces par contre, ont des spores à parois sèches (xérospores), facilement dissociables et légères. Elles pourront être en suspension dans l'air et aisément dispersées par les courants d'air. C'est le cas des *Penicillium* et *Cladosporium* que l'on a trouvé en grand nombre dans l'environnement de nos blocs opératoires.

Sédimentation: Lorsque cessent les mouvements d'air, les spores de l'atmosphère sédimentent à une vitesse qui dépend de leurs formes, de leurs ornements, de leurs tailles mais aussi du degré d'hygrométrie et de l'intensité des mouvements de l'air. En atmosphère calme, la décantation est très rapide, environ 35 minutes pour atteindre le niveau zéro. Les plus grosses particules, supérieures à 5 µm de diamètre présentes aux concentrations les plus

importantes, sédimentent rapidement et diffusent sur une faible distance, au contraire, les particules les plus fines, notamment celles autour du micromètre, restent en suspension durant plusieurs heures (une particule de 1 µm sédimente d'un mètre en 8 heures) et diffusent plus largement dans l'espace^(9,22). Ceci montre que les spores de l'atmosphère, dans une pièce calme, ont tendance à descendre verticalement et à se déposer sur les surfaces qu'elles rencontrent. Elles y constituent un inoculum important indétectable par les analyses d'air, mais susceptible d'entrer en croissance si les facteurs environnementaux le permettent.

Le caractère de dispersion et de sédimentation des spores fongiques explique l'intérêt de l'association des prélèvements d'air et de surfaces pratiqués dans le cadre de notre étude.

Nous avons isolés des deux blocs opératoires septiques et aseptiques presque les mêmes genres de champignons. En effet, des levures et des moisissures étaient présentes aussi bien au niveau de l'air qu'au niveau des surfaces avec des proportions assez variables.

Au niveau de l'air, *Aspergillus* et *pénicillium* étaient les plus abondants avec prédominance d'*Aspergillus*, ce qui rejoint les données de la littérature. Par contre, au niveau des surfaces, les levures étaient les champignons les plus isolés notamment au niveau du sol.

Aussi, une tendance saisonnière a été observée pour les moisissures, nous avons retrouvés des moisissures qui sont de caractère perannuel (persistant pendant toute l'année) telles que *Pénicillium* et *Aspergillus* et d'autres qui sont de rythme nettement saisonnier comme *Cladosporium*, *Auréobasidium*, *Alternaria* ...etc. Ceci rejoint aussi les données de la littérature qui montrent que la concentration des moisissures fluctue en fonction des saisons sauf l'*Aspergillus* et *Pénicillium* qui sont à peu près répartis dans les mêmes proportions au cours de l'année⁽²³⁾. Ce caractère saisonnier fera l'objet d'une autre étude menée sur une année.

Rappelons que nos prélèvements d'air et de surfaces ont été réalisés sur deux saisons : L'hiver et le printemps. En étudiant l'influence des saisons sur la répartition et la concentration des spores fongiques, nous remarquons l'abondance des *Aspergillus*, *Pénicillium*, *Mucorales*, *Verticillium*, *Fusarium*, *Alternaria* pendant l'hiver. Les moisissures du genre *Auréobasidium*, *Curvularia*, *Scytalidium*, *Cladosporium* et *Onychocola* ont été

rarement retrouvées. Par contre, au printemps, l'*Auréobasidium*, l'*Aspergillus* et le *Scytalidium* étaient les moisissures fréquemment isolées, suivie de *Cladosporium*, *Penicillium* et *Acrémonium*.

IV.2.4 Sources d'aérocontamination fongique au bloc opératoire

L'aérocontamination fongique au bloc opératoire résulte de la présence :

- De particules provenant de l'extérieur : qualité de l'air pulsé, pénétration par les portes.....etc ;
- De particules générées au bloc opératoire : particules de linge, squames de la peau, gouttelettes de pflugge émises par le rhinopharynx, les déplacements.....etc.

Au sein du bloc opératoire, les réservoirs microbiens sont classiquement divisés en :

- **Réservoirs vivants**

L'aérocontamination trouve sa source principale dans l'activité humaine. Les microorganismes rencontrés dans l'air ou sur les surfaces de la salle d'opération sont issus de la flore endogène du personnel et des patients (flore cutanée résidente et de transit, flore buccale et naso-pharyngée, flore intestinale, flore génito-urinaire). Le corps émet un nombre considérable de petits fragments de la peau desquamée. La libération de ces squames souvent colonisées par la flore commensale de la peau est favorisée par de nombreux facteurs dont l'activité et les frottements de vêtements. Ces squames s'associent aux phanères, poussières de coton, gouttelettes de Pflugge pour composer l'empoussièremment des salles d'opérations. Certaines de ces particules (de diamètre supérieur à 3µm, pouvant donner naissance à des colonies) véhiculent des microorganismes susceptibles de contaminer la plaie opératoire. En plus de la flore endogène, les individus (personnels et patients) peuvent introduire dans le bloc une flore pathogène lorsqu'ils sont atteints d'une maladie infectieuse^(17,22,25,26).

Il faut souligner que l'aérocontamination des salles d'opérations est considérablement plus marquée quand le personnel est présent que quand il est absent. Ainsi, la quantité de germes présente dans l'air durant une opération dépend de l'activité, du nombre

de personnes dans la salle, la fréquence d'ouverture des portes et du taux de renouvellement de l'air⁽²⁷⁾.

- **Réservoirs inertes:**

Ce sont essentiellement les surfaces horizontales et verticales, le textile opératoire, les dispositifs médicaux et les aérosols hydriques.

-Le Textile opératoire : en dehors de l'hygiène corporelle de base, la dissémination des micro-organismes est influencée par le type de tenue (pyjama, coiffe et masque), la façon dont elle est portée et la qualité intrinsèque des tissus (le coton, textile opératoire dont les fibres sont lâches). Ces particules textiles se couvrent de microorganismes en raison de leurs charges électrostatiques et participent donc à l'empoussièrisme de la salle d'opération⁽²²⁾.

-Les supports inertes : contaminés ou colonisés par des microorganismes, ils génèrent des émissions de particules viables, notamment dans les circonstances suivantes :

- Transport ou déplacement d'équipements ;
- Opérations de nettoyage et /ou de désinfection mal réalisées ;
- Systèmes de ventilation ou de traitement d'air mal entretenus :

Un dysfonctionnement de la ventilation, peut entraîner une colonisation des conduits d'air par des champignons filamenteux, notamment par *Aspergillus sp.* En effet, les humidificateurs de l'air situés dans l'unité de conditionnement en amont des filtres de haute ou de basse efficacité peuvent stagner de l'eau s'ils sont mal entretenus. Cette eau est un milieu favorable à la croissance des moisissures et plusieurs études ont prouvées que l'eau des humidificateurs peut être contaminée par *Aspergillus*, *Beauveria*, *Cladosporium* et *Penicillium*, leurs spores peuvent passer en très petites quantités à travers les filtres, par effraction^(28,29).

Une étude récente en Inde portant sur la contamination fongique des filtres des unités de conditionnement d'air dans 25 blocs opératoires pendant une durée de 2 ans (2001

et 2002) a démontrée la colonisation des unités de conditionnement d'air par des moisissures du genre *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Fusarium* et *Penicillium* et que les filtres de ces unités peuvent se comporter comme un nid favorisant la croissance des champignons filamenteux et des levures. Par conséquent, une décharge des spores provenant des unités de conditionnement d'air (AC) contaminées peuvent être à l'origine d'infections fongiques post-opératoires⁽²⁹⁾.

-Le système de distribution en eau à l'hôpital : est le siège de proliférations des moisissures si plusieurs facteurs sont réunis : température favorable, présence de nutriments, de tartre ou de corrosion des canalisations, stagnation de l'eau⁽³⁰⁾. Dans ce sens le service de parasitologie a commencé une étude sur la contamination fongique de l'eau de l'hôpital.

-Les dispositifs médicaux : plusieurs types d'équipements génèrent des aérosols : les dispositifs médicaux (oxygénothérapie), les microgouttelettes ainsi générées sont le support de micro organismes aéroportés⁽³⁰⁾.

-Les travaux de démolition, de construction ou de rénovation : au sein ou à proximité de l'hôpital peuvent être à l'origine de graves épidémies hospitalières. En effet, lors de ces travaux, tous les champignons filamenteux peuvent être retrouvés, les éléments fongiques présents sont mis ou remis en suspension dans l'air. Les spores fongiques sont donc présentes en très grand nombre et sont ensuite véhiculées par les vents dominants et les turbulences de l'air. Ainsi, il existe des pics de contamination aérienne, suivis d'une contamination des surfaces inertes beaucoup moins labile dans le temps, les patients sont exposés lors du pic, ou plus tard lors de la remise en suspension des spores déposées sur les surfaces, sol, mais aussi les murs, les gaines d'aération s'ils n'ont pas fait l'objet entre temps d'un nettoyage rigoureux.

Les champignons potentiellement pathogènes et disséminés lors de ces travaux peuvent être classés des plus fréquents aux plus rares comme suit :

-Aspergillus fumigatus en majorité ;

-*Aspergillus non fumigatus* (*A.flavus*, *A.niger*, *A.terreus*, *A. nidulans* puis autres) : La teneur en air de particules porteuses de spores d'*Aspergillus* de diamètre de 2 à 3 µm est multiplié par un facteur 10000 ;

-*Fusarium sp* (*F.solani*, *F.oxysporum*, *F.moniliforme*) ;

-*Zygomycètes* (*Rhizopus sp*, *mucor sp*, *absidia sp....*);

-*Scedosporium* (*S.apiospermium*, *S.prolificans*);

-*Dématies* (*alternaria sp*, *exophiala sp*, *scopulariopsis sp*, *curvularia sp*) ;

-*Acrémonium sp*;

-*Paecilomyces sp*;

-*Trichoderma sp*.

Les travaux de moindre envergure ne doivent pas être négligés, la démolition des cloisons, le changement des fenêtres, l'installation de matériel coupe- feu.....peuvent être la cause d'épidémies si aucune précaution n'est prise ^(31,32).

Dans le cadre de notre étude, nous avons isolés des deux blocs opératoires septiques et aseptiques presque les mêmes genres de champignons. Des levures et des moisissures étaient présentes aussi bien au niveau de l'air qu'au niveau des surfaces et ce, avec des proportions assez variables. Nous avons relevé à cet égard que la présence des champignons a été plus marquée au bloc aseptique. En effet, avant le début du programme opératoire de la journée, nous avons isolés surtout des moisissures: *Aspergillus* était le plus fréquent, suivi d'*Auréobasidium* et *Pénicillium*. Cependant, les autres moisissures (*Alternaria* , *Verticilium* etc..) sont rarement retrouvées. A noter également que les levures (proviennent généralement de la flore endogène de l'homme) sont le plus souvent isolées à la fin du programme de la journée, ce qui est compatible avec les données de la littérature à savoir que l'aérocontamination des blocs est plus marquée quand le personnel est présent que quand il est absent ^(17, 22, 25, 26).

Rappelons que les différents genres de champignons ont été isolés à partir de tous les sites de prélèvement notamment le sol, suivi de l'air puis les tables d'opération.

Au niveau de l'air, les moisissures du genre *Aspergillus* et *Penicillium* ont été les plus abondantes au niveau des deux blocs.

Au niveau des tables d'opérations et du sol, les espèces isolées sont les mêmes que la majorité des espèces mises en évidence dans l'air.

Il faut souligner en outre que les genres et les proportions des différents champignons étaient variables d'une salle à une autre au sein du même bloc. Cependant, il y a lieu de signaler qu'en analysant et en comparant les résultats de différentes salles, nous ne pouvons pas établir un lien entre le type de chirurgie pratiquée dans la salle et le degré de contamination fongique de l'air et des surfaces.

IV.2.5 Relation entre l'aérocontamination fongique et infections fongiques nosocomiales

Toute intervention chirurgicale peut se compliquer d'une infection du site opératoire, qui résulte de la multiplication d'un agent infectieux. L'infection fait suite à la contamination en fonction de l'importance de la contamination, de la virulence des germes et de la résistance du patient. En pratique, il est impossible de quantifier et d'agir sur la virulence du germe, de même, il est difficile de mesurer la résistance de l'hôte en pratique courante, mais on peut tenter de l'optimiser en diminuant l'inoculum contaminant par la prévention, par l'hygiène et par l'antibioprophylaxie. Les sources de contamination étant nombreuses, il faut donc tenter dans la prévention d'agir à tous les niveaux⁽²⁶⁾.

L'air du bloc opératoire compte parmi les facteurs de l'environnement liés à la survenue d'une infection du site opératoire. Bien que sa part de responsabilité reste encore difficile à chiffrer, il n'est pas à négliger. L'air est un des vecteurs de nombreux germes pathogènes. Cependant, lors d'une infection du site opératoire, il reste difficile à démontrer si la contamination de l'air en est la cause ou la conséquence.

Le rôle de l'air dans la survenue des infections du site opératoire a essentiellement été étudié dans les interventions orthopédiques^(22,32). LIDWELL a démontré que le niveau de contamination de la plaie opératoire ainsi que les taux d'infections post-opératoires en chirurgie orthopédique étaient liés au niveau de contamination de l'air du bloc opératoire. La

mise en place dans les blocs de filtration à haut niveau de renouvellement de l'air a permis de diminuer de plus de deux fois les taux d'infections post-opératoires (passant de 3,4 à 1,6%) mais à un niveau moindre que l'utilisation d'une antibioprophylaxie (de 3,4% à 0,8%) ou que l'association d'une filtration et d'une antibioprophylaxie (de 3,4% à 0,7%). Ces résultats confirment indirectement la responsabilité, au moins partielle, d'une transmission aérienne à partir de particules mises en suspension, véhiculés par les turbulences d'air et déposées directement ou indirectement dans la plaie lors d'une intervention chirurgicale.

Il faut souligner que lors d'une contamination fongique de l'air du bloc opératoire. Les éléments fongiques présents en suspension dans l'air, sont véhiculés par les turbulences de l'air avant de se déposer sur le champ chirurgical ou les instruments qui par la suite entrent en contact avec la plaie opératoire, générant ainsi une infection du site opératoire si toutes les conditions sont réunies. Une autre voie d'infection du malade opéré est l'inhalation de ces spores fongiques qui peuvent dans un contexte opportuniste provoquer diverses pathologies ^(33,34).

IV.2.6 Lutte et prévention de l'aérocontamination fongique au bloc opératoire

Rappelons que les risques de contamination d'une plaie chirurgicale liés à l'environnement du bloc opératoire sont dus à de nombreux facteurs dont les plus importants sont la conception du bloc, la qualité de l'air et de l'eau et les règles régissant l'activité humaine.

La maîtrise du risque d'infections fongiques nosocomiales lié à l'air doit donc reposer sur l'application des mesures techniques (conception et architecture adapté, traitement de l'air et maintenance) et des mesures individuelles et collectives (hygiène de base, comportement raisonné du personnel, entretien des surfaces).

Conception du bloc opératoire

La lutte contre les infections commence dès la conception du bloc : il doit être conçu selon des principes précis pour isoler au mieux cette enceinte des risques infectieux et protéger la plaie opératoire.

Un bloc opératoire doit séparer les circuits d’approvisionnement, du patient et du personnel. Une zone SAS doit séparer les circulations du bloc et celle du reste de l’établissement.

Le bloc opératoire doit être une structure indépendante du reste de l’hôpital dont il doit être séparé par différents systèmes le rendant « étanche ». Le regroupement des blocs opératoire peut être envisagé pour réduire les couts à condition de ne pas mettre en jeu la sécurité infectieuse⁽²⁶⁾. Cependant, il faut tenir en compte la proximité et la facilité de communication du bloc avec l’unité de Réanimation, l’unité de soins intensifs post-opératoires et la stérilisation central⁽³⁶⁾.

Ce qui contamine avant toute chose un bloc opératoire c’est la présence humaine, ceci implique que le bloc opératoire ne doit en aucun cas être « un hall de gare », les entrés et les sorties doivent être filtrés. D’où la nécessité de ne pouvoir pour l’ensemble du personnel, entrer et sortir du bloc opératoire que par l’intermédiaire d’un vestiaire pour y revêtir et dévêtir une tenue spécifique « bloc opératoire »⁽³⁷⁾.

