

T 290
D542e.

Evaluación del crecimiento, desarrollo
y caracterización morfológica de
COMPSOMYIOPS VERENA,
Walker 1849 (Diptera: Calliphoridae)
como herramienta para establecer el tiempo
aproximado de muerte en Bogotá.

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO, DESARROLLO Y
CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE *Compsomyiops verena*,
WALKER 1849 (DIPTERA: CALLIPHORIDAE) COMO
HERRAMIENTA PARA ESTABLECER EL TIEMPO APROXIMADO
DE MUERTE EN BOGOTÁ.**

ANDREA DÍAZ ROA

Trabajo de grado para obtener el título de Bióloga

ANDREA DÍAZ ROA

Comité Asesor: Carolina Cortés, Directora de Posgrado INMIL y CIP

Alexander Segura Quiroz, Coordinador INMIL y CIP

Alexander Salazar, Director de Posgrado U. El Bosque

Juan Manuel Vargas, Asesor Externo CIP

BIOLOGÍA
UNIVERSIDAD EL BOSQUE
BOGOTÁ
2008

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO, DESARROLLO Y
CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE *Compsomyiops verena*,
WALKER 1849 (DIPTERA: CALLIPHORIDAE) COMO HERRAMIENTA
PARA ESTABLECER EL TIEMPO DE MUERTE EN BOGOTÁ.

ANDREA DÍAZ ROA

Trabajo de grado para obtener el título de Biólogo

Ginna Paola Camacho Cortés. Directora de Pasantía INML y CF

Alexandra Segura Guerrero. Codirectora INML y CF

Alexander Sabogal. Director de Pasantía U. El Bosque

Juan Manuel Vargas. Asesor Externo CIF

BIOLOGÍA
UNIVERSIDAD EL BOSQUE
BOGOTÁ
2008

ÍNDICE DE CONTENIDO

1. Resumen	11
2. Introducción	13
3. Objetivos	15
4. Aspectos Metodológicos	17
5. Materiales y Métodos	21
6. Resultados y Discusión	23
7. Conclusiones	25
8. Referencias	26
9. Anexos	27
10. Bibliografía	28
11. Glosario	29
12. Tablas	30
13. Figuras	31
14. Anexos	32
15. Bibliografía	33
16. Glosario	34
17. Tablas	35
18. Figuras	36
19. Anexos	37
20. Bibliografía	38
21. Glosario	39
22. Tablas	40
23. Figuras	41
24. Anexos	42
25. Bibliografía	43
26. Glosario	44
27. Tablas	45
28. Figuras	46
29. Anexos	47
30. Bibliografía	48
31. Glosario	49
32. Tablas	50
33. Figuras	51
34. Anexos	52
35. Bibliografía	53
36. Glosario	54
37. Tablas	55
38. Figuras	56
39. Anexos	57
40. Bibliografía	58
41. Glosario	59
42. Tablas	60
43. Figuras	61
44. Anexos	62
45. Bibliografía	63
46. Glosario	64
47. Tablas	65
48. Figuras	66
49. Anexos	67
50. Bibliografía	68
51. Glosario	69
52. Tablas	70
53. Figuras	71
54. Anexos	72
55. Bibliografía	73
56. Glosario	74
57. Tablas	75
58. Figuras	76
59. Anexos	77
60. Bibliografía	78
61. Glosario	79
62. Tablas	80
63. Figuras	81
64. Anexos	82
65. Bibliografía	83
66. Glosario	84
67. Tablas	85
68. Figuras	86
69. Anexos	87
70. Bibliografía	88
71. Glosario	89
72. Tablas	90
73. Figuras	91
74. Anexos	92
75. Bibliografía	93
76. Glosario	94
77. Tablas	95
78. Figuras	96
79. Anexos	97
80. Bibliografía	98
81. Glosario	99
82. Tablas	100
83. Figuras	101
84. Anexos	102
85. Bibliografía	103
86. Glosario	104
87. Tablas	105
88. Figuras	106
89. Anexos	107
90. Bibliografía	108
91. Glosario	109
92. Tablas	110
93. Figuras	111
94. Anexos	112
95. Bibliografía	113
96. Glosario	114
97. Tablas	115
98. Figuras	116
99. Anexos	117
100. Bibliografía	118
101. Glosario	119
102. Tablas	120
103. Figuras	121
104. Anexos	122
105. Bibliografía	123
106. Glosario	124
107. Tablas	125
108. Figuras	126
109. Anexos	127
110. Bibliografía	128
111. Glosario	129
112. Tablas	130
113. Figuras	131
114. Anexos	132
115. Bibliografía	133
116. Glosario	134
117. Tablas	135
118. Figuras	136
119. Anexos	137
120. Bibliografía	138
121. Glosario	139
122. Tablas	140
123. Figuras	141
124. Anexos	142
125. Bibliografía	143
126. Glosario	144
127. Tablas	145
128. Figuras	146
129. Anexos	147
130. Bibliografía	148
131. Glosario	149
132. Tablas	150
133. Figuras	151
134. Anexos	152
135. Bibliografía	153
136. Glosario	154
137. Tablas	155
138. Figuras	156
139. Anexos	157
140. Bibliografía	158
141. Glosario	159
142. Tablas	160
143. Figuras	161
144. Anexos	162
145. Bibliografía	163
146. Glosario	164
147. Tablas	165
148. Figuras	166
149. Anexos	167
150. Bibliografía	168
151. Glosario	169
152. Tablas	170
153. Figuras	171
154. Anexos	172
155. Bibliografía	173
156. Glosario	174
157. Tablas	175
158. Figuras	176
159. Anexos	177
160. Bibliografía	178
161. Glosario	179
162. Tablas	180
163. Figuras	181
164. Anexos	182
165. Bibliografía	183
166. Glosario	184
167. Tablas	185
168. Figuras	186
169. Anexos	187
170. Bibliografía	188
171. Glosario	189
172. Tablas	190
173. Figuras	191
174. Anexos	192
175. Bibliografía	193
176. Glosario	194
177. Tablas	195
178. Figuras	196
179. Anexos	197
180. Bibliografía	198
181. Glosario	199
182. Tablas	200
183. Figuras	201
184. Anexos	202
185. Bibliografía	203
186. Glosario	204
187. Tablas	205
188. Figuras	206
189. Anexos	207
190. Bibliografía	208
191. Glosario	209
192. Tablas	210
193. Figuras	211
194. Anexos	212
195. Bibliografía	213
196. Glosario	214
197. Tablas	215
198. Figuras	216
199. Anexos	217
200. Bibliografía	218
201. Glosario	219
202. Tablas	220
203. Figuras	221
204. Anexos	222
205. Bibliografía	223
206. Glosario	224
207. Tablas	225
208. Figuras	226
209. Anexos	227
210. Bibliografía	228
211. Glosario	229
212. Tablas	230
213. Figuras	231
214. Anexos	232
215. Bibliografía	233
216. Glosario	234
217. Tablas	235
218. Figuras	236
219. Anexos	237
220. Bibliografía	238
221. Glosario	239
222. Tablas	240
223. Figuras	241
224. Anexos	242
225. Bibliografía	243
226. Glosario	244
227. Tablas	245
228. Figuras	246
229. Anexos	247
230. Bibliografía	248
231. Glosario	249
232. Tablas	250
233. Figuras	251
234. Anexos	252
235. Bibliografía	253
236. Glosario	254
237. Tablas	255
238. Figuras	256
239. Anexos	257
240. Bibliografía	258
241. Glosario	259
242. Tablas	260
243. Figuras	261
244. Anexos	262
245. Bibliografía	263
246. Glosario	264
247. Tablas	265
248. Figuras	266
249. Anexos	267
250. Bibliografía	268
251. Glosario	269
252. Tablas	270
253. Figuras	271
254. Anexos	272
255. Bibliografía	273
256. Glosario	274
257. Tablas	275
258. Figuras	276
259. Anexos	277
260. Bibliografía	278
261. Glosario	279
262. Tablas	280
263. Figuras	281
264. Anexos	282