La salle opératoire doit pouvoir assurer une non contamination provenant de la circulation ou du hall d’accès ce qui justifie la fonction du SAS qui est un lieu de passage contrôlé entre deux zones de qualité aseptique différentes.

Pour limiter le contact avec le milieu extérieur, il est préférable que la salle d’opération n’ait qu’une seule porte par laquelle entrent et sortent l’équipe chirurgicale, le patient, les équipements et les différents matériels. L’idéal est la porte vitrée automatique : à commande au pied, au genou ou de proximité (sans poignée ni bouton à manipuler)⁽³⁶⁾.

Les sols et les murs : la salle d’opération doit être le plus simple possible constitué de 4 murs lisses et d’un sol lisse et résistant à l’action mécanique et chimique des opérations de désinfection, on évitera les coins, les recoins, les niches, les moulures et saillies⁽³⁷⁾.

En périphérie de la salle, il est utile que le revêtement de sol soit posé avec des remontés de plinthes arrondies qui permettent un nettoyage beaucoup plus aisé et peuvent aussi assurer une continuité parfaite avec les revêtements muraux⁽³⁸⁾.

Le plafond : il doit être lisse et lavable et permet de pouvoir fixer les éclairages opératoires, ceci nécessite d'une part de disposer de renfort nécessaire pour en supporter le poids et d'autres part, les trappes d'accès pour effectuer la maintenance⁽³⁸⁾. L'ouverture d'une fenêtre donnant sur l'extérieur sera pratique dans la mesure du possible car elle procure à toute l'équipe chirurgicale un confort visuel souvent très apprécié et permet de garder la notion du temps. Par contre, il faudra conserver la possibilité d'occulter ces ouvertures afin de procurer la semi-obscurité nécessaire à certaines chirurgies notamment endoscopiques⁽³⁶⁾.

Stockage des produits et matériels: Il est important de construire au cœur du bloc, une zone de matériels stériles et autres, suffisamment spacieuse afin d'effectuer un stockage satisfaisant, notamment pour le matériel stérile. Le matériel, le linge et autres déchets souillés, contaminés, doivent être mis dans des systèmes imperméables, étanches afin d'être acheminés proprement jusqu'aux lieux de traitement⁽³⁷⁾. Il est nécessaire de multiplier et de rendre facilement accessible les zones de lavage manuel pour diminuer la contamination manu-portée, et de traiter de façon adéquate l'air du bloc opératoire par un système de ventilation-filtration couplé à une climatisation pour lutter contre la contamination de l'air par des particules inertes et micro-organismes. Les installations de ventilation doivent être soigneusement conçues, réalisés et accessible à une bonne maintenance⁽³⁸⁾. Toutes les salles d'opération aseptiques et hyper aseptiques doivent être en hyperpression, avec ventilation d'air hautement filtré à taux de renouvellement élevé et à haut débit. Les salles hyper aseptiques bénéficient de préférence d'un flux d'air unidirectionnel, permettant ainsi de créer un noyau aseptique du champ opératoire⁽³⁸⁾.

Circulations internes au bloc opératoire : Pendant très longtemps le dogme retenue pour les circuits au sein du bloc opératoire a été celui du double circuit isolant le propre et le sale, les entrés et les sorties sont séparées sans possibilité de croisement pour les patients, les personnels du bloc, les matériels et les déchets, mais ceci a eu pour principal inconvénient d'occuper beaucoup de place. La tendance actuelle est donc revenue au simple circuit, au moins pour les matériels et les déchets et ceci avec l'accord de l'ensemble des hygiénistes, l'un des avantages essentiels du simple circuit est bien sur le gain de place et la possibilité de reporter cet espace libéré sur les salles d'intervention⁽³⁸⁾.

Salle de surveillance post-interventionnelle : Considérée comme partie intégrante du bloc opératoire, l'organisation de la salle est primordiale en privilégiant une forme en U plus ou moins allongée, autour d'un poste de surveillance central, ce qui favorise la vision des patients et réduit les déplacements⁽³⁸⁾.

Salle de détente : permettant au corps médical et paramédical de se reposer entre deux opérations sans avoir à sortir du bloc opératoire, sans compromettre le fonctionnement du bloc opératoire et sans alourdir les procédures de sortie et d'entrée du bloc⁽³⁵⁾.

Maitrise de l'air au bloc opératoire

La qualité de l'air au bloc opératoire est bien entendu un élément majeur à prendre en compte et dont les principes doivent être scrupuleusement respectés dans le cadre de la lutte contre les infections nosocomiales. En fait, le risque de contamination par voie aérienne est proportionnel à la quantité de particules présentes dans le bloc opératoire, chaque particule peut être le vecteur d'un agent infectieux. La mise en place d'un traitement d'air permet de limiter le nombre de ces particules en suspension en empêchant leur introduction et leur stagnation^(22,26).

Traitement de l'air

Le traitement de l'air d'une salle opératoire vise plusieurs objectifs⁽³⁹⁾ :

- Empêcher l'introduction ou la stagnation dans la salle d'opération de particules susceptibles d'infecter une plaie opératoire, appelées particules donnant naissance à des colonies (pnc) ;
- Eliminer de la salle d'opération le plus rapidement possible, toutes les particules qui sont émises en permanence par l'équipe opératoire, mais également par le patient sans oublier tous les dispositifs, équipements et matériels utilisés aux salles d'opérations ;
- Assurer autant que possible le confort de l'équipe opératoire, en assurant une température et une hygrométrie les plus constantes possible ; c'est le rôle des installations de climatisation qui sont souvent confondues dans le langage courant avec les installations de ventilation ;
- Présenter la maintenance la plus aisée possible (nettoyage, désinfection, changement des filtres).

Le traitement de l'air et la maîtrise de l'aérocontamination doivent prendre en compte plusieurs paramètres :

- **La surpression**

Elle permet d'éviter la contamination provenant de l'extérieur par les ouvertures naturelles (les portes, accès) ou par les éventuelles fuites. Une salle d'opération doit théoriquement être en surpression par rapport à l'ensemble des locaux périphériques, afin que l'air extérieur contaminé ne puisse passer à travers le SAS d'entrée, cette surpression devant aller en décroissant, de la salle d'opération vers la zone d'entrée^(22,39). Elle est assurée par un débit d'air neuf introduit non extrait pour éviter la contamination extérieure. Pour parvenir à ce résultat, il est indispensable que chaque salle dispose de son propre système de ventilation et que l'on puisse commander séparément le soufflage et l'extraction.

Le maintien d'une réelle surpression n'est possible que si toutes les portes de la salle d'opération sont fermées de façon étanche. Un indicateur visuel de la surpression régnant au sein de la salle est indispensable pour permettre aux utilisateurs de vérifier à tout moment le bon fonctionnement de leur installation de ventilation^(22,40).

- **La filtration**

L'air soufflé dans la salle est filtré par les centrales de traitement avec des filtres à très haute efficacité. Cette filtration protège le patient des particules viables par la mise en place d'étages de filtration, elle permet de diminuer la concentration des particules de l'air provenant de l'extérieur ou de l'intérieur des locaux en cas de recyclage de l'air par la centrale de traitement^(40,22).

Les centrales de traitement d'air qui alimentent les blocs opératoires comprennent toutes au minimum trois étages de filtration d'efficacité croissante^(22,25) :

-Le premier étage de filtration est situé en amont de la centrale de traitement d'air, il constitue une première barrière à la contamination extérieure et assure la préservation des

performances de l'installation. Il comprend des filtres fin de classe F6 ou F7 (filtres agissant sur des particules de taille inférieure à 1µm).

-Le deuxième étage de filtration assure une filtration de haute efficacité grâce à des filtres fin de classe F8 ou F9 situé à la sortie de la centrale de traitement d'air.

Il a pour objectifs de protéger le réseau de distribution d'air, de garantir la salubrité de l'air et de protéger les filtres terminaux.

-Le dernier étage de filtration garantit la classe d'empoussièrement préconisée en assurant une filtration à très haute efficacité (99,99%) grâce à des filtres à très haute efficacité H13 ou H14 situé à la diffusion de l'air dans la salle et a pour fonction d'assurer la qualité de l'air soufflé⁽⁴⁰⁾.

- **La diffusion**

La diffusion de l'air peut se faire selon un mode unidirectionnel ou non unidirectionnel. On distingue des systèmes de flux dit unidirectionnels ou laminaires qui peuvent être horizontaux ou verticaux, des systèmes non directionnels dit « flux turbulent » et des systèmes de plafond soufflant à basse vitesse (ou flux stabilisés) qui paraissent réaliser un excellent compromis pour l'équipement des salles hyper propres, compte tenu de la forte protection qu'il apporte au champ opératoire et de leur coût moins élevé par rapport à celui d'un flux unidirectionnel vertical⁽³⁸⁾.

- **Le flux turbulent**

L'air neuf filtré provenant des centrales est mis sous pression et diffusé dans les salles par les bouches d'aération, avant d'être en partie repris par un système d'aspiration pour être rejeté à l'extérieur de l'hôpital. Le débit soufflé est supérieur au débit extrait pour créer une surpression qui protège le bloc de toute entrée d'air extérieur. Cet air propre est mélangé avec l'air ambiant permettant ainsi une dilution et une élimination de l'air contaminé. L'équilibre entre l'émission des particules et l'effet de dilution permet de maintenir la concentration particulaire au dessous du seuil maximum de contamination toléré. Habituellement, la pulsion se fait près du plafond et l'extraction près du sol ; de façon à favoriser l'effet piston favorable à la sédimentation des particules vers le sol^(25,30, 36).

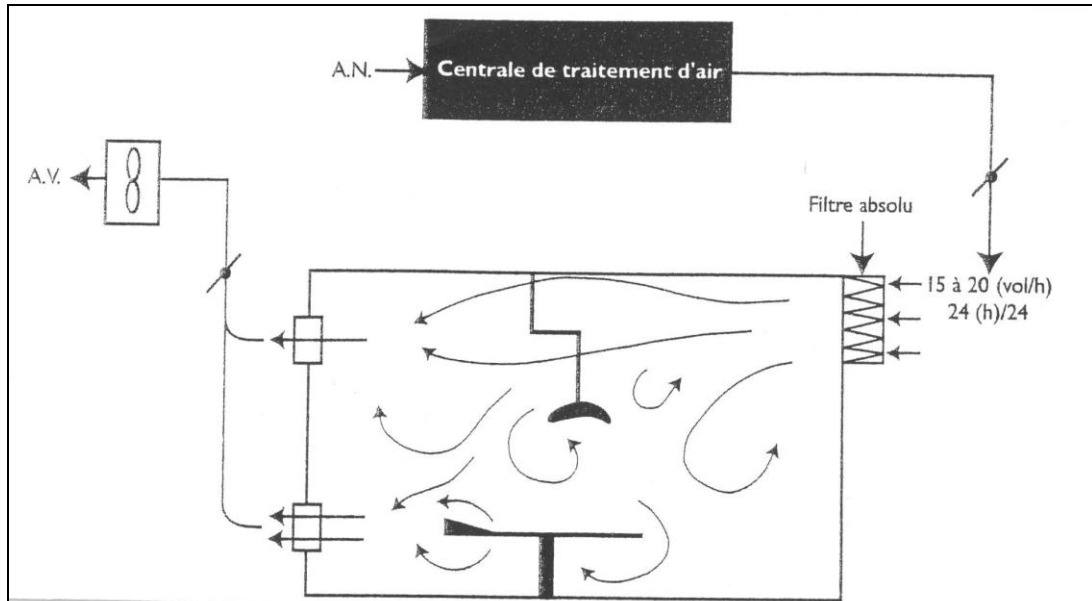


Figure 83: Shéma du mécanisme de diffusion d'air à flux turbulent⁽³⁰⁾

- **Le plafond soufflant à déplacement d'air à basse vitesse**

Il engendre un écoulement d'air dirigé vers le bas sur le champ opératoire à des vitesses inférieures ou égales à 0.25 m/s, créant une véritable barrière dynamique autour de la zone à plus haut risque. Les reprises sont disposées sur les quatre angles de la pièce en partie haute et basse⁽¹⁷⁾.

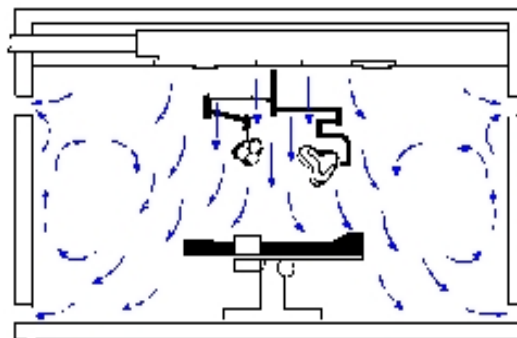


Figure 84: Shéma du mécanisme de diffusion d'air à déplacement d'air basse vitesse⁽³⁶⁾

- **Le flux unidirectionnel**

Il Projette directement sur le champ opératoire un air filtré ultra propre à écoulement laminaire, l'air se déplace dans un même volume et une même direction à travers une salle

ou une zone propre, en filets parallèles et de vitesses uniformes. Ce profil aéraulique est obtenu en soufflant l'air, à vitesse constante, par une paroi complète du local et en le reprenant par la paroi opposée. Pour que ce flux soit efficace, il ne doit exister aucun obstacle sur son trajet. La présence d'un obstacle fait perdre momentanément le caractère linéaire de l'écoulement qui se reconstitue en aval. Ils peuvent être verticaux (l'air propre est projeté du plafond et repris sur un mur de la salle), ou horizontaux (l'air propre est soufflé d'un mur, la reprise se fait sur le mur opposé) ^(17,30,41).

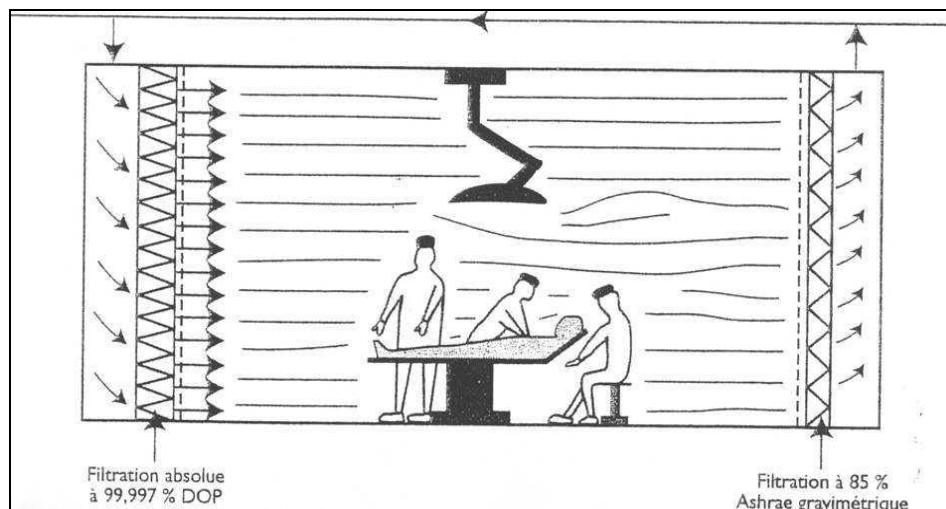


Figure 85: Shéma du mécanisme de diffusion d'air à flux unidirectionnel horizontal⁽³⁰⁾

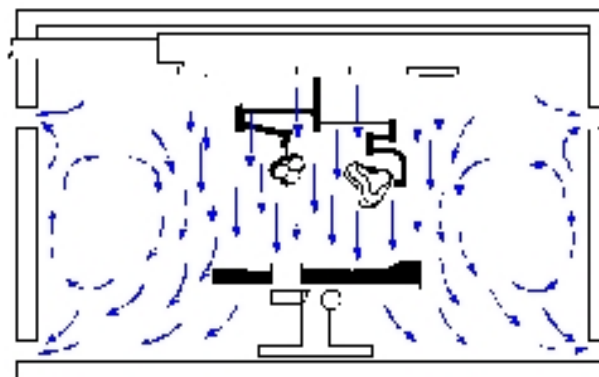


Figure 86 : Shéma du mécanisme de diffusion d'air à flux unidirectionnel vertical⁽³⁶⁾

Critères de choix

Nous venons de voir les possibilités de protection que nous offre la technologie moderne du traitement de l'air. Leurs choix et leurs applications se font selon la zone à risque.