265. Bibliografía	283
266. Glosario	284
267. Tablas	285
268. Figuras	286
269. Anexos	287
270. Bibliografía	288
271. Glosario	289
272. Tablas	290
273. Figuras	291
274. Anexos	292
275. Bibliografía	293
276. Glosario	294
277. Tablas	295
278. Figuras	296
279. Anexos	297
280. Bibliografía	298
281. Glosario	299
282. Tablas	300
283. Figuras	301
284. Anexos	302
285. Bibliografía	303
286. Glosario	304
287. Tablas	305
288. Figuras	306
289. Anexos	307
290. Bibliografía	308
291. Glosario	309
292. Tablas	310
293. Figuras	311
294. Anexos	312
295. Bibliografía	313
296. Glosario	314
297. Tablas	315
298. Figuras	316
299. Anexos	317
300. Bibliografía	318
301. Glosario	319
302. Tablas	320
303. Figuras	321
304. Anexos	322
305. Bibliografía	323
306. Glosario	324
307. Tablas	325
308. Figuras	326
309. Anexos	327
310. Bibliografía	328
311. Glosario	329
312. Tablas	330
313. Figuras	331
314. Anexos	332
315. Bibliografía	333
316. Glosario	334
317. Tablas	335
318. Figuras	336
319. Anexos	337
320. Bibliografía	338
321. Glosario	339
322. Tablas	340
323. Figuras	341
324. Anexos	342
325. Bibliografía	343
326. Glosario	344
327. Tablas	345
328. Figuras	346
329. Anexos	347
330. Bibliografía	348
331. Glosario	349
332. Tablas	350
333. Figuras	351
334. Anexos	352
335. Bibliografía	353
336. Glosario	354
337. Tablas	355
338. Figuras	356
339. Anexos	357
340. Bibliografía	358
341. Glosario	359
342. Tablas	360
343. Figuras	361
344. Anexos	362
345. Bibliografía	363
346. Glosario	364
347. Tablas	365
348. Figuras	366
349. Anexos	367
350. Bibliografía	368
351. Glosario	369
352. Tablas	370
353. Figuras	371
354. Anexos	372
355. Bibliografía	373
356. Glosario	374
357. Tablas	375
358. Figuras	376
359. Anexos	377
360. Bibliografía	378
361. Glosario	379
362. Tablas	380
363. Figuras	381
364. Anexos	382
365. Bibliografía	383
366. Glosario	384
367. Tablas	385
368. Figuras	386
369. Anexos	387
370. Bibliografía	388
371. Glosario	389
372. Tablas	390
373. Figuras	391
374. Anexos	392
375. Bibliografía	393
376. Glosario	394
377. Tablas	395
378. Figuras	396
379. Anexos	397
380. Bibliografía	398
381. Glosario	399
382. Tablas	400
383. Figuras	401
384. Anexos	402
385. Bibliografía	403
386. Glosario	404
387. Tablas	405
388. Figuras	406
389. Anexos	407
390. Bibliografía	408
391. Glosario	409
392. Tablas	410
393. Figuras	411
394. Anexos	412
395. Bibliografía	413
396. Glosario	414
397. Tablas	415
398. Figuras	416
399. Anexos	417
400. Bibliografía	418
401. Glosario	419
402. Tablas	420
403. Figuras	421
404. Anexos	422
405. Bibliografía	423
406. Glosario	424
407. Tablas	425
408. Figuras	426
409. Anexos	427
410. Bibliografía	428
411. Glosario	429
412. Tablas	430
413. Figuras	431
414. Anexos	432
415. Bibliografía	433
416. Glosario	434
417. Tablas	435
418. Figuras	436
419. Anexos	437
420. Bibliografía	438
421. Glosario	439
422. Tablas	440
423. Figuras	441
424. Anexos	442
425. Bibliografía	443
426. Glosario	444
427. Tablas	445
428. Figuras	446
429. Anexos	447
430. Bibliografía	448
431. Glosario	449
432. Tablas	450
433. Figuras	451
434. Anexos	452
435. Bibliografía	453
436. Glosario	454
437. Tablas	455
438. Figuras	456
439. Anexos	457
440. Bibliografía	458
441. Glosario	459
442. Tablas	460
443. Figuras	461
444. Anexos	462
445. Bibliografía	463
446. Glosario	464
447. Tablas	465
448. Figuras	466
449. Anexos	467
450. Bibliografía	468
451. Glosario	469
452. Tablas	470
453. Figuras	471
454. Anexos	472
455. Bibliografía	473
456. Glosario	474
457. Tablas	475
458. Figuras	476
459. Anexos	477
460. Bibliografía	478
461. Glosario	479
462. Tablas	480
463. Figuras	481
464. Anexos	482
465. Bibliografía	483
466. Glosario	484
467. Tablas	485
468. Figuras	486
469. Anexos	487
470. Bibliografía	488
471. Glosario	489
472. Tablas	490
473. Figuras	491
474. Anexos	492
475. Bibliografía	493
476. Glosario	494
477. Tablas	495
478. Figuras	496
479. Anexos	497
480. Bibliografía	498
481. Glosario	499
482. Tablas	500
483. Figuras	501
484. Anexos	502
485. Bibliografía	503
486. Glosario	504
487. Tablas	505
488. Figuras	506
489. Anexos	507
490. Bibliografía	508
491. Glosario	509
492. Tablas	510
493. Figuras	511
494. Anexos	512
495. Bibliografía	513
496. Glosario	514
497. Tablas	515
498. Figuras	516
499. Anexos	517
500. Bibliografía	518
501. Glosario	519
502. Tablas	520
503. Figuras	521
504. Anexos	522
505. Bibliografía	523
506. Glosario	524
507. Tablas	525
508. Figuras	526
509. Anexos	527
510. Bibliografía	528
511. Glosario	529
512. Tablas	530
513. Figuras	531
514. Anexos	532
515. Bibliografía	533
516. Glosario	534
517. Tablas	535
518. Figuras	536
519. Anexos	537
520. Bibliografía	538
521. Glosario	539
522. Tablas	540
523. Figuras	541
524. Anexos	542
525. Bibliografía	543
526. Glosario	544
527. Tablas	545
528. Figuras	546
529. Anexos	547
530. Bibliografía	548
531. Glosario	549
532. Tablas	550
533. Figuras	551
534. Anexos	552
535. Bibliografía	553
536. Glosario	554
537. Tablas	555
538. Figuras	556
539. Anexos	

GUÍA DE CONTENIDO

1. Resumen	9
2. Introducción	11
3. Marco teórico.....	13
3.1 Importancia medico- legal de la entomología forense	13
3.2 Fenómenos cadavéricos.....	13
3.3 Categorías de insectos asociadas a cuerpos en descomposición.....	15
3.4 Métodos para establecer el tiempo aproximado de muerte	15
3.4.1 Sucesión.....	16
3.4.2 Curvas de crecimiento	17
3.5 Efectos de la temperatura y la humedad relativa	20
3.6 Aspectos biológicos de la familia Calliphoridae	21
3.7 Aspectos taxonómicos de <i>C. verena</i> , Walker 1849.....	22
4. Problema.....	25
5. Justificación	26
6. Objetivos	27
6.1 Objetivo general	27
6.2. Objetivos específicos.....	27
7. Aspectos Metodológicos	28
7.1 Tipo o diseño de estudio.....	28
7.2 Universo.....	28
7.3 Muestra.....	28
7.4 Unidad de observación.....	28
7.5 Criterios de inclusión y exclusión.....	28
7.6 Definición y medición de variables independientes.....	28
7.7 Definición y medición de variables dependientes.....	29
8. Materiales y Métodos.....	30
8.1 Recolección y cultivo	30
8.2 Trabajo en laboratorio	31
9. Plan de Tabulación y Análisis	32

10. Consideraciones éticas	33
11.1. Descripción de las formas inmaduras de <i>C. verena</i> , Walker 1849	35
11.1.1. Huevos	35
11.1.2 Larva de primer estadio de desarrollo (LI) de <i>C. verena</i>	37
11.1.3 Larva de segundo estadio de desarrollo (LII) de <i>C. verena</i>	39
11.1.4 Larva de tercer estadio de desarrollo (LIII) de <i>C. verena</i>	43
11.1.5 Pupa de <i>C. verena</i>	54
11.2 Curvas de crecimiento y desarrollo de <i>C. verena</i>	55
11.2.1 Curvas de crecimiento y desarrollo en condiciones controladas 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR.....	57
11.2.2 Curvas de crecimiento en condiciones ambientales 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (\pm 6.58) % HR.....	66
12. Conclusiones.....	79
13. Recomendaciones	81
14. Referencias	82