-Les installations hautement sophistiquées telles que celles basées sur l'écoulement laminaire doivent être réservées aux risques infectieux sévères : chirurgie cardiaque, orthopédique et neurochirurgie ;

-Pour des risques infectieux moins important, une ventilation turbulente et une disposition convenable des diffuseurs et des bouches de reprise sont suffisantes^(17,40).

- **Le taux de renouvellement de l'air**

Il est assuré par la centrale de traitement d'air et permet d'éliminer les contaminants particuliers générés en salle d'opération. Il représente le volume d'air (soit air neuf soit mélange d'air neuf et d'air recyclé) apporté en une heure dans une salle de volume connue.

C'est le rapport du débit d'air en (m^3 /heure) mis en circulation dans un espace à traiter, au volume (en m^3) de cet espace, il est exprimé en volume par heure. Ce rapport est d'une grande importance dans le traitement d'une atmosphère donnée car il est évident que plus ce rapport est important, mieux l'atmosphère sera épurée des contaminants émis^(22, 25, 40).

Les recommandations retiennent en général le chiffre minimum de 15 volume /heure pour un apport en air neuf des salles d'opérations. En effet, la dilution des polluants chimiques de la salle d'opération ne peut être correctement assurée avec des taux inférieurs à cette valeur. Dans certaines situations, telles que les chirurgies hyper aseptiques, ce n'est pas suffisant, on ajoute donc aux 15 volume/heure d'air neuf un apport d'air en recirculation pouvant atteindre 60 à 80volume /heure.

Il est important de souligner que quelque soit le traitement mis en œuvre, la protection des salles est assurée avant tout par le maintien de la surpression et par un taux de renouvellement de l'air élevé^(22,39).

Installation de traitement d'air

Les composantes d'une installation de traitement d'air jouent un rôle essentiel : ils doivent être choisis, installés et entretenus avec soins ^(30, 36, 40) :

-Le caisson du mélange : c'est le dispositif qui permet le mélange de l'air extérieur et de l'air recyclé, la prise de l'air extérieur doit être située le plus haut possible, éloignée de toute cheminée rejetant gaz et /ou poussières et placée de telle sorte qu'elle ne soit pas exposée directement au régime des vents dominants et des turbulences.

-Le préfiltre : c'est le seul traitement anti particulaire de l'installation et il ne sert qu'à la protection des filtres secondaires situés en aval.

L'efficacité des préfiltres dépendra de l'encrassement, donc la durée de vie des filtres à très haute efficacité qui sont la partie noble de l'installation.

-La Batterie chaude et la batterie froide: régulent la température de l'air ambiant.

-Le Ventilateur : fourni à l'air l'énergie nécessaire à son déplacement dans les conduits de l'installation.

-L'humidificateur : l'air desséché peut être ensuite amené à l'hygrométrie souhaité au moyen d'un humidificateur.

-Les filtres à très haute efficacité ou filtres absolues : l'air est filtré en passant progressivement à travers des filtres de plus en plus fins jusqu'au filtre de type HEPA dit absolu, c'est-à-dire que les particules d'un diamètre supérieur à 0,3 μm sont retenues, ce qui représente 99,99% de l'ensemble des particules.

-Les diffuseurs : assurent la diffusion de l'air dans le local.

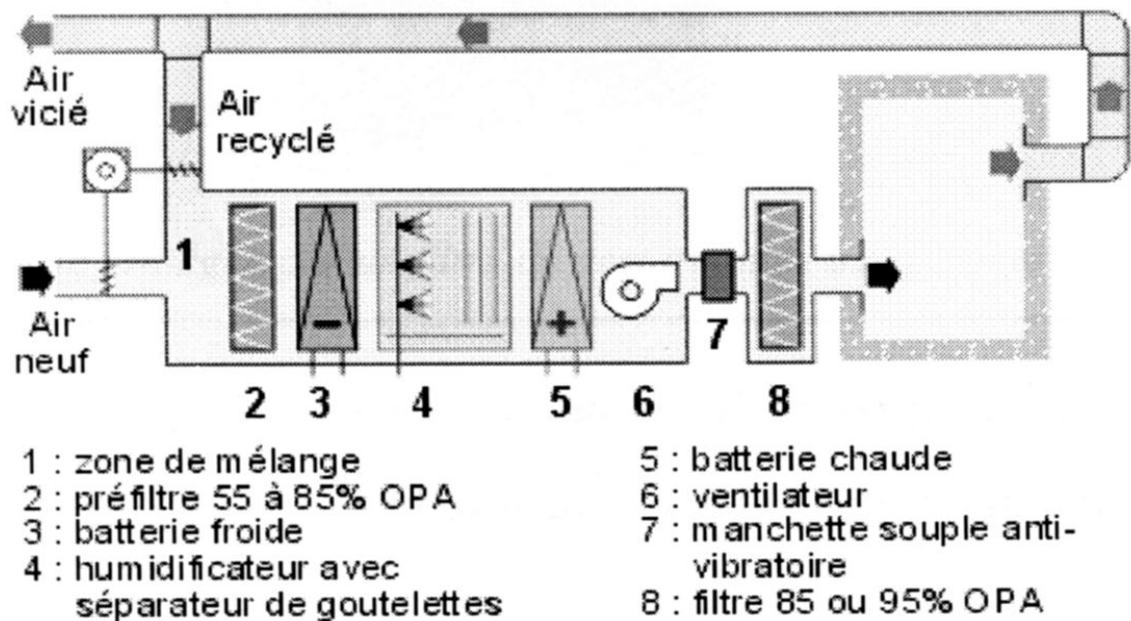


Figure 87: Shéma d'une installation de traitement d'air⁽³⁶⁾

Maintenance et entretien

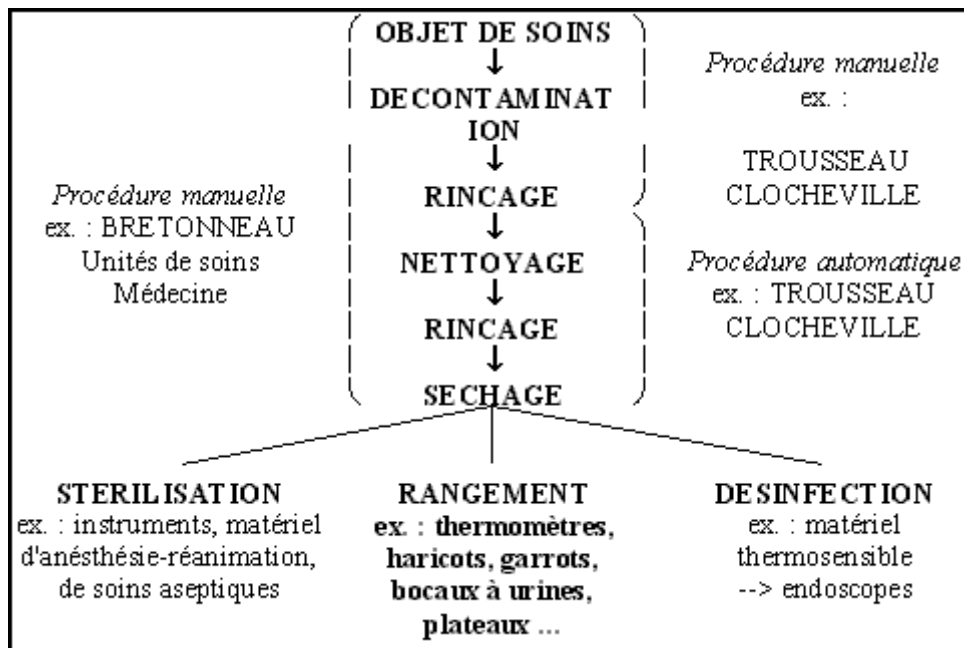
Une installation de traitement d'air peut devenir une source de risque si elle n'est pas parfaitement entretenue, vérifiée, maintenue en bon état de marche pendant toute sa durée de vie. Les installations de traitement d'air doivent faire l'objet d'une maintenance obéissant à des règles et des normes. On distingue deux formes de maintenance ^(41, 42):

- **Maintenance corrective :** Effectuée après défaillance. Elle implique, outre les opérations de dépannage, des opérations de réparation et des contrôles de requalification qui peuvent être lourdes.
- **Maintenance préventive :** Effectuée dans l'intention de réduire la probabilité de défaillance d'un système et ceci en réalisant des contrôles réguliers.

Par ailleurs, il est recommandé de prévoir plusieurs centrales de traitement d'air plutôt qu'une seule plus importante, avec la possibilité de connecter les réseaux vitaux de gaine d'air, afin de pouvoir basculer en cas de nécessité d'une centrale sur une autre.

Traitement du matériel médico-chirurgical

Parmi les mesures de prévention de la transmission des micro-organismes au bloc opératoire, la stérilisation et la désinfection représentent des moyens très efficaces. Cependant, « on ne stérilise et on ne désinfecte bien, que ce qui est propre », raison pour laquelle la stérilisation et la désinfection doivent être précédées d'un ensemble d'opérations préalables. Ces opérations doivent être rigoureusement respectées pour obtenir une stérilisation de qualité ^(43, 44).



Le prétraitement de l'instrumentation au bloc opératoire

Le prétraitement de l'instrumentation réutilisable est une étape essentielle qui conditionne le résultat final du traitement de désinfection ou de stérilisation qui suivra. Tout le matériel contaminé par l'intervention doit être mis à décontaminer à la fin de l'intervention et acheminé vers le service de stérilisation. Aucun autre traitement ne doit être réalisé dans les locaux du bloc opératoire.

Ce prétraitement doit être réalisé le plus rapidement possible après utilisation des instruments réutilisables afin d'éviter le séchage des souillures qui réduirait l'activité antimicrobienne du détergent-désinfectant et rendrait ensuite plus difficile le nettoyage.

Il est donc réalisé au plus près du lieu d'utilisation, au niveau du bloc opératoire et ceci après chaque intervention chirurgicale ^(44, 45). Ce prétraitement s'effectue selon une chronologie et comporte plusieurs étapes.

Le tri du matériel⁽⁴⁵⁾

Il consiste à séparer le matériel par catégories (fragile, piquant, tranchant, immersible ou non, à usage unique ou multiple).

La décontamination ou la pré-désinfection^(43,45)

C'est le premier traitement à effectuer sur les objets et matériels souillés dans le but de diminuer la population de micro-organismes et faciliter le nettoyage ultérieur. Elle a également pour but de protéger le personnel lors de la manipulation des instruments et de protéger l'environnement. C'est une opération au résultat momentané et elle est indiquée pour tout matériel, après utilisation et avant transport et lavage en stérilisation.

La pré-désinfection peut être réalisée selon deux modalités :

- Une pré-désinfection chimique au bloc opératoire.
- Une pré-désinfection par une machine à laver et désinfecter qualifiée au bloc opératoire.

La pré-désinfection chimique: repose sur une immersion complète des instruments dans une solution possédant à la fois des propriétés détergentes et désinfectantes répondant aux normes AFNOR.

Pour réaliser une pré-désinfection chimique optimale il faut :

-Choisir un détergent désinfectant dont les activités bactéricide, fongicide et éventuellement virucide répondent aux normes en vigueur ;

-Respecter les recommandations du fabricant concernant la dilution et les temps de contact. Une immersion prolongée peut favoriser l'apparition sur les dispositifs médicaux de piqûres dues à l'action corrosive des produits employés. En principe, un trempage de 15 à 20 minutes suffit ;

-Immerger complètement les dispositifs médicaux dans le bain du détergent-désinfectant ;

-Renouveler le bain après chaque intervention afin de supprimer le risque de saturation du bain par les souillures ;

-Réaliser ensuite un rinçage puis un nettoyage minutieux.

Selon les bonnes pratiques de pharmacie hospitalière, le traitement par une machine à laver et désinfecter qualifiée doit être préféré à la pré-désinfection chimique (reproductibilité de l'opération, meilleure protection du personnel et gain de temps).

Le nettoyage ^(45, 46)

Le nettoyage du matériel médico-chirurgical fait suite à l'opération de pré-désinfection et associe un agent chimique détergent et un agent physique pour enlever les salissures.

Le nettoyage est la base de toute opération : c'est une action essentielle qui va conditionner l'efficacité des opérations suivantes. Les procédés de nettoyage sont les suivants :

- ✓ Nettoyage manuel (à brosse douce).
- ✓ Nettoyage en bac à ultrasons.
- ✓ Nettoyage par machine à laver.

Le séchage ⁽⁴³⁾

C'est la dernière étape empêchant la constitution d'un milieu favorable à une prolifération microbienne.

La désinfection ^(44, 45, 47)

Selon l'AFNOR, La désinfection est une opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus portés par des milieux inertes contaminés en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes présents au moment de l'opération.

La désinfection a pour but de prévenir les infections croisées et d'atteindre les niveaux de contamination les plus bas possible dans l'environnement des patients fragilisés. Cette opération s'adresse aux instruments médicochirurgicaux réutilisables et thermosensibles

qui ne supportent pas les procédés de stérilisation utilisant la chaleur et aussi à différents milieux tel que : l'air, l'eau, le sol et les surfaces.

La désinfection se fait par immersion et trempage dans une solution d'un produit désinfectant bactéricide, fongicide, virucide sans activité détergente, dans l'eau froide du réseau. Ainsi, on distingue plusieurs catégories de désinfectants reprises dans le tableau ci-dessous :

Tableau 4: les différentes catégories de désinfectants⁽⁴⁴⁾

Désinfectants	
Haut niveau	Hypochlorite de sodium, dioxyde de chlore, glutaraldéhyde, acide paracétique, formaldéhyde
Niveau intermédiaire	Phénols, alcools
Bas niveau	Amphotères, ammoniums quaternaires

➤ Critères de choix d'un désinfectant

Le désinfectant idéal doit avoir :

- Un spectre d'activité adapté aux objectifs fixés ;
- Une action rapide ;
- Une action en présence de substances interférentes ;
- Un effet prolongé dans le temps ;
- Une compatibilité avec le matériel ;
- Une faible toxicité pour le personnel ;
- Une Stabilité.

Selon les normes AFNOR, le produit désinfectant doit présenter une activité bactéricide, fongicide, sporicide et virucide à la concentration d'emploi. Actuellement, le produit de référence est le glutaraldéhyde en solution à 2%. D'autres produits peuvent être utilisés s'ils satisfont les critères décrits ci-dessus. Le temps de trempage est en fonction de l'objectif poursuivi, mais une durée de 20 minutes est nécessaire pour obtenir une efficacité suffisante.

Plusieurs facteurs interfèrent sur la qualité du résultat, outre le temps de trempage :

- la température de l'eau du bain ;
- la qualité du nettoyage qui doit être parfaite ;
- la dureté de l'eau ;
- la concentration en produit actif.

La fréquence de renouvellement de la solution du bac de trempage est fonction de la fréquence de son utilisation c'est-à-dire du nombre de matériel à désinfecter. L'évaporation du produit aldéhydique et l'immersion du matériel nettoyé et rincé entraînent une dilution du principe actif.

Stérilisation du matériel médico-chirurgical

La stérilisation est l'ensemble des moyens permettant de détruire les germes aboutissant à l'état de stérilité (absence de microorganismes viables).

Les méthodes de stérilisation sont conçues afin de préserver l'intégrité des différents matériaux composant les dispositifs médicaux réutilisables à traiter. Il existe deux grands groupes de méthodes :

- Les procédés pour matériaux non thermosensibles qui utilisent la chaleur à haute température. La méthode de référence est la stérilisation à la vapeur d'eau sous pression ;
- Les procédés pour matériaux thermosensibles qui utilisent par exemple des gaz stérilisants (oxyde d'éthylène, formol), le procédé plasma ou les rayonnements.

Stérilisation par la chaleur humide « Autoclave » ^(48, 49)

La stérilisation à l'autoclave associe la chaleur et l'eau (sous forme de vapeur saturée) réalisant une dénaturation des microorganismes. En fait, sous l'action de la chaleur, une hydrolyse partielle des chaînes peptiques se produit, ce qui entraîne la coagulation des protéines cellulaires et donc la destruction des germes. Le temps nécessaire pour réaliser la stérilisation dépend de la température utilisée, elle est en général de 20 minutes à 134°C ou 30 minutes à 121°C. Ainsi, cette technique fait intervenir trois paramètres physiques qu'il faut contrôler : la température, le temps d'exposition et la pression.