Figura 13. Espináculos posteriores de Larva II de <i>C. verena</i>	37
Figura 14. Larva II vista lateral de <i>C. verena</i> (17.5X).....	38
Figura 15. Montaje en placa larva de tercer estadio (LIII) (7X).....	40
Figura 16. Vista ventrodorsal caudal de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i> (10X).....	43
Figura 17. Espináculo ventrodorsal.....	43
Figura 18. Detalle espináculo ventrodorsal.....	43
Figura 19. Espináculos anteriores de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i> B. Franquini.....	44
Figura 20. Espináculos posteriores de <i>C. verena</i>	48
Figura 21. Detalle espináculo posterior de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i>	50
Figura 22. Vista posterior larva de tercer estadio (10X).....	51
Figura 23. Distribución de espináculos Segmento Abdominal VIII (40X).....	51
Figura 24. Detalle de la tuberculación de la línea de espinas del segmento abdominal V de <i>C. verena</i> en tercer estadio larval.....	52
Figura 25. Segmento abdominal IV. Espinas de I, II, III, y IV puntos.....	52
Figura 26. Detalle espinas de cuatro puntos de <i>C. verena</i> (10X).....	53
Figura 27. Pupa de <i>C. verena</i> (20X). Segmento de la cabeza y 1.ª tor.....	54

GUÍA DE FIGURAS

Figura 1. Curva de crecimiento de la longitud larval de una especie de la familia Calliphoridae	19
Figura 2. Adulto de <i>C. verena</i>	23
Figura 3. Masa de huevos de <i>C. verena</i> (6.7X). Escala = 1 mm	36
Figura 4. Larva I vista lateral. de <i>C. verena</i>	37
Figura 5. Larva de primer estadio de desarrollo (LI) vista lateral de <i>C. verena</i>	38
Figura 6. Vista lateral del esqueleto cefalofaríngeo de LI de <i>C. verena</i>	38
Figura 7. Espiráculos posteriores (EP) de primer estadio de <i>C. verena</i>	39
Figura 8. Larva II de <i>C. verena</i> (15X) vista lateral. Escala = 1mm	40
Figura 9. Larva II vista lateral de <i>C. verena</i>	40
Figura 10. Esqueleto cefalofaríngeo de segundo estadio de <i>C. verena</i> , vista lateral.....	41
Figura 11. Espiráculos anteriores de larva de <i>C. verena</i> de segundo estadio. B: branquias	41
Figura 12. Segmento cefálico y torácico I (40X). EA: espiráculo anterior	42
Figura 13. Espiráculos posteriores de Larva II de <i>C. verena</i>	43
Figura 14. Larva III vista lateral de <i>C. verena</i> (17.5X).	44
Figura 15. Montaje en placa larva de tercer estadio (LIII) (2X).	44
Figura 16. Vista ventral región cefálica de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i> (40X).....	45
Figura 17. Esqueleto cefalofaríngeo.	46
Figura 18. Detalle esqueleto cefalofaríngeo.....	47
Figura 19. Espiráculos anteriores de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i> . B: branquias	48
Figura 20. Espiráculos posteriores de <i>C. verena</i>	49
Figura 21. Detalles espiráculo posterior de larva de tercer estadio de <i>C. verena</i>	50
Figura 22. Vista posterior larva de tercer estadio (40X).....	51
Figura 23. Distribución de espinas Segmento Abdominal VIII (40X).....	51
Figura 24. Detalle de la bifurcación de la línea de espinas del segmento abdominal V de <i>C. verena</i> en tercer estadio larval	52
Figura 25. Segmento abdominal IV. Espinas de I, II, III, y IV puntas.....	53
Figura 26. Detalle espinas de cuatro puntas de <i>C. verena</i> (LIII).....	53
Figura 27. Pupa de <i>C. verena</i> (20X). Segmento de Escala = 1 mm	54

Figura 28. Vista posterior (40X).....	55
Figura 29. Promedio de longitud por estado y estadio larval	58
Figura 30. Promedio de ancho por estado y estadio larval	59
Figura 31. Curva de crecimiento para la longitud en condiciones controladas a 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR.....	62
Figura 32. Curva de crecimiento para el ancho larval, en condiciones controladas a 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR	63
Figura 33. Temperatura ambiental vs Temperatura larval 22.7°C y 37.5%	65
Figura 34. Promedio de longitud por estado y estadio larval de <i>C. verena</i>	68
Figura 35. Promedio de ancho por estado y estadio larval de <i>C. verena</i>	69
Figura 36. Curva de crecimiento para la longitud en condiciones ambientales a 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR.....	70
Figura 37. Curva de crecimiento para el ancho larval de <i>C. verena</i> , en condiciones ambientales a 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR.....	72
Figura 38. Temperatura ambiental vs Temperatura larval 17.8(± 1.61)°C y 52.8(± 6.58)%HR	73
Figura 39. Tiempo de desarrollo, a condiciones ambientales (17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR) y controladas (22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR).....	76
Figura 40. Uso de la curva para la variable longitud a condiciones controladas 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR)	77

GUÍA DE TABLAS

L. Rosales

Tabla 1. Cambio de estado en el tiempo, para cultivos control y ambiente de <i>C. verena</i> ...	56
Tabla 2. Promedio de longitud y ancho de <i>C. verena</i> , por estadio larval	56
Tabla 3. Duración de cada estado y estadio (LI, LII, LIII) de desarrollo de <i>C. verena</i> en condiciones controladas a 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR	57
Tabla 4. Intervalo de confianza para la longitud y ancho promedio de <i>C. verena</i> , en condiciones en condiciones controladas de 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR.	60
Tabla 5. Duración de cada estado y estadio de <i>C. verena</i> en condiciones ambientales 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR.....	66
Tabla 6. Intervalo de confianza para la longitud y ancho promedio de <i>C. verena</i> , en condiciones ambientales de 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR	67

El presente trabajo muestra el desarrollo dependiente de la temperatura de la mosca de California *Cyrtomyza Comptosiata* (Waller 1849) (Diptera: Calliphoridae), en el Laboratorio de Entomología Forestal del INMIF y CF, en condiciones ambientales de 17.8 (± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR y controladas en una cámara de ambiente de 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR. La duración del ciclo de desarrollo de la especie *C. verena* en condiciones ambientales de Laboratorio fue de 18 días, mientras que en condiciones controladas de Laboratorio fue de 27 días.

Se cultivó *C. verena* desde el estado de larva hasta obtener las formas adultas, se realizó la medición diaria de la longitud y ancho corporal de las larvas y se evaluó el estado de desarrollo de los insectos en cultivo, a partir de lo cual se elaboraron curvas de crecimiento y desarrollo. Finalmente, se seleccionó larvas en todos los estadios, las cuales fueron fotografiadas y descritas para facilitar la correcta identificación de la especie.

1. Resumen

El objetivo del presente estudio fue elaborar una curva de crecimiento y desarrollo de una especie colonizadora de la familia Calliphoridae, en condiciones controladas y ambientales, caracterizando morfológicamente sus estadios larvales, para tal fin, los insectos inmaduros se colectaron a partir de cadáveres –en estado fresco de la descomposición-, que se encontraban en sala de necropsias de la Dirección Regional Bogotá del Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses (INML-CF).

Teniendo en cuenta que la velocidad de desarrollo de los dípteros colonizadores, puede ser utilizada en investigaciones medicolegales para la estimación del tiempo transcurrido desde la muerte, se estudio el desarrollo dependiente de la temperatura de la mosca de importancia forense *Compsomyiops verena* Walter 1849 (Diptera: Calliphoridae), en el Laboratorio de Entomología Forense del INML y CF, en condiciones ambientales de 17.8 (± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR y controladas en una cámara de ambiente de 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) %. La duración del ciclo de desarrollo de la especie *C. verena* en condiciones ambientales de Laboratorio fue de 18 días, mientras que en condiciones controladas de Laboratorio fue de 31 días.