Ce procédé s'applique à tous les objets thermorésistants, il devrait être systématiquement utilisé pour la stérilisation:

- Du linge, des pansements (à 134°C),
- Des instruments de chirurgie (à 134°C),
- Des objets en latex et caoutchouc (121°C).

La stérilisation à l'autoclave reste le procédé de référence en milieu hospitalier, c'est un procédé fiable (sous réserve d'un entretien adéquat des appareils et de leur maniement par du personnel qualifié), simple à mettre en œuvre, rapide, économique, ne laissant pas de résidus toxiques. Néanmoins, il garde comme inconvénient le risque d'accélérer le vieillissement de certains matériaux. Les seules limites du procédé sont les produits déformables à la chaleur, pour lesquels un autre procédé de stérilisation devra être recherché.

Stérilisation par la chaleur sèche « Poupinel » ^(48,50)

La stérilisation par la chaleur sèche utilise comme agent stérilisant l'oxygène de l'air, porté à une température élevée et provoquant la dénaturation des protéines des microorganismes par coagulation.

La stérilisation par la chaleur sèche se fait à une température de l'ordre de 180°C pendant deux heures. La température et le temps sont les deux paramètres à contrôler.

Les fours « Poupinel » sont très employés au niveau des unités de stérilisation pour objet de toutes sortes. Cette technique devrait être réservée à la stérilisation des objets résistants à la chaleur et endommagés par l'humidité à savoir les aiguilles et instruments sensibles à la rouille. Leurs inconvénients majeurs sont :

- L'oxydation des objets métalliques (sauf INOX) ;
- L'altération des tranchants.

C'est aujourd'hui un procédé dépassé et peu fiable qu'il convient d'abandonner.

Stérilisation par gaz (48, 51, 52)

Ce mode de stérilisation est applicable au matériel dans des conditions déterminées de température, de durée, d'humidité et de concentration.

Il faut signaler à cet égard qu'il n'existe pas de gaz stérilisant idéal qui ait une activité intense et rapide contre les micro-organismes et qui ne soit dépourvu de toxicité pour l'homme. Trois gaz sont actuellement utilisés, mais leur emploi est limité par leur toxicité :

- **Le formol**

Il agit en formant une combinaison chimique par méthylation qui cause une dénaturation protéique des microorganismes. Ce gaz dégage des vapeurs qui ont un pouvoir bactéricide puissant et peuvent stériliser l'air, le matériel...etc.

Il est très efficace en milieu humide mais du fait qu'il est assez réactif, il n'est utilisé que pour la stérilisation du matériel et des enceintes stériles. Il faut compter 1 à 3 g/m³ en atmosphère très humide et laisser en contact plusieurs heures.

C'est un gaz peu pénétrant, donc uniquement un désinfectant de surface; c'est le gaz le plus utilisé pour la stérilisation du matériel médico- chirurgical.

- **L'oxyde d'éthylène**

Il réagit par réaction d'alkylation sur les groupes fonctionnels à hydrogène mobile provoquant une dénaturation des enzymes et des acides nucléiques, réaction catalysée par la présence d'eau.

Il a des propriétés bactéricides, virucides, fongicides et sporicides, il est inactif sur les prions.

L'oxyde d'éthylène présente l'avantage d'être utilisé pour des objets placés dans leurs emballages définitifs, ce gaz est utilisé pour le matériel médicochirurgical qui ne supporte pas la stérilisation à l'autoclave (polyéthylène, certains caoutchoucs).

Ce procédé de stérilisation ne doit être utilisé que si aucun moyen de stérilisation approprié n'existe.

- **L'acide paracétique**

L'acide paracétique est un agent d'oxydation très puissant mais peu utilisé du fait de sa grande toxicité. Ses propriétés antimicrobiennes s'expliquent par une action sur la paroi cellulaire et les constituants cytoplasmiques. En plus de sa grande toxicité, son inconvénient majeur est de provoquer la corrosion des matériaux. Le matériel à stériliser par ce gaz doit être en verre ou en plastique.

Stérilisation par radiations ionisantes ^(51, 48)

La stérilisation par les rayonnements ionisants est utilisée pour le matériel médicochirurgical. L'effet bactéricide de radiation électromagnétique est induit par rupture des liaisons hydrogène, formation des ponts disulfures et altération des acides nucléiques.

La maîtrise de la contamination des surfaces: désinfection des surfaces du bloc opératoire

Les surfaces peuvent constituer des réservoirs importants de micro-organismes. En fonction de leurs propriétés physicochimiques, elles fixent les microorganismes qui sont susceptibles de survivre puis de se multiplier dès lors qu'ils trouvent des conditions nutritives et environnementales suffisantes.

La part prise par la contamination fongique des surfaces dans la genèse d'une infection fongique du site opératoire est difficile à apprécier. Cependant, des surfaces hautement contaminées exposent à des risques de transmission manu portée et de remise en suspension de particules dans l'air à l'occasion de perturbations aérauliques ou mécaniques, lors d'opérations de nettoyage par exemple. L'entretien des salles d'opération contribue donc à la maîtrise de l'aérobiocontamination au bloc opératoire⁽¹⁶⁾.

Le bio nettoyage est défini comme un traitement qui réunit le nettoyage, l'évacuation des salissures et des produits utilisés avec l'application finale d'un désinfectant, il est destiné à l'élimination soigneuse et poussée de l'ensemble des matières organiques et minérales portées par les objets, les instruments et les surfaces. Le bio nettoyage allie l'action mécanique et chimique avec une solution à température adaptée, en respectant

le temps de contact du désinfectant, il répond ainsi à la recherche de la propreté physique et microbiologique⁽⁴⁴⁾.

Protocole de désinfection et de nettoyage (15, 38, 55,56)

Le bio nettoyage est à réaliser par du personnel qualifié, formé aux techniques d'entretien qui sont spécifiques et qui doivent être appliquées avec rigueur.

-Il s'effectue en début de programme, avant la première intervention par dépoussiérage totale avec du détergent-désinfectant des salles d'intervention, afin d'éliminer les particules ayant sédimentées sur les surfaces horizontales lors de la mise au repos de la salle avant toute entrée du personnel.

-Entre chaque intervention, après immersion du matériel à stériliser, les déchets d'anesthésie et de chirurgie sont évacués. Puis est réalisé le bio-nettoyage pour la table d'opération et son environnement proche avec un produit détergent –désinfectant (bactéricide-fongicide) pour le sol et les surfaces. Ceci est réalisé dans le but d'éliminer les souillures et micro-organismes accumulés sur les surfaces horizontales au cours d'une intervention, l'efficacité du produit est corrélée à la nécessité de le laisser sécher. Tout retour intempestif dans la salle avant séchage complet ou tout séchage des surfaces entraîne une baisse importante de l'activité microbiologique du produit détergent-désinfectant.

En France, le CLIN recommande la pratique d'entretien systématique entre deux interventions quelque soit le degré d'urgence de l'intervention pratiquée. L'organisation prévue doit permettre de pourvoir à toutes les situations (renforcement de l'effectif d'entretien en cas d'urgence par exemple). Ainsi, un certains temps de latence est nécessaire pour assurer un bio-nettoyage correct et l'évacuation des déchets.

-En fin de programme, le bio-nettoyage est à réaliser dans un premier temps pour le matériel et les surfaces puis pour le sol par balayage humide et un lavage obligatoire de toute la surface du sol, qu'il soit manuel ou mécanisé.

Une fois par semaine, les recommandations s'accordent pour la réalisation d'un grand « nettoyage hebdomadaire » qui reprend les principes du nettoyage de fin de programme opératoire et auquel on associe un nettoyage–désinfection des murs sur toute leur

hauteur et un nettoyage–désinfection à fond du mobilier avec démontage des éléments amovibles.

Le CLIN recommande actuellement la mise en œuvre d'un procédé de désinfection agréé, que l'on appelle souvent "désinfection terminale" après la prise en charge de patients porteurs de certaines pathologies infectieuses. Cette technique appelée désinfection des surfaces par voie aérienne fait appel à des appareils diffusant des aérosols ou vapeurs de Formol.

La désinfection terminale associe l'action d'un agent chimique désinfectant et de plusieurs paramètres physiques. Elle permet une destruction plus ou moins importante de la population microbienne présente dans l'atmosphère et sur les surfaces. Cette désinfection peut être, selon les procédés et les appareils, hors ou en présence humaine. Seuls les procédés à mettre en œuvre hors présence humaine ont une efficacité reconnue.

Les procédures d'entretien doivent faire l'objet de documents écrits et validés par le CLIN de l'établissement, mentionnant les techniques et produits utilisés, ainsi que les intervenants concernés.

Techniques de bio nettoyage /désinfection des surfaces ^(40, 53,55)

-Au niveau des sols : la méthode de référence est celle du balayage humide, son intérêt réside dans l'effet fixant des poussières ou germe au sol, évitant ainsi leur remise en suspension. Cette technique permet la destruction de plus de 90% des micro-organismes dans le cas du respect strict du balayage humide.

-Autres surfaces : les surfaces mobiles et les murs font appel à deux opérations successives, nettoyage-dépoussiérage avec un balai ou une chiffonnette imbibée suivie d'une application de solution désinfectante alcoolique en spray ou désinfection de contact : elle consiste en la nébulisation d'un désinfectant dirigé à l'endroit précis d'une surface grâce à un appareil manuel. C'est après un nettoyage avec un détergent et une phase de rinçage que le désinfectant est appliqué sous forme de spray, après cette pulvérisation, cette surface ne nécessitera aucun essuyage. En effet, le support alcool de ces désinfectants permet

une évaporation rapide et un séchage spontané et efficace des surfaces tout en laissant en place un film protecteur de substances désinfectantes sur celle-ci.

Autres méthodes de désinfection des surfaces^(32,33)

-Désinfection des surfaces par voie aérienne hors présence humaine : c'est une désinfection par un appareil automatique, elle comprend deux procédés :

- ✓ La désinfection par dispersat non dirigé (aérosol, brumisat, nébulisat) qui est la nébulisation d'un désinfectant dans l'atmosphère d'une pièce, à l'aide d'un automate.
- ✓ La désinfection par génération de gaz dans la pièce. Elle est réalisée par un appareil chauffant destiné à sublimer le formaldéhyde solide ou par un appareil d'évaporation du soluté de formol ; avec une humidité relative supérieure à 70% et une température supérieure à 25°C pour obtenir une efficacité optimale ^(57, 58).

-Désinfection de l'air par des appareils émettant des UV (longueur d'onde comprise entre 265 et 253 nm) : c'est une autre méthode dont l'efficacité dépend du volume d'air traité du local, donc du nombre de renouvellement d'air par heure⁽⁵⁹⁾.

Qu'en est-il à l'HMIMV?

Pour les matériaux médico-chirurgicaux, une décontamination manuelle est réalisée immédiatement après chaque intervention chirurgicale par l'infirmier responsable, afin de réduire la bio charge de contamination et protéger le personnel et l'environnement.

Après réception à travers un SAS, le matériel est trempé immédiatement dans une solution de décontamination (lavage mécanique manuel avec brossage) suivie d'un rinçage abondant avec l'eau du réseau et enfin d'un séchage par un champ absorbant propre ou par l'air comprimé pour le matériel tubulaire ou creux.

Après transfert du matériel décontaminé au service de stérilisation central, les dispositions applicables pour sa désinfection sont les suivantes :

I- Phase préliminaire

<i>ETAPES</i>	<i>MATERIEL</i>	<i>PRODUITS</i>	<i>TECHNIQUE</i>
1-Décontamination	Bac avec égouttoir Irrigateur/seringue Gants non stériles	Décontaminant / nettoyant	Immerger immédiatement après l'acte le matériel souillé ouvert et/ou démonté Irriguer les conduits
2-Rinçage	Idem	Eau répondant aux normes de potabilité	abondant
3- Nettoyage manuel	Idem + brosse et/ou goupillon	Idem si procédure manuelle	Brosser et irriguer
4-Rinçage	Bac/irrigateur/seringue	Eau répondant aux normes de potabilité	Rincer abondamment

II- Deuxième phase

Selon le type de matériel, deux possibilités :

1-Matériel thermosensible

<i>ETAPES</i>	<i>MATERIEL</i>	<i>PRODUITS</i>	<i>TECHNIQUE</i>
Désinfection	Bac+Couvercle+irrigateur Seringue Gants (Stériles si matériel pour cavités stériles)	Désinfectant	Immerger Irriguer
Rinçage -non stérile -stérile	Idem	Eau bactériologiquement pure ou eau stérile	Rincer soigneusement
Séchage	Pistolet à air Linge propre, non pelucheux	Air médical filtré	Sécher immédiatement et soigneusement Changer de linge à chaque utilisation
Conditionnement	A adapter à l'objectif fixé (stockage)		Fermer hermétiquement Renouveler la désinfection avant une utilisation différée

2- Matériel Thermostable

<i>ETAPE</i>	<i>MATERIEL</i>	<i>PRODUITS</i>	<i>TECHNIQUE</i>
Séchage	- Pistolet air - Linge propre et non pelucheux	Air médical filtré	- Sécher immédiatement et soigneusement - Changer de linge à chaque utilisation

Conditionnement	Utiliser un conditionnement adapté aux matériels et aux procédés de stérilisations choisi
-----------------	--

Pour les surfaces du bloc opératoire central, le protocole de nettoyage/désinfection est le suivant :

ZONES DU BLOC

A : Zone de dédouanement	B : Zone intermédiaire	C : Zone aseptique
<ul style="list-style-type: none"> - Vestiaire - Vestiaire zone de déshabillage - Sas de transfert malade - Sas de décontamination matériel - Sas de réception du matériel 	<ul style="list-style-type: none"> - Vestiaire zone protégée - Zones de circulation - Locaux administratifs - Locaux sociaux - Locaux logistiques - Salle de surveillance post interventionnelle 	<ul style="list-style-type: none"> - Salle d'opération - Salle d'induction ou de pré anesthésie - Sas de lavage des mains - Salle de stockage stérile

- En début de journée pour les zones B et C
- Entre deux interventions pour la zone C
- Après un risque élevé de contamination pour la zone C
- En fin de programme opératoire pour les zones A, B et C
- Hebdomadaire pour les zones A, B et C
- Mensuelle pour les zones A, B et C
- Périodicité pour les filtres et gaines de ventilation spécifique fixée en accord avec les services biomédicaux.

Entretien de la salle d'opération

a) Avant le début du programme opératoire

Essayage humide avec chiffonnette ayant trempé dans une solution détergente désinfectante « SURFANIOS * » dilué à 2% (une pression de pompe par litre d'eau) bactéricide, virucide, fongicide, sporicide, répondant aux normes en vigueur :

- De l'éclairage opératoire
- Des bras techniques
- De la table d'opération
- Des repose bras
- Des tables d'instrumentation
- Des tables d'anesthésie
- Du respirateur
- Des pieds à sérum
- Des tabourets
- Des estrades
- Des poignées de porte

b- Entre deux interventions

- Évacuation du linge souillé, matériel, éliminer les déchets
- Elimination des souillures et micro-organismes en réalisant un bio nettoyage des surfaces à l'aide de chiffonnette ayant trempé dans une solution détergente désinfectante « SURFANIOS * » dilué à 2% (une pression de pompe par litre d'eau) :

- De l'éclairage opératoire
 - De la table d'opération
 - Des repose bras
 - Des tables d'instruments
 - Des tables d'anesthésie
 - Et de tout le matériel pouvant avoir été souillé pendant l'intervention
- Bio nettoyage du sol avec une solution détergente désinfectante
 - Remise en place du matériel après décontamination, avant la prochaine intervention.
- c- En fin de programme opératoire**
- Bio nettoyage et évacuation de la salle du matériel mobile sans oublier le bio nettoyage des roulettes
 - Bio nettoyage du matériel fixe en commençant par les points les plus hauts
 - Bio nettoyage des murs à partir d'hauteur d'homme vers le sol, des interrupteurs interphones, et téléphone
 - Remise en place du matériel mobile après avoir respecté le temps de contact du produit
- d- Après une intervention septique**
- Evacuation des déchets suivant la procédure adaptée (Reprendre le protocole « en fin de programme opératoire »)
 - Nettoyage des murs jusqu'en haut et nettoyage du plafond à l'aide d'un balai télescopique
 - Nettoyage des bouches d'aération
 - Désinfection de contact par pulvérisation, produit retenue à l'HMIMV « CHLOROSPRAY* » prêt à l'emploi, l'appareil de pulvérisation est ANIOS M36 avec générateur de pression.
 - Désinfection par voie aérienne en présence humaine
 - Désinfection par voie aérienne hors présence humaine uniquement si le patient est porteur d'une maladie à déclaration obligatoire ou selon les recommandations du CLIN, le produit retenu à l'HMIM V « ASEPTANIOS*» prêt à l'emploi, l'appareil brumisateur est le M 505. Ceci après arrêt du système de ventilation de la salle

opérateur

e- Entretien hebdomadaire

Correspond à un protocole « après une intervention septique »

f- Entretien mensuel

- Même protocole que celui de l'entretien hebdomadaire
- Maintenance du matériel technique

La politique de lutte contre l'aérocontamination fongique passe non seulement par une maîtrise de la qualité de l'environnement en entier du bloc opératoire, mais également par la mise en place d'une surveillance et de contrôle de l'air et des surfaces ⁽⁷⁰⁾.