Se cultivó *C. verena* desde el estado de huevo hasta obtener las formas adultas, se realizó la medición diaria de la longitud y ancho corporal de las larvas y se evaluó el estado de desarrollo de los insectos en cultivo, a partir de lo cual se elaboraron curvas de crecimiento y desarrollo. Finalmente, se aclararon larvas en todos los estadios, las cuales fueron fotografiadas y descritas para facilitar la correcta identificación de la especie.

Las curvas de crecimiento permiten la obtención del tiempo aproximado de muerte al comparar las medidas corporales de larvas provenientes de cadáveres, con aquellas cultivadas en laboratorio.

Palabras clave: Entomología forense. Calliphoridae. *Comptosomyiops verena*. Curvas de crecimiento.

2. Introducción

La entomología forense es el uso de los insectos y otros artrópodos (Dípteros en investigaciones legales (Byrd & Castner, 2001), esta es útil no solo en la determinación del tiempo de muerte de un individuo, sino también en casos de abandono y traslado de cuerpos entre otros (Magaña, 2001; Benecke, 1998).

Para la determinación del intervalo de muerte se emplean generalmente dos métodos, el primero se basa en la edad de las larvas y en la tasa de desarrollo de los primeros dípteros colonizadores de los cadáveres, generalmente, moscas de la familia Calliphoridae, este método se emplea en las primeras fases de la descomposición. El segundo método usa la sucesión de insectos sobre el cadáver, ya que cada estado de la descomposición atrae selectivamente un grupo particular de insectos, este método se emplea en las etapas más avanzadas de la descomposición cadavérica (Magaña, 2001; Anderson, & VanLaerhoven, 1996).

Para emplear adecuadamente las curvas de crecimiento de los primeros insectos colonizadores, es necesario conocer la fauna propia de la región en la cual fue hallado el cadáver; así como las características físicas de la zona (humedad y temperatura), datos básicos para una correcta extrapolación. Se deben emplear curvas de crecimiento y desarrollo específicas para la especie, lo mas similar posible a las condiciones ambientales de la escena (Magaña, 2001; Goff, M.L.,1993; Early & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993).

Las condiciones ambientales influyen la tasa metabólica de los insectos, que siendo poiquiloterms, reflejan los efectos de la temperatura en su ciclo de vida, pues el desarrollo de los insectos está estrechamente relacionado con la temperatura, de manera general, a mayor temperatura el desarrollo se acelerará y a bajas temperaturas, el desarrollo se hará mas lento (Anderson, 2000). Sin embargo, los estudios que reflejan las respuestas a diversas condiciones ambientales, son reducidos, por lo cual se requieren investigaciones de entomología básica que amplíen el conocimiento y permitan apoyar con mejores herramientas el trabajo forense (Gullan & Cranston, 2005).

3. Marco teórico

3.1 Importancia medico- legal de la entomología forense

La entomología forense emplea los insectos en las investigaciones legales estudiando las especies que se encuentran asociadas a cadáveres (Byrd & Castner, 2001). Los insectos son empleados para la datación de la muerte, así como para establecer la época del año en la cual ocurrió el deceso; por otro lado, mediante la entomofauna asociada a los cadáveres se puede establecer el traslado de cuerpos de un lugar a otro (Magaña, 2001), y valorar lesiones en situaciones de abandono y maltrato (Goff, García, Arnaldos, Lozano & Luna, 1991).

Para establecer de forma correcta el intervalo *postmortem*, es necesario conocer la fauna propia del lugar en el que es encontrado el cadáver, lo que se dificulta debido a la carencia de datos específicos para las distintas regiones biogeográficas y las especies de insectos asociadas a cadáveres, ya que las especies asociadas a los cuerpos en descomposición varían de acuerdo con la región geográfica (Segura, Usaquén, Sánchez, Chuaire, *et al.*, 2005). Por otro lado, las condiciones medioambientales influyen la duración del desarrollo de los insectos; por este motivo, es necesario realizar estudios del desarrollo de los mismos a diferentes temperaturas y humedades (Gullan & Cranston, 2005).