IV.2.7 Contrôle et surveillance de l'aérocontamination fongique

L'objectif de fond du contrôle de l'aérobiocontamination est d'établir un niveau de référence et un système de surveillance proprement dit de routine par un échantillonnage régulier pour quantifier voire qualifier le taux de microorganismes présents dans l'air. Le CLIN recommande l'association de deux types de contrôles : contrôles d'air et contrôles des surfaces. Ces approches air et surface sont complémentaires pour l'étude globale de l'aérobiocontamination. Pour cela, il paraît souhaitable d'associer deux types de prélèvements pour la surveillance de l'aérobiocontamination :

-Des prélèvements de l'air qui donnent une information sur la présence de bio particules aéroportées (spores) dans l'environnement du patient au moment précis du recueil ;

-Des prélèvements de surfaces témoins de la sédimentation des particules qui permettent de mesurer le niveau global de la bio contamination.

Ces contrôles s'inscrivent dans le cadre de la démarche qualité et doivent faire l'objet d'un plan d'échantillonnage sur la base des points critiques à surveiller prioritairement,

et à des fréquences définies par le CLIN. Ceci n'est possible qu'après une démarche d'analyse des risques adaptés aux différentes situations (16,60).

Les points critiques

Au sein d'une zone à risque, il est nécessaire de déterminer pour chacun des paramètres de l'environnement (air, supports, liquides, textiles), les principaux points critiques mesurables sur lesquels il est possible d'exercer les différentes actions correctives et qui, après une analyse des risques, présentent le risque infectieux le plus élevé pour le patient, c à d chaque site offrant des conditions de survie, de croissance et de diffusion à des microorganismes d'origine humaine ou provenant de l'environnement. Ces points critiques doivent être à la fois maitrisables et contrôlables :

-Maitrisables pour qu'une action spécifique puisse être entreprise afin de réduire et/ou d'éliminer la biocontamination en ce point critique ;

-Contrôlables par des mesurages successifs (physiques, chimiques ou microbiologiques), afin de vérifier le niveau de biocontamination en ce point^(30,60).

Contrôles de l'air

Ces contrôles doivent s'effectuer avant le début de l'activité pour établir une contamination de base, puis pendant l'activité pour vérifier que le niveau de biocontamination reste acceptable, le contrôle après l'activité lui peut servir à évaluer les procédures de biocontamination (ventilation ou bionettoyage)⁽⁶⁰⁾.

L'air peut faire l'objet de deux types de contrôles :

- **Les contrôles physiques** qui permettent de déterminer, entre autres, la classe d'empoussièrement d'une salle et de s'assurer de la maîtrise des paramètres physiques, ils permettent également de témoigner du bon fonctionnement de la salle propre ;

- **Les contrôles microbiologiques** qui déterminent la classe microbiologique de l'air d'une salle propre ou d'un environnement maîtrisé^(60,61).

Les contrôles physiques

Les normes NF S 90-351 et ISO 14644-1 précisent les différents paramètres à contrôler:

-La température, l'hygrométrie relative, la surpression et la propreté particulaire peuvent être contrôlées en interne par le service technique de l'hôpital en continu pour les trois premiers et tous les mois pour le dernier ;

-Le niveau sonore, la cinétique de décontamination particulaire, l'intégrité des filtres, les turbulences ainsi que la vitesse, le débit, le taux de brassage et le renouvellement de l'air doivent être réalisés au moins une fois par an par une société spécialisée extérieure.

- **Température et humidité:** Ces paramètres sont mesurés pour le confort des personnels et interviennent dans le développement de certains germes.
- **Niveau d'éclairage et niveau sonore:** Ils sont mesurés pour le confort des personnels.

Généralement, les mesures de température, d'humidité, du niveau d'éclairage et niveau sonore, sont effectuées en 4 emplacements distincts et répartis uniformément dans la pièce.

- **Cascade des pressions:** Elle permet de vérifier le sens des pressions différentielles des zones les plus propres vers les moins propres pour éviter une contamination de la zone protégée. (Ex : Bloc, sas, couloir de circulation). Les mesures des pressions sont réalisées au niveau de chacun des ouvrants de la pièce vers l'extérieur
- **Détermination des taux de renouvellement:** Par des mesures de vitesses et de débits, le calcul des taux de renouvellement permet d'assurer la présence d'air propre au sein de la zone classée. Ce taux agit directement sur la cinétique de décontamination.

- **Détermination des régimes d'écoulement:** Ils permettent de mettre en évidence les flux aérauliques non visibles pour définir ainsi les soufflages, les reprises, les écoulements laminaires et caractériser les zones mortes ou turbulentes (ou peuvent se développer des contaminants qui risquent d'être remises en suspension).

Le contrôle particulaire et la cinétique de décontamination permettent d'apprécier la véritable performance du traitement d'air en termes de propreté particulaire et de confirmer la classe particulaire recherchée lors de la conception du local (niveau de base) ⁽⁶¹⁾.

Dans le cadre de la maitrise du risque infectieux nosocomial lié à l'air, Il est recommandé de mettre en place un contrôle particulaire complété par un contrôle microbiologique de l'air ambiant au bloc opératoire chaque fois qu'un système de traitement d'air a pour objectif d'obtenir un environnement maitrisé. Ainsi, dès que ces contrôles sont mis en place, il est recommandé de définir le ou les points de mesures, la fréquence de ces mesures et les valeurs cibles de contamination acceptables^(16,62).

Les contrôles particuliers

Pour mesurer la propreté particulaire, deux techniques :

- Déterminer le comptage particulaire ;
- Réaliser une cinétique de décontamination particulaire.

Le comptage particulaire

Les contrôles particuliers sont effectués à l'aide de compteur de particules généralement par un technicien bio hygiéniste spécifiquement formé suivant des procédures validées, les caractéristiques de ces appareils permettent comme leur nom l'indique de compter les particules, suivant leurs tailles. En pratique, les compteurs de particules effectuent un tri granulométrique et donnent pour chaque taille de particules, la valeur de la concentration particulaire^(22,61).

Principe de comptage

Le phénomène physique exploité par les compteurs de particules est celui de la diffusion de la lumière. Le compteur optique aspire les particules de façon à ce qu'elles passent une à une dans une petite cellule éclairée par un faisceau laser. La lumière diffusée est collectée et focalisée sur un photo-détecteur. La variation lumineuse est convertie en impulsions électriques qui seront mesurées et classées. On obtient ainsi la concentration des particules en fonction de leur taille. Plusieurs prélèvements doivent être réalisés en chaque point de la salle au repos (hors activité).

Cette mesure détermine l'empoussièrement d'un local pour les particules de taille 0,5 à 5 µm, mais ne permet pas de différencier les particules viables des particules non viables. Le résultat est quasi instantané. Toutefois, les résultats du contrôle particulaire ne se superposent pas obligatoirement à ceux des prélèvements microbiologiques^(55,61).

Stratégie de prélèvement

Elle est définie par la norme ISO 14-644 « Salles propres et environnements maîtrisés Apparentés ». Le nombre de points de prélèvements doit être d'au moins $N = \sqrt{A}$, A étant en m² la surface de la salle ou de la zone propre à contrôler. En chaque point le volume à prélever (volume élémentaire) est donné par : $V = 20 / C \times 1000$ (V : volume à prélever en litres et C : limite de classe exprimée en nombre/m³ pour la plus grande taille particulaire prise en compte dans la classification visée).

Le volume prélevé doit être supérieur à 2 litres, et le temps de prélèvement d'au moins 1 minute. Dans le cas où l'examen porte sur un seul point de prélèvement, on échantillonne au moins 3 volumes élémentaires (au même lieu et au même point) car un seul prélèvement ne serait pas suffisant vu les caractéristiques fluctuantes et hétérogènes de l'air⁽⁶¹⁾.

Fréquence des prélèvements

L'ASPEC recommande des contrôles mensuellement en interne (c.à.d. sans faire intervenir de société spécialisée), la fréquence de ces contrôles peut être augmentée s'il y a eu

intervention sur le système de traitement de l'air après intervention du service de maintenance ou après travaux^(22,60).

La cinétique de décontamination

Bien que de mise en œuvre plus délicate, la mesure régulière de la cinétique de décontamination particulière constitue le contrôle préférentiel permettant d'apprécier les performances de la centrale de traitement d'air et l'efficacité dynamique de cette installation. Elle doit permettre de connaître le temps que met le niveau de contamination particulière d'une salle d'intervention venant d'être utilisée pour revenir à son état initial.

Elle permet également de déterminer le temps de repos entre deux interventions opératoires et le taux de renouvellement de l'air.

Cette mesure doit se faire selon une procédure préétablie tout en identifiant deux approches :

- Soit en réalisant des mesures, immédiatement en fin d'activité, après la sortie du patient, jusqu'à ce que le niveau de performance initial de la salle soit atteint ;

- Soit effectuer un empoussièrement artificiel bien quantifié de la salle et déterminer, par des mesures successives, la réduction de la concentration particulière(en log) en fonction du temps jusqu'à l'état initial déterminé lors de la réception du local.

L'empoussièrement artificiel est réalisé grâce à des cartouches fumigènes qui libèrent des fumées acides ou alcools.

La périodicité de ces contrôles ne fait pas l'objet de recommandations strictes, mais il appartient à chaque établissement disposant d'un bloc opératoire de définir pour chaque salle une mesure régulière des classes d'empoussièrement et des cinétiques de décontamination.

La planification et la réalisation de ces contrôles doivent être établies en concertation avec le comité de lutte contre les infections nosocomiales et l'équipe opérationnelle d'hygiène. Elle dépend en effet des moyens humains et financiers alloués à cette activité.

Par ailleurs, en période de travaux ou dans un contexte épidémique à microorganismes d'origine environnementale, cette surveillance devra être renforcée ^(22, 60, 61).

Contrôles microbiologiques

Le comptage particulaire sert comme un indicateur de contamination microbiologique, lors de comptes particulaires supérieurs aux valeurs cibles, il est recommandé de mettre en place un contrôle microbiologique afin de quantifier le taux de microorganismes dans l'air.

L'objectif de ces contrôles est de déterminer le niveau résiduel d'aérocontamination d'un environnement protégé pour lequel la contamination doit être faible ^(60,62).

Prélèvement de l'air :

Les prélèvements fongiques permettent la mise en évidence de particules viables cultivables sur milieu de culture fongique. Les programmes de prélèvements varient selon les établissements. Ils sont effectués soit par les équipes opérationnelles d'hygiène hospitalière, puis analysés dans les laboratoires spécifiques, soit par les laboratoires de microbiologie ou de mycologie ⁽⁶³⁾.

Il est recommandé d'effectuer ces contrôles tous les mois avec possibilité de doubler les échantillons pour chaque point de prélèvement et d'augmenter la fréquence de ces contrôles en cas de travaux ou d'accidents infectieux ⁽⁶⁰⁾.

Ces contrôles doivent être réalisés :

- **Hors présence humaine:** avant toute activité, afin d'établir une situation de base (ce qui permet de vérifier l'efficacité du traitement d'air). Il est préférable de prélever le matin de bonne heure ou au moins deux heures après le bio nettoyage ;

- **En situation d'activité:** de préférence dans les conditions les plus à risques pour vérifier le niveau de biocontamination acceptable ^(30,60).

Et ceci au niveau des points critiques identifiés. Ainsi, deux groupes de points critiques peuvent être contrôlés :

- ✓ Ceux qui ont un impact direct sur le risque de biocontamination, le plus près possible du patient ou du site d'activité (table d'opération, table d'instrumentation);
- ✓ Ceux qui ont un impact indirect, ce sont les points indicateurs d'éventuelles défaillances du traitement d'air susceptible d'avoir des répercussions sur le niveau de biocontamination du site d'activité (soufflage, reprise.....)^(60,63).

Deux points de prélèvements d'air sont donc proposés: un hors flux(le plus près possible du patient) et un à la sortie du flux (soufflage, reprise).Comme pour le contrôle particulière et pour les mêmes raisons un seul prélèvement n'est pas suffisant .Il est important de prélever 3 échantillons à chaque point toujours aux mêmes endroits avec le même appareil de façon à comparer les résultats du travail. La réalisation des prélèvements d'air doit se faire à l'aide de biocollecteurs qui ont prouvé leur efficacité^(63,64).

- **Formation et habilitation du personnel**

Le prélèvement est une phase primordiale de la procédure de contrôle. En effet, les moyens analytiques et les compétences ne servent à rien si l'échantillon prélevé n'est pas représentatif de la contamination à quantifier. Il faut donc respecter un certains nombres de règles afin d'obtenir un résultat représentatif de la contamination réelle à l'instant t. La formation et l'habilitation du personnel en charge des contrôles microbiologiques se doit d'être particulièrement bien formé aux méthodes de prélèvements. En effet, l'intervention d'une personne, avec sa pollution biologique naturelle, peut avoir une incidence importante sur le résultat de l'analyse. Si la procédure n'est pas rigoureuse et reproduite de manière équivalente, les résultats ne pourront être convenablement interprétés. Lors de contrôles périodiques, il est important que ce soit la même personne, formée spécifiquement, qui réalise les prélèvements afin d'assurer la précision, l'exactitude et la répétabilité des contrôles microbiologiques. Le personnel en charge des mesures veillera notamment à respecter une gestuelle rigoureuse.

Pendant le prélèvement, l'opérateur doit porter une tenue correcte, avoir une gestuelle rigoureuse (ne pas parler, ni éternuer au dessus de l'échantillonneur), se tenir en arrière, immobile et éloigné de l'appareil, ou mieux à l'extérieur de la salle s'il est muni

d'une télécommande afin d'éviter les turbulences. Il est préférable que ce soit la même personne qui prélève toujours avec le même système de prélèvements et réalise les analyses^(30,61).

- **Méthodes de prélèvements:**

Seule l'utilisation d'un biocollecteur ayant prouvé son efficacité permet de quantifier l'aérobiocontamination fongique.

-La méthode par sédimentation spontanée sur boîte de pétri qui consiste à ouvrir une boîte de pétri contenant une gélose et la laisser ouverte pendant une longue durée (environ deux heures) est une méthode passive et qualitative. Elle recueille les particules tombantes en privilégiant la sédimentation des grosses particules et ne permettant pas de rapporter les résultats à un volume d'air, elle est déconseillée dans la norme ISO 14-698. Par contre, deux méthodes sont recommandées :

-La méthode par impaction sur gélose : Un volume d'air connu est aspiré et impacté sur milieu gélosé (le système d'aspiration est entraîné par un moteur électrique) les particules sont collectées à la surface de ce moteur électrique ;

-La méthode par filtration : L'air aspiré par une pompe passe à travers une membrane filtrante qui retient les particules, la membrane est ensuite mise en culture sur milieu de culture spécifique.

Suivant la norme ISO 14-698, la méthode par impaction sur gélose est la plus largement répandue, c'est la mieux adaptée à la capture des spores fongiques aéroportées^(60,63). Il existe plusieurs types d'impacteurs qui diffèrent en terme de débit et de conditions d'impactions^(63,61) :

- Les impacteurs à étages ;
- Les impacteurs à fente ;
- Les impacteurs à centrifugation ;
- Les impacteurs à cribles.

Des études ont comparées plusieurs appareils et ont montrées une inhomogénéité des résultats obtenues obligeant ainsi à utiliser toujours le même appareil pour

les contrôles⁽⁶⁰⁾. Cependant, une norme récente ISO 14698-1 définit un certain nombre de paramètres pour les échantillonneurs par impaction et par piégeage. La résultante de ces recommandations fait que ces bio-impacteurs doivent respecter une vitesse d'impaction inférieure à 20 m/s et un débit d'air de 100 l/min. L'intérêt est d'obtenir un échantillon d'air de volume suffisant dans un temps relativement court pour éviter le dessèchement de la gélose, la vitesse d'impaction sur la gélose doit être modérée sinon les microorganismes risquent d'être altérés. Parmi les impacteurs de nouvelle génération récemment évalués, trois systèmes ont été considérés comme particulièrement adaptés à la recherche fongique en milieu hospitalier: l'AIR SAMPLAIR MAS-100 (Merck, France), le SAMPL'AIR MK2 (AES Laboratoire, France) et AIR IDEAL (Bio Mérieux, France). Ces appareils respectent la norme ISO 14698-1, ils ont une collecte linéaire entre 100 et 1000L, sont portables, autonomes, et acceptent des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre dans lesquelles une gélose spécifique pour la recherche de champignons peut être coulée ^(30, 63, 64).

Le biocollecteur utilisé dans notre étude est de type SAMPL'AIR MK2.

- **Choix du milieu de culture**

Il n'existe pas actuellement de consensus sur les conditions de culture (nature du milieu, température, délai d'incubation). Or, ces paramètres peuvent également influencer les résultats.

Pour la recherche d'une contamination fongique, les milieux habituellement utilisés en mycologie sont les géloses Sabouraud et Malt Agar. Si certains auteurs proposent l'adjonction d'antibiotiques pour diminuer la prolifération bactérienne, d'autres pensent que certains antibactériens (gentamicine principalement) peuvent inhiber partiellement la croissance de certaines espèces fongiques^(60,64).

Le milieu au Malt est sensiblement plus favorable aux champignons que le milieu Sabouraud, mais sans différence significative. Toutefois, deux avantages peuvent être notés: il est moins favorable aux bactéries que le milieu Sabouraud rendant la lecture plus aisée et c'est par ailleurs un milieu facilitant la fructification des champignons permettant ainsi une identification plus facile⁽⁶⁴⁾.

Sur le plan de la température d'incubation des milieux de culture, il n'y a pas de différence significative de pousse entre 30 et 37 °C que ce soit pour la flore fongique tout-venant ou pour les *Aspergillus*. Il est donc proposé que l'analyse des cultures se fasse après une incubation à 30 °C pendant cinq à sept jours. Elle visera à quantifier les champignons filamenteux pathogènes tels que les *Aspergillus*, mais aussi la flore totale fongique puisqu'il a été montré qu'elle correspondait à un marqueur de risque aspergillaire^(60,63).

- **Les précautions**

La précision, l'exactitude et la répétabilité des contrôles microbiologiques de l'air impliquent de respecter quelques précautions d'usage dans la mise en œuvre des échantillonneurs.

L'échantillonneur doit être vérifié, le support de prélèvement (hauteur des boîtes, épaisseur de la gélose, la date de péremption de la gélose ...). Ainsi, l'étalonnage de l'appareil doit se faire au moins une fois par an; la désinfection voire la stérilisation des parties amovibles avant et entre chaque utilisation^(65,66).

- **Interprétation**

Chaque série d'échantillonnage doit aboutir à un compte rendu d'analyse comportant l'ensemble des informations concernant les conditions de prélèvements, d'incubations, et d'analyses. Les résultats sont exprimés en UFC/m³. Pour la majorité des contrôles, il n'existe pas de seuils clairement démontrés au delà desquelles un risque infectieux peut être défini. Ainsi, il existe plusieurs recommandations pour l'interprétation des résultats et aucune ne fait l'unanimité.

De façon générale, il est très difficile de fixer des normes universelles car l'expérience prouve que les résultats sont très variables en fonction de l'appareil utilisé et même du manipulateur. Il faut donc que chaque établissement fixe ses propres valeurs « cible », « alerte » et « action » pour un appareil donné et un manipulateur donné. Cette définition doit se faire après un contrôle technique complet de la salle afin de s'assurer qu'il n'y a aucun dysfonctionnement initial qui pourrait fausser les mesures (contrôles

particulaires, surpression, intégrité des filtres ...). Ensuite, il convient de définir le niveau microbien requis en fonction du risque^(60,67,68). En effet, afin d'interpréter les résultats et d'entreprendre les actions correctives les mieux adaptées, trois niveaux microbiens sont définis⁽⁶⁰⁾ :

-Le niveau cible : est défini par l'utilisateur pour la poursuite de ses objectifs, il représente le niveau de contamination autorisé dans les conditions d'utilisation normale ;

-Le niveau d'alerte : est établi par l'utilisateur et indique une dérive nécessitant la mise en place d'un contrôle pour s'assurer que la maîtrise du procédé et/ou de l'environnement est toujours effective ;

-Le niveau d'action : est fixé par l'utilisateur et lorsqu'il est atteint, des investigations et des actions correctives doivent être mises en place.

Tableau 5: Contrôles d'air : Correspondance des concentrations particulières et microbiologiques suivant différentes normes et recommandations⁽⁶⁰⁾

Nb de particules $\geq 0,5 \mu\text{m}$ par m ³	Normes US FD 209 D (20) Nb de particules par pied cube	Norme ISO 14 644-1 (1999) (17) Classes ISO	Norme NF X 44101 (1981) (18) Classes d'em-poussièrément	Guide Uniclimate (5) Classification des zones à risque	Recommandations selon G. Brückner (15) Teneur en germes des zones	Guide Aspec (9)			Bonnes pratiques de fabrication (stérilisation) (23) Nombre maximal d'ufc/m ³	
						Niveaux en ufc/m ³ hors présence humaine*				Niveau cible en UFC/cm ³ en présence humaine
						cible	alerte	action		
1		ISO 1								
3,5	(0,1)	ISO 2								
10										
353	1	ISO 3								
100										
353	10	ISO 4								
1000										
3 530	100	ISO 5	4 000	4 : zone à très hauts risques	< 1 ufc/m ³	1	5	10	10	
10 000										
35 300	1 000	ISO 6								
100 000										
353 000	10 000	ISO 7	400 000	3 : zone à hauts risques	10 à 50 ufc/m ³	10	100	500	100	
1 000 000									Zone conditionnement : ≤ 100	
3 530 000	100 000	ISO 8	4 000 000	2 : zone à risques modérés	environ 200 ufc/m ³				Zone vérification textile : ≤ 500	
10 000 000										
35 300 000		ISO 9								

* Moisissures $\leq 1 \text{ ufc/m}^3$

Si Le résultat obtenu n'est pas conforme à la valeur cible il faut⁽³¹⁾ :

- Réaliser un bionettoyage minutieux dans toutes les salles ;
- Vérifier la gestion des portes ;
- Vérifier la maintenance et l'entretien des gaines d'aération du bloc ;
- Vérifier la qualité du système de filtration ;
- Vérifier l'entretien des bouches d'aération ;
- Puis refaire un nouveau contrôle fongique+/-comptage particulière.

En cas de retour à un niveau de maîtrise normal ou considéré comme tel, la fréquence des contrôles sera augmentée pour confirmer ce retour à la normale. Si les résultats restent non satisfaisants, une enquête approfondie doit être mise en place avec un bionettoyage suivi d'une désinfection avec un désinfectant fongicide.

Dans le cadre de notre étude, Pour interpréter les résultats de nos prélèvements d'air, on s'est basée sur la norme de l'ASPEC. Le niveau cible recommandé par cette norme (en présence humaine) est de 10ufc/m³ dans les zones à très haut risque (salles d'opération aseptique) et 100 ufc/m³ dans les zones à haut risque (salles d'opération septique), les concentrations en spores fongiques n'ont jamais excédé 10 ufc/m³ pendant la période de notre étude dans les deux blocs opératoire, ce qui montre l'efficacité du traitement d'air dans toutes les salles d'opération.

Dans le même sens, une étude récente de la flore fongique aérienne des salles d'opérations et des couloirs des blocs opératoires et de l'unité des brûlés a été menée en Tunisie à l'hôpital de sfax. Des prélèvements d'air mensuels ont été réalisés par un biocollecteur SAS super 180. (77,2%) des prélèvements étaient positifs. le genre *Aspergillus*(47%) était le plus isolé, suivi par *Penicillium*(21%), *Cladosporium*(12%), *Syncephalastrum*(4%), *Rhizopus*(3%), *Fusarium*(2%), et *Scopulariopsis*(1%). D'autres champignons ont été rarement identifiés(<1%) : *Alternaria*, *Chrysosporium*, *Paecylomyces*, *Absidia*, *Rhizomucor* et *Mucor*.

Le niveau cible de 10 ufc/m³ recommandé par la norme NF S90-351 a été largement dépassé. Ces résultats sont difficiles à comparer aux résultats de notre étude du fait que nous n'avons pas adopté le même protocole et technique de prélèvements⁽⁶⁹⁾.

Contrôles des surfaces

Ils reflètent la qualité de traitement d'air et la qualité du bionettoyage. La colonisation microbienne des surfaces peut être mise en évidence par des techniques simples et peu coûteuses mais nécessitant un personnel formé afin de pouvoir comparer les résultats dans le temps^(16,22).

L'ISO décrit trois techniques utilisables pour l'analyse de la bio contamination des surfaces⁽⁶³⁾:

- **Par contact direct à l'aide de boîte contact** : méthode qualitative et quantitative ;
- **Par contact indirect à l'écouvillon** : méthode qualitative ;
- **Par sédimentation** : méthode qualitative et quantitative peu sensible⁽⁶⁰⁾.

Les prélèvements par contact direct doivent être réalisés sur des surfaces plates et lisses à l'aide de dispositif de contact (boîte type Rodac[®]) présentant une surface accessible d'au moins 20 cm² appliquée avec une pression constante et uniforme (25 g/cm²) durant au moins 10 secondes. Des applicateurs existent pour standardiser ce prélèvement⁽⁶³⁾.

Dans une étude récente, une évaluation comparative de trois méthodes de collecte de spores, géloses contact, écouvillonnage humide et écouvillonnage sec, a été effectuée sur un nombre important de prélèvements de surfaces. Les résultats montrent que les géloses contact permettent la collecte la plus efficace de champignons, mais les milieux de culture commercialisés sont aussi très favorables aux bactéries qui peuvent ainsi empêcher la pousse de champignons. Par ailleurs, le coût des géloses contact est non négligeable. En comparaison, l'écouvillonnage humide collecte les champignons sans différence significative avec les géloses contact. C'est un système de prélèvement beaucoup moins onéreux que les géloses contact, et qui permet ensuite une mise en culture sur un milieu

au choix. En revanche, l'écouvillonnage sec collecte significativement moins de champignons que l'écouvillonnage humide ou que la gélose contact. Au total, l'écouvillonnage humide est un bon compromis en termes de rapport coût/efficacité et permet l'ensemencement direct sur des milieux spécifiques fongiques comme les géloses Malt-Agar ou Sabouraud-Agar^(64,70).

Pour chaque salle ou zone à risque, la localisation exacte des points de prélèvements doit être déterminée et doit correspondre aux points critiques, c'est-à-dire le plus près possible du patient ou du site d'activité (table d'opération, d'anesthésie...) ou bien les moins accessibles au bionettoyage (poignées, rainures, armoires...). Le nombre de points de prélèvements par salle ne doit pas être inférieur à 5 et doit avoisiner 10 de façon à ce que les résultats soient représentatifs de la contamination globale. En France, le guide du Ministère de la santé sur la surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé préconise de choisir, au bloc opératoire, au moins 10 points de prélèvements comprenant la table d'opération, le scialytique, la table d'instrumentation. Ainsi, Dans un objectif de reproductibilité et de comparabilité, il est préférable de prélever toujours au même endroit^(16, 60, 63).

Ces prélèvements doivent être réalisés à trois moments différents :

- **Hors présence humaine** : après procédure de bionettoyage, dès que la surface est sèche, ce qui permet de vérifier son application ainsi que son efficacité ;
- **Avant l'activité** : pour permettre de contrôler toutes les mesures de prévention (sauf le bionettoyage), et de vérifier que la salle est restée propre après nettoyage et /ou après une période d'inactivité. Il permet donc d'établir une situation de base (contamination initiale) ;
- **Tout au long de l'activité** : pour permettre d'étudier la recontamination⁽⁶⁰⁾.

Les conditions de culture (température, durée d'incubation, lecture, identification) et la périodicité sont les mêmes que celles retenues pour les prélèvements d'air⁽⁶³⁾.

Une fois les trois niveaux déterminés (cible, alerte et action), les prélèvements peuvent être réalisés mensuellement et chaque résultat sera interprété à l'aide de cette grille. La fréquence des prélèvements peut être augmentée en cas d'épisodes infectieux épidémiques^(60,63).

Normes et recommandations pour les prélèvements de surfaces

D'après quatre références voici sous forme de tableau les normes et recommandations établies⁽⁶⁰⁾.

Tableau 6: Normes et recommandations pour les prélèvements de surfaces⁽⁶⁰⁾

Techniques	Références	Norme NF EN ISO 14698-1 [8]	Guide de l'Aspec [9]	Guide du bionettoyage [6]	Recommandations de l'American Society of Microbiology [28]																		
Écouvillon Technique de prélèvement		Si surfaces inaccessibles – Écouvillons humidifiés passés deux fois sur la même surface perpendiculairement, extraits dans un fluide de rinçage approprié	Écouvillon humidifié roulé sur une surface de 10 cm ²	Écouvillon humide frotté sur une surface déterminée																			
Interprétation		Qualitatif	Qualitatif : recherche de bactéries spécifiques	Qualitatif																			
Contact direct Technique de prélèvement		Dispositif de prélèvement superficiel présentant une surface de contact accessible d'au moins 20 cm ² ou est exercée une pression de 25 g/cm ² pendant 10 secondes	Surface gélifiée d'au moins 20 cm ² Pression de 25 g/cm ² pendant 10 secondes (500 g)	Surface gélifiée de 25 cm ² Pression de 200 g pendant 2 min	Surface gélifiée de 25 cm ²																		
Milieu de culture		Type standard non sélectif avec neutralisant	– Standard pour bactérie avec neutralisant – Gélose au malt avec ou sans antibiotique avec neutralisant	– Gélose nutritive avec neutralisant																			
Interprétation		– Suivant ses propres niveaux initialement déterminés Rendu par nombre d'unités viables pour 100 cm ²	– Hors présence humaine		<table border="1"> <thead> <tr> <th>Sol (colonies/boîte)</th> <th>Surface (colonies/boîte)</th> <th>Interprétation</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>< 12</td> <td>5</td> <td>S</td> </tr> <tr> <td>13-25</td> <td>6-10</td> <td>NS (±)</td> </tr> <tr> <td>26-35</td> <td>11-15</td> <td>NS (++)</td> </tr> <tr> <td>36-50</td> <td>16-25</td> <td>NS (+++)</td> </tr> <tr> <td>> 50</td> <td>> 25</td> <td>NS (++++)</td> </tr> </tbody> </table>	Sol (colonies/boîte)	Surface (colonies/boîte)	Interprétation	< 12	5	S	13-25	6-10	NS (±)	26-35	11-15	NS (++)	36-50	16-25	NS (+++)	> 50	> 25	NS (++++)
Sol (colonies/boîte)	Surface (colonies/boîte)	Interprétation																					
< 12	5	S																					
13-25	6-10	NS (±)																					
26-35	11-15	NS (++)																					
36-50	16-25	NS (+++)																					
> 50	> 25	NS (++++)																					
Fréquence		– Non mentionnée	Moisissures ≤ 1 ufc/boîte contact – En présence humaine Niveau cible Zone à haut risque : 10 ufc/boîte Zone à très haut risque : 1 ufc/boîte	– Non mentionnée	S : Satisfaisant NS : Non satisfaisant																		

Nos résultats de prélèvements de surfaces sont difficiles à interpréter du fait que la méthode adoptée dans notre étude (écouvillonnage humide) est une méthode qualitative. Ainsi, nos résultats ne sont pas représentatifs de la contamination réelle des surfaces, ils ne rendent compte en effet, que d'une partie de la contamination, dans la mesure où le rendement des prélèvements est dépendant de la nature de la surface et de la force pratiquée lors du prélèvement.

L'hypothèse qui peut être évoquée pour expliquer la présence de moisissures et de levures au niveau des surfaces (sol et table d'opération) du bloc avant le début du programme opératoire est la mauvaise qualité du bionettoyage (de la veille), sachant bien que nos prélèvements de surfaces ont été effectués le matin avant toute intervention chirurgicales, hors présence humaine (excepté le préleveur) et que les salles étaient réputées propres et désinfectées depuis la veille.

Il faut signaler, qu'au cours de notre étude, nous avons remarqué que le protocole d'entretien des salles n'est pas respecté. A l'ouverture des salles, les opérations de nettoyage et de désinfection ne sont pas effectuées. Ainsi, à la fin du programme opératoire, les équipements et certains coins des salles d'opérations ne sont pas désinfectés.

Rappelons qu'à la fin du programme opératoire de la journée, les champignons ont été toujours présents mais avec des proportions beaucoup plus élevées notamment les levures et ceci au niveau de toutes les salles. Il faut souligner que nos prélèvements d'air et de surfaces en fin de programme ont été effectués juste après la sortie des patients opérés et de l'équipe chirurgicale donc avant le bionettoyage des salles. Les champignons rencontrés donc dans l'air et les surfaces sont surtout issus de la flore du personnel et des patients. Ceci rejoint les autres études où il a été démontré que la présence et l'activité du personnel influencent l'aérobiocontamination des salles d'opérations.

L'interprétation des différents résultats obtenus lors de ce travail nous mène à penser qu'il est impérativement nécessaire de renforcer l'entretien des salles d'opérations, l'organisation des tâches du personnel ainsi qu'une formation et une sensibilisation

du personnel aux risques liés à la contamination de l'air afin d'assurer le plus faible degré de contamination sachant que le bloc est une enceinte qui devrait être dépourvue de tout germe.

IV.2.8 Formation du personnel ^(22, 26,71)

L'aérocontamination au bloc opératoire est en relation très étroite avec la présence et l'activité du personnel. La discipline du personnel s'avère donc une composante essentielle à tenir en compte dans la prévention de l'aérocontamination. Dans le même cadre, une formation initiale et continue du corps médical et paramédical opératoire est indispensable à la connaissance de la maîtrise des risques liés à l'air et au maintien des compétences au regard de l'évolution des techniques. Ainsi, Tout nouveau personnel (temporaire ou permanent) doit bénéficier, à son arrivée au bloc opératoire, d'une formation en hygiène, incluant les recommandations en matière de qualité de l'air.

Cette action de formation du personnel du bloc opératoire est l'une des missions du CLIN et de l'équipe d'hygiène hospitalière et elle doit insister sur les points suivants :

- L'utilisation d'un SAS qui permet de surveiller que chaque personne pénétrant dans le bloc est bien revêtue d'une tenue de couleur réservée strictement au bloc opératoire et que celle-ci ne peut être utilisée en dehors du bloc (circuit avec zone vestiaire éloignée du bloc opératoire) ;
- Le choix de la tenue et sa composition : la tenue du personnel en salles d'opération doit être adaptée de manière à limiter la production et la diffusion des particules qui pourrait compromettre la qualité de l'air qui a été filtré par le système de ventilation. Le coton doit être évité du fait de sa faible capacité de barrière et de sa forte émission particulaire. Les tenues en matières non tissées sont préférables, mais leur capacité d'émission particulaire doit être connue, ces tenues doivent être changées dès qu'ils sont visiblement contaminées ;
- Les modalités du port du masque chirurgical et la coiffe : chaque membre du personnel pénétrant au bloc doit porter une coiffe couvrant complètement

la chevelure et un masque couvrant le nez et la bouche de façon occlusive. Celui-ci doit être changé au bout de 60 à 90 minutes ou dès qu'il est mouillé ou humidifié du fait que l'humidité due à la respiration et la conversation ne garanti plus une protection optimale ;

- Rigueur du comportement : éviter le va-et-vient et les mouvements inutiles dans la salle, durant une intervention chirurgicale, doivent être minimisés le plus possible ;
- La réduction du nombre de personnes présentes au strict personnel nécessaire au bon déroulement de l'intervention ;
- Nécessité de garder la porte fermée en tout temps, éviter l'ouverture des portes au moment des interventions chirurgicales à risque ;
- Nécessité de ne pas introduire dans la salle d'opération les matériels et les objets non désinfectés ;
- L'organisation des taches : pour éviter les allés et venus entre les différentes salles.

CONCLUSION

Considéré comme le cœur d'un établissement de santé, le bloc opératoire est un milieu harmonieusement conçu et spécialement équipé où s'effectuent des actes chirurgicaux de qualité, il doit présenter toutes les conditions de sécurité aussi bien pour le patient que pour le personnel.

Malgré les progrès de l'asepsie et de l'antibioprophylaxie, les infections du site opératoire restent des complications fréquentes de la chirurgie et dont les conséquences peuvent être lourdes, s'exprimant en termes de morbidité qui peut être apprécié par l'allongement de la durée d'hospitalisation, de morbidité et de surcoût.

Le risque de survenue d'une infection du site opératoire dépend de plusieurs facteurs, L'air du bloc opératoire compte parmi les facteurs de l'environnement du bloc opératoire qui y sont lié. Son rôle a été clairement démontré en chirurgie orthopédique.

C'est l'étude des caractéristiques épidémiologiques de l'aérocontamination qui permet de comprendre et de trouver des solutions de lutte contre ce mode de contamination. Ainsi, bien que ce mode de transmission soit de moindre importance par rapport à d'autres voies (notamment manu portée), il n'est pas à négliger.

Au bloc opératoire, la lutte contre l'aérocontamination repose essentiellement sur une bonne maîtrise de l'environnement notamment :

- La conception architecturale du bloc opératoire ;
- La qualité de l'air et des surfaces ;
- Le comportement du personnel.

Un autre moyen de lutte est la mise en place d'une surveillance et de contrôle au niveau de l'air et des surfaces. Cependant, il n'existe à l'heure actuelle aucun protocole standardisé.

L'interprétation des différents résultats obtenues lors de ces contrôles doit toujours se faire en fonctions des objectifs recherchés et par rapport à des niveaux cible, d'alerte et d'action.

Il n'existe actuellement aucun consensus international définissant clairement les niveaux acceptable de contamination microbienne, et à partir de quel seuil la contamination fongique de l'air peut être considéré anormale ou présentant un risque infectieux pour le patient opéré.

L'originalité de ce travail, est qu'il apporte une idée générale sur la nature des champignons qui circulent dans les blocs opératoires de l'HMIMV de Rabat. Les différents champignons isolés sont des champignons cosmopolites très répandus à l'état saprophytique dans la nature et dont la propagation pour la majorité d'entre eux se fait au moyen des spores ; leurs actions est surtout sensibles sur les sujets immunodéprimés. L'interprétation des résultats obtenus nous mène à revoir le protocole d'entretien de nos blocs opératoires sans oublier la formation, la motivation et la sensibilisation du personnel.

Pour limiter le risque d'infections fongiques nosocomiales aéroportées au sein de nos blocs opératoires. Il revient à notre établissement de santé de définir son propre programme de contrôle et fixer ses propre valeurs (cible, alerte, action) en s'appuyant sur les normes ISO (ISO 14 698-1 et -2) et les recommandations émanant de groupes d'expert (ASPEC...). Ce programme doit avoir des objectifs précis et reposer sur des actions ciblées ayant démontré leur pertinence et leur impact sur la diminution des infections nosocomiales.

Pour garantir son efficacité, le programme de contrôle et de surveillance doit reposer sur une collaboration étroite des différents acteurs de la santé à savoir les médecins, les microbiologistes, les hygiénistes, les pharmaciens, les ingénieurs médico-techniques et l'administration :

- En instaurant des comités actifs de lutte contre les infections nosocomiales à l'hôpital ;
- En mettant en œuvre un ensemble de mesures concernant le contrôle des sources de contaminations ;
- En sensibilisant et en assurant la formation initiale et continue du personnel, incluant les recommandations en matière de qualité de l'air.

Résumé

Titre : aérocontamination fongique au bloc opératoire de l'HMIMV-RABAT.

Auteur : Sirbou Asmaa.

Mots clés : Décontamination, flore fongique aérienne, aérocontamination, bloc opératoire, infection fongique nosocomiale.

Introduction : L'aérocontamination fongique à l'hôpital constitue un risque majeur pour les patients fragilisés. L'objectif de notre travail est d'étudier le profil écologique et épidémiologique de la flore fongique aérienne des blocs opératoires septiques et aseptiques de l'HMIMV-Rabat et de mettre le point sur les mesures de lutte contre l'aérocontamination fongique au bloc opératoire.

Matériels et méthodes : Pour chaque salle, des prélèvements d'air et de surfaces sont réalisés avant la première intervention chirurgicale et à la fin du programme opératoire à raison de deux prélèvements d'air et de surfaces par mois.

Résultats : Sur 588 prélèvements réalisés, 33% sont positifs au bloc septique dont 28% (N=165) présentent des champignons. Au bloc aseptique, 38% des prélèvements sont positifs et les champignons sont présents avec 29% (N=170). Les champignons fréquemment retrouvés sont du genre *Candida*, *Rhodotorula*, *Trichosporon*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Auréobasidium*, *Cladosporium*, *Scytalidium*, *Rhizopus*.

Discussion : Pour les prélèvements d'air, le niveau cible recommandé par l'ASPEC est de 10ufc/m³ (bloc aseptique) et 100 ufc/m³ (bloc septique). Les concentrations en spores fongiques n'ont jamais excédé 10ufc/m³ dans notre étude; ce qui montre l'efficacité du traitement d'air des blocs. Par ailleurs, nos prélèvements de surfaces sont difficiles à interpréter. La présence de champignons au niveau des surfaces du bloc avant le début du programme opératoire s'explique par la mauvaise qualité de bionettoyage des salles (de la veille). Cependant, à la fin du programme opératoire, les champignons retrouvés sont surtout issues de la flore du personnel et des patients. L'interprétation de nos résultats nous mène à revoir le protocole d'entretien de nos blocs, sans oublier la formation et la sensibilisation du personnel aux risques liés à l'aérocontamination fongique.

Abstract

Title: fungal air contamination in the operating room in HMIMV-RABAT.

Author: Sirbou Asmaa.

Key words: Décontamination, fungal flora air, airborne contamination, operating room, nosocomial fungal infection.

Introduction: The fungal air contamination in the hospital is a major risk for vulnerable patients. The aim of our work is to study the ecological and epidemiological profile of the fungal flora air of the septic and aseptic operating rooms in HMIMV- Rabat and to review the measures against fungal air contamination in the operating room.

Materials and methods: For each room, samples of air and surfaces have been made before the first surgery and at the end of the operating program with two samples of air and surfaces by months.

Results: Of 588 samples taken, 33% were positive in septic operating room which 28% (N=165) present fungi. In aseptic operating room, 38% of samples were positive and fungi were present with 29% (N = 170). Mushrooms are frequently *Candida*, *Rhodotorula*, *Trichosporon* *Aspergillus*, *Penicillium*, *Auréobasidium*, *Cladosporium*, *Rhizopus*, *Scytalidium*.

Discussion: For air samples, the target level recommended by the ASPEC is 10cfu/m³ (aseptic rooms) and 100 cfu/m³ (septic rooms). The concentrations of fungal spores never exceeded 10cfu/m³, which shows the effectiveness of treatment of air in the operating rooms. However, our samples surfaces are difficult to interpret. The presence of Mushrooms at the surfaces of the operating room before began the program operating due to the poor quality of bio-cleaning of the rooms (the day before). However, at the end of the operating program, mushrooms found are mostly from the flora of staff and patients. The interpretation of our results leads us to revise the protocol for maintenance of our operating rooms, including training, of the risks associated with fungal contamination of the air

ملخص

العنوان: التلوث الفطري للهواء في غرف العمليات بالمستشفى العسكري محمد الخامس بالرباط.

الكاتب: سيربو أسماء.

الكلمات الأساسية: إزالة التلوث - الفطريات الهوائية- تلوث الهواء- غرف العمليات -التعفن الفطري في المستشفى.

مقدمة: يشكل التلوث الفطري للهواء في المستشفى خطرا كبيرا على المرضى الضعفاء.الهدف من عملنا هو دراسة الوضع البيئي والوبائي للفطريات في الهواء، وذلك في غرف العمليات العقيمة والإنتنائية بالمستشفى العسكري بالرباط، واستعراض التدابير المتخذة ضد التلوث الفطري للهواء في غرف العمليات.

المواد والأساليب: في كل غرفة للعمليات ، نأخذ عينات من الهواء والأسطح في الصباح قبل أول عملية جراحية من الجدول الزمني الجراحي، وكذلك عند نهاية البرنامج الجراحي لليوم، وذلك بأخذ عينات من الهواء والأسطح في الشهر، وقد تم الاعتماد في تحديد المستعمرات على الخصائص العيانية والمجهريّة.

نتائج: من 588 عينة مأخوذة ، 33% كانت إيجابية في غرف العمليات الإنتنائية منها 28% تمثل الفطريات (165 مستعمرة) ، في غرف العمليات العقيمة 38% من العينات كانت إيجابية والفطريات كانت موجودة ب 29% (170 مستعمرة)، وقد تم عزل نفس أنواع الفطريات في جميع غرف العمليات مع غالبية العفن في غرف العمليات الإنتنائية والخمائر في غرف العمليات العقيمة. الفطريات الموجودة بكثرة هي خمائر من نوع كانديدا، رودوتوريلا، تريكوسبورون وعفن من نوع الأسبيري جلوس، البيبسيليوم، كلادوسبوريوم، سيتاليديوم وريزوبيس. .

مناقشة: بالنسبة لعينات الهواء، المستوى المستهدف الذي أوصت به الـ ASPEC هو 10 مستعمرة/ متر³ (غرف العمليات العقيمة) و 100 مستعمرة / متر³ (غرف العمليات الإنتنائية). تركيزات الجراثيم الفطرية لا تتعدى 10 مستعمرة / متر³ مما يدل على فعالية معالجة الهواء في جميع غرف العمليات، ومع ذلك، تجدر الإشارة إلى أن هناك عينات من الأسطح يصعب تفسيرها. يرجع وجود العفن والخمائر في الأسطح قبل بدء برنامج تشغيل غرف العمليات إلى رداءة تنظيف الغرف (في اليوم السابق)، عند نهاية برنامج غرف العمليات، يرجع وجود الفطريات في الهواء و الأسطح إلى الموظفين والمرضى.تفسير النتائج التي توصلنا إليها يقودنا إلى إعادة النظر في طرق صيانة غرف العمليات، بما في ذلك تدريب، تحفيز وتوعية الموظفين عن المخاطر المرتبطة بالتلوث الفطري للهواء

- 1-**Chabasse D.** Classification des champignons d'intérêt médical. *Encycl Méd Chir*, 2008; 8-088-B-10; 10 p.
- 2-**Chabasse D, Guiguen C, Contet-Audonneau N.** *Mycologie médicale*. Collection abrégé 1999.
- 3-**Chabasse D.** Les moisissures d'intérêt médical. *Cahier de formation Biologie médicale*. 2002 ; N°25: 159 p.
- 4-**Alexopoulos CJ, Mims CW, Blackwell M.** *Introductory mycology*. 4th ed, New York: John Wiley, 1996.
- 5-**Sutton DA, Fothergill AW, Rinaldi MG.** Guide to clinically significant Fungi. *Baltimore: Williams and Wilkins* 1998; 1-471.
- 6-**De Hoog GS.** Risk assessment of fungi reported from humans and animals mycoses 1996; 39: 407-417.
- 7-**Institute of Medicine (IOM).** Clearing the air: Asthma and indoor air exposure. Committee on the assessment of asthma and indoor air. Division of health and disease prevention. *National Academy Press*. 2000 : 456 p.
- 8-**Kirk PM, Cannon PF and David JC.** Ainsworth and Bisby's Dictionary of Fungi. *Centraalbureau voor Schimmelcultures*. 2001; 9th Edition: 624 p.
- 9-**Roquebert MF.** Les moisissures: nature, biologie et contamination, 1997.
- 10-**World Health Organization (WHO).** Human exposure assessment. *Environmental health criteria*. 2000; 214: 375 .
- 11-**Stetzenbach LD et Buttner MP.** Airborne Microorganisms and Indoor Air Quality, "In" *Encyclopedia of Microbiology. Second Edition, Academic Press. Rockefeller University*. 2000; Vol.1: 116-125.
- 12-**Chabasse D, Pihet M, Bouchara JP.** Emergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine. *Revue Francophone des laboratoires*. 2009 ; 416 : 1-16.

- 13-**Hocquette A, Grondin M, Bertout S, Malité M.** Les champignons des genres *Acremonium, Beauveria, Chrysosporium, Fusarium, Onychocola, Paecilomyces, Pénicillium, Scedosporium* et *Scopulariopsis* responsables de hyalohyphomycoses. *Journal de mycologie médicale.* 2005 ; 15: 136-149.
- 14-**Bastides F.** Zygomycoses, Fusarioses, Scédosporioses, Trichosporonoses : Les nouvelles mycoses émergentes, *Société de réanimation de langue française*, 2010,19 : 319-326.
- 15-**Honnart-Thomas M.** Apport de l'hygiène dans la qualité des soins en bloc opératoire d'ophtalmologie. *J. Fr.Ophtalmol.* 2004 ; 27 : 424-428.
- 16-**CCLIN Sud-Ouest.** Recommandations pour l'entretien des blocs opératoire, 2006.
- 17-**Al Akoum M, Duprat S, Lidove A, Rundstadler Y.** Modélisation aéraulique de salles d'opération. *ITBM-RBM* , 2004 ; 25 : 107-112.
- 18- **Chadli M, Rtabi N, Alkandry S, Koek J.L, Achour A, Buisson Y, Baaj A.** Incidence des infections du site opératoire : étude prospective à l'hôpital militaire d'instruction Mohamed-V de Rabat, *Médecine et maladies infectieuses* ,2005 ; 35 : 218–222.
- 19- **Lhotellier L.** Asepsie au bloc opératoire, 2010.
- 20-**Brucker G.** Infections nosocomiales et environnements hospitalier. *Ed Flammarion. Médecine-sciences. Paris*, 1998.
- 21-Environnement et circuits, *Surveiller et prévenir les infections associés aux soins.* 2010 ; 79-93.
- 22-Salles propres, *Le magazine de la maîtrise de la contamination*, Mai 2009, N°61.
- 23-**Sautour M, Sixt N, Dalle F, L'Ollivier C, Fourquenat V.** Profiles and seasonal distribution of airborne fungi in indoor and outdoor environments at a French hospital, *Science of the Total Environment*, 2009; 407: 3766–3771.
- 24-**Daniau C, Kauffmann-Lacroix C, Castel O.** L'aérocontamination fongique en milieu hospitalier, *J Mycol Méd*,1998 ;8 : 139-146.
- 25-**Squinazi F.** Risques infectieux liés à l'air. *Encycl Méd Chir* 2010; 60-595-B-10; 8p.

- 26-**Migaud H, Senneville E, Gougeon F, Marchetti E, Amzallag M, Laffargue P.** Risque infectieux en chirurgie orthopédique. *Encycl Méd Chir*, 2005; 44-005; 15p.
- 27-**Gwo-Hwa W, Feng-Fang Chung, Chin-Sheng T, Kwei-Shan S.** Long-term surveillance of air quality in medical center operating rooms. *Am J Infect Control* 2011; 39: 302-308.
- 28-**Thiele RH, Huffmyer JL, Nemerqut EC.** The "six sigma approach" to the operating room environment and infection, *Best pract Res Clin anaesthesiol.* 2008; 22: 537-552.
- 29-**Kelkar U, Bal A-M, Kulkarni S.** Fungal contamination of air conditioning units in operating theatres in india, *Journal of hospital infection*, 2005; 60, 81-84.
- 30-**Lamrani N.** Aérocontamination fongique à l'hôpital. Thèse de pharmacie, faculté de médecine et de pharmacie de rabat, N°1, 2005, 129p.
- 31-**Risque infectieux fongique et travaux en établissement de santé : Identification du risque et mise en place de mesures de gestion, Hygiène, 2011, Volume XIX, N°1.**
- 32-**Lidwell O M.** Airborne contamination of wounds in joint replacement operations: the relationship to sepsis rates, *J Hosp Infect.* 1983; 2: 111-131.
- 33- **Chow TT, Yang XY.** Ventilation performance in operating theatres against airborne infection: review of research activities and practical guidance, *J Hosp Infect.* 2004; 56: 85-92.
- 34-**Dascalaki E G, Lagoudi A, Balaras C A, Gaglia A G.** Air quality in hospital operating rooms, *Building and Environment.* 2008; 43: 1945–1952
- 35-**Bazin G, Montefiore A, Pigeon J M, Seraqui M.** Evolution de la configuration du bloc opératoire. *Technique hospitalière* 1999; 637 : 41-43.
- 36- **Fagot L, Guide pour la conception et la rénovation des blocs opératoires ; 2000.**
- 37- **Constans J, Nicolas O, Mathieu A, Hadou R.** Le bloc opératoire : Argument concernant la conception architecturale. *Technique hospitalière* 1990; 541 : P39.
- 38-**Buisson P, Gunepin F-X, Levadoux M.** Organisation du bloc opératoire, *Encycl Méd Chir* 2008 ; 44-002 ; 15 p.

- 39-**Ancellin J.** Contribution de l'ingénierie biomédicale à la conception d'un bloc opératoire. *Technique hospitalière*, 1999 ; 637 : 44-50.
- 40-**Pulito M.** Réflexion sur la prévention de l'infection hospitalière en chirurgie cardiaque. Thèse de médecine, faculté de médecine Alexis-Carrel, Université Claude-Bernard Lyon, N°1, 1985 : 96p.
- 41-**Mousny F.** Maintenance des installations de traitement d'air. *Technique hospitalière*, 2000 ; 652 : 33-43.
- 42-**Thierry P.** Installations de traitement d'air et gestion du risque environnemental, *Technique hospitalière*, 2009 ; 717 : 29-34.
- 43- Le pré-traitement de l'instrumentation en bloc opératoire. *Actualités pharmaceutiques hospitalières*, 2005; 2 : 55-58.
- 44-**Thiveaud D, Grimoud A M, Marty N, Roques C, Lodter J P, Chabanon G.** Hygiène : structures, matériels, méthodes. *Encycl Méd Chir*, 2005 ; 307–339.
- 45-**Robelus E, Platon F.** Décontamination et désinfection du matériel médico-chirurgical stérilisation, 2010.
- 46-**Chambrelan E, Rafin G.** Les spécificités du nettoyage en milieu hospitalier, *Technique hospitalière*, 1999 ; 642 : 44-45.
- 47-**Sinegre M.** le rapport sur la stérilisation et désinfection des dispositifs médicaux, *Technique hospitalière*, 2001; 652 : 34-44.
- 48- **Le Hir A.** *Abrégé de pharmacie galénique*, 8^{ème} édition Masson ; 204-136.
- 49-**Quenon J-L, Patris S.** La contamination microbiologique des surfaces, *Technique hospitalière*. 1999 ; 641 : 23-25.
- 50-**Vergely O, Déodati J.** Hygiène au cabinet médical, *Akos encyclopédie pratique de médecine* 7-1090; 6p.
- 51-**Kornfeld S, Lecanu JB, Smadja J.** Instrumentation en chirurgie dermatologique: Stérilisation. *Encycl Méd Chir*. 2000; 50-300-B-10; 3p.

- 52-**Rozenbaun L.** les bonnes pratiques de stérilisation, *Technique hospitalière*. 2003 ; 675: 51.
- 53-**Constans J, Nicolas O, Mathieu A, Hadou R.** Nettoyage et désinfection de la salle d'opération : Mythes et réalités, *Technique hospitalière*. 1990, 543 : 53-55.
- 54-**Labadie J-C.** Les revêtements destinés au milieu hospitalier : le point de vue de l'hygiéniste hospitalier, *Technique hospitalière*. 1999 ; 641 : 30-35.
- 55- **CCLIN Sud-Ouest.** *Recommandations pour l'entretien des blocs opératoire*, 1995.
- 56- **CCLIN Sud-Ouest.** *Recommandations pour l'entretien des blocs opératoire*, 2006.
- 57-**Makram S.** Niveau d'asepsie des blocs opératoires de l'hôpital d'enfants de Rabat. *Thèse de pharmacie, Faculté de médecine et de pharmacie de Rabat*, 2001, N°26.
- 58-**Squinazi F.** Désinfection par voie aérienne : une pratique déclinante à l'Hôpital, *Centre de documentation et d'information pharmaceutique de la pharmacie centrale des HCL*, 2003, N°200 : 39-40.
- 59-**Levetin E.** Effectiveness of germicidal UV radiation for reducing fungal contamination within air handling units, *Appl Environ Microbiol*. 2001; 67: 3712-3715.
- 60-**Brocard-Lemort C.** Normes et recommandations en hygiène environnementale hospitalière. *Ann Biol Clin*. 2000 ; 58 (4): 431-437.
- 61-**Ortu S.** Contrôles particuliers et biologique de l'air à l'hôpital. *Hygiène et infections nosocomiales* ; 2005, 7p.
- 62-**Gautier C, Rioul P, Ferlita M, Boulestreau H, Rogues A M.** Contrôles de la qualité de l'air dans les hôpitaux français, *Techniques Hospitalières*. 2001 ; 661 : 42-44.
- 63-**Gangneux J-P, Bousseau A, Cornillet A, Kauffmann-Lacroix C.** Maitrise du risque fongique environnemental dans les établissements de santé. *Journal de mycologie médicale*, 2006 : 204-211.
- 64-**Gangneux J-P.** Surveillance mycologique de l'environnement pour la prévention de l'aspergillose invasive. *La presse médicale*. 2002 ; 31: 841-848.

65-**Bourbon P.** Précaution d'emploi des échantillonneurs d'air, *centre de documentation et d'information pharmaceutique de la pharmacie centrale des HCl*, 2003, N°200,45-46.

66-**CCLIN OUEST**, Recommandations pour les contrôles d'environnement dans les établissements de santé, 1999.

67-**Sautour M, Dalle F, Olivieri C, Coralie L'ollivier, Enderlin E, Elsa Salome, Chovelon I, Odile Vagner, Sixt N, Fricker-Pap V, Fontaneau O, Cachia C.** A prospective survey of air and surface fungal contamination in a medical mycology laboratory at a tertiary care university hospital. *Am J Infect Control* 2009; 37:189-94.

68-**Barbut F, Neyme D.** Les difficultés d'interprétation des contrôles microbiologiques environnementaux, *Revue francophone des laboratoires*. 2006 ; 389 : 27-32.

69-**Neji S, Aloulou M, Makni F, Cheikhrouhou F, Sallemi H, Karoui A.** Etude de la flore fongique aérienne des blocs opératoires de l'hôpital de Sfax. *Journal de Mycologie Médicale*. 2010 ; 21 (1) : 74.

70-**Nesa D.** Comparative performance of impactor air samplers for quantification of fungal contamination. *Journal of hospital infection*. 2001; 47:149-155.

71-**Charles E. Edmiston Jr, Gary R. Seabrook, Robert A. Cambria, Kellie R. Brown, Brian D. Lewis, Jay R. Sommers, Candace J. Krepel, MS Patti J. Wilson, Sharon Sinski, Jonathan B. Towne.** Molecular epidemiology of microbial contamination in the operating room environment: Is there a risk for infection? *Surgery*, 2005; 138: 573-82.

جامعة محمد الخامس
كلية الطب والصيدلة
- الرباط -

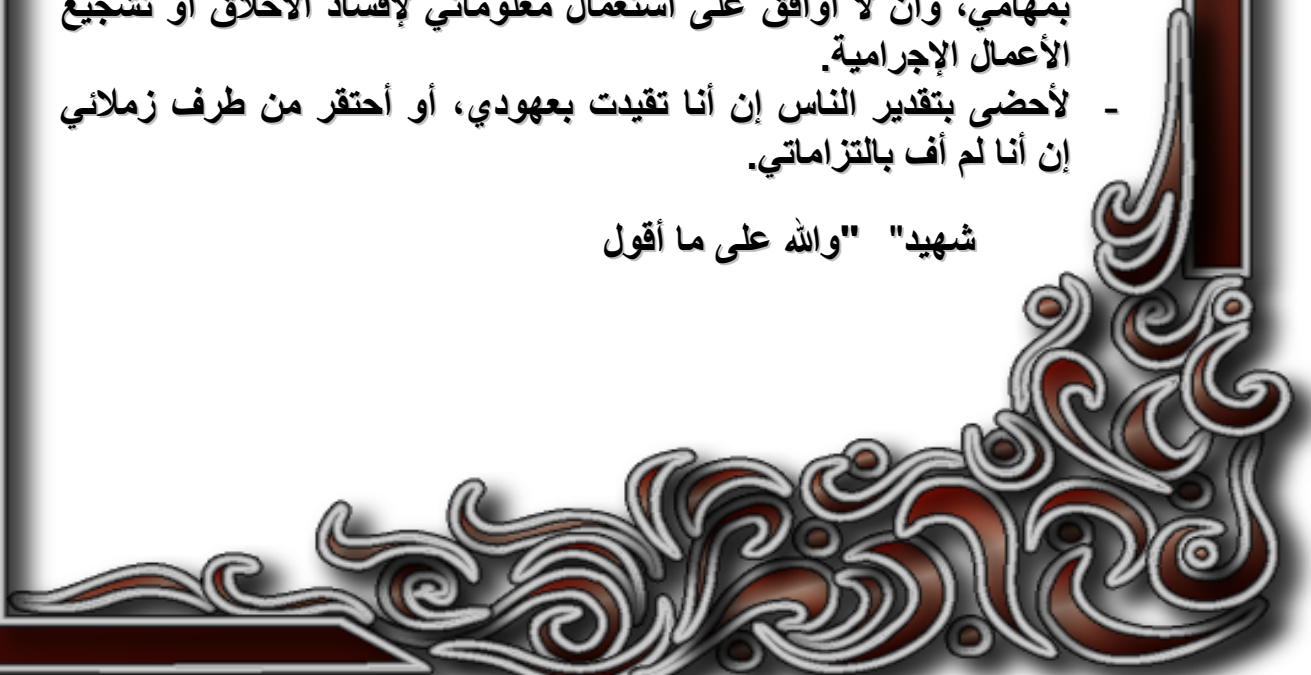
قسم الصيدلي

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

وَأَسْأَلُكَ الْعِظَمَ

- أن أراقب الله في مهنتي
- أن أبجل أساتذتي الذين تعلمت على أيديهم مبادئ مهنتي وأعترف لهم بالجميل وأبقى دوما وفيا لتعاليمهم.
- أن أزاول مهنتي بوازع من ضميري لما فيه صالح الصحة العمومية، وأن لا أقصر أبدا في مسؤوليتي وواجباتي تجاه المريض وكرامته الإنسانية.
- أن ألتزم أثناء ممارستي للصيدلة بالقوانين المعمول بها وبأدب السلوك والشرف، وكذا بالاستقامة والترفع.
- أن لا أفشي الأسرار التي قد تعهد إلى أو التي قد أطلع عليها أثناء القيام بمهامي، وأن لا أوافق على استعمال معلوماتي لإفساد الأخلاق أو تشجيع الأعمال الإجرامية.
- لأحضى بتقدير الناس إن أنا تقيدت بعهودي، أو أحتقر من طرف زملائي إن أنا لم أف بالتزاماتي.

شهادتي "والله على ما أقول"



جامعة محمد الخامس
كلية الطب والصيدلة بالرباط

أطروحة رقم : 83

سنة : 2011

التلوث الفطري للهواء في غرف العمليات بالمستشفى

العسكري محمد الخامس - الرباط -

أطروحة

قدمت ونوقشت علانية يوم :

من طرف

الآنسة : أسماء سيربو
المزداة في 19 غشت 1985 بالرباط

لنيل شهادة الدكتوراه في الصيدلة

الكلمات الأساسية: إزالة التلوث - الفطريات الهوائية - تلوث الهواء - غرف العمليات - التعفن الفطري في المستشفى

تحت إشراف اللجنة المكونة من الأساتذة

رئيس	السيدة: وفاء الملوكي
مشرف	السيد: بدر الدين الميموني
أعضاء	السيد: سمير سيح
	السيد: عبد القادر بلمكي
	السيد: هشام أزندور
	أستاذ مبرز في الإنعاش والتخدير