3.2 Fenómenos cadavéricos

Se entiende como fenómenos cadavéricos, a todos los cambios que se dan en el cuerpo, desde el momento en el que se extinguen los procesos vitales (Calabuig, 1991). Los fenómenos cadavéricos se dividen en tempranos y tardíos. Los tempranos incluyen cambios en el tono muscular, disminución de la temperatura corporal, aparición de livideces por

acción de la gravedad, y deshidratación cadavérica. Entre los fenómenos cadavéricos tardíos, se encuentran los fenómenos destructores como la autólisis (acción enzimática endógena), la putrefacción, y la necrofagia; y fenómenos conservadores como la momificación, corificación, adipocira y congelación (Calabuig, 1991).

La división de los fenómenos de la putrefacción puede variar en número dependiendo del investigador y del campo de estudio. Para la entomología forense se han descrito cinco fases de la descomposición empleando como biomodelo *Sus scrofa* (cerdo domestico), los estados descritos corresponden a los periodos fresco, hinchado, descomposición activa, descomposición avanzada y restos secos (Camacho, 2005c; Magaña, 2001; Wolff *et al.*, 2001; Anderson & Vanlaerhoven 1996; Early & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993). Sin embargo, en el campo forense o medico legal, se destacan cuatro fenómenos cadavéricos tardíos destructores:

El primero de estos se conoce como periodo cromático, en el cual aparece una mancha verde en la fosa iliaca derecha, producida por la acción del ácido sulfhídrico en el ciego, donde la flora intestinal es mayor (Calabuig, 1991).

El periodo enfisematoso, se caracteriza por la aparición de los gases de la putrefacción producidos por la actividad metabólica de las bacterias anaerobias, causando el hinchamiento del cadáver (Magaña, 2001); esta segunda fase está acompañada por la aparición de la red venosa, que surge debido a que la sangre es empujada hacia la superficie del cuerpo, por los gases putrefactivos (Calabuig, 1991).

El tercer periodo o estado corresponde a la licuefacción o fase colicuativa, donde la epidermis se desprende de la dermis por reblandecimiento (Calabuig, 1991), y se da una transformación de los tejidos, en la que los órganos cambian su forma habitual. Finalmente

se encuentra la fase de reducción esquelética en donde desaparecen las partes blandas del individuo (Magaña, 2001).

3.3 Categorías de insectos asociadas a cuerpos en descomposición

Se conocen 4 categorías de artrópodos, entre las que se hallan especies que no solo se alimentan del cadáver sino también de otros insectos, encontrando: especies necrófagas, depredadoras y parásitas, omnívoras y accidentales o adventicias (Magaña, 2001; Smith, 1986).

Las especies necrófagas, colonizan el cuerpo y se alimentan directamente de él, esta categoría incluye especies de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae e individuos del orden Coleóptera, pertenecientes a las familias de Silphidae y Dermestidae (Smith, 1986). Las especies depredadoras y parásitas, se alimentan de las especies necrófagas o las parasitan; dentro de este grupo se encuentran coleópteros de las familias Silphidae y Staphylinidae, y dípteros de la familia Stratiomyidae, así como algunas especies de Calliphoridae. Las especies omnívoras, se alimentan tanto del cuerpo como de los necrófagos, entre las que se encuentran individuos del orden Hymenóptera (Smith, 1986); y finalmente, en el grupo correspondiente a las especies accidentales o adventicias están los insectos y otros artrópodos que utilizan el cuerpo como hábitat (Magaña, 2001; Goff, 1993) entre las que figuran ácaros o arañas (Campobasso, Di Vella & Introna, 2001; Smith, 1986).

3.4 Métodos para establecer el tiempo aproximado de muerte

Existen dos métodos principales para determinar el intervalo *postmortem*: el primero incluye el ciclo de desarrollo de los primeros insectos colonizadores, principalmente dípteros (Calliphoridae y Sarcophagidae). Los periodos de interés para estos dípteros

colonizadores, comprenden las fases iniciales de la descomposición cadavérica, desde el estado fresco (fenómenos tempranos) y los periodos cromático y enfisematoso, siendo de mayor importancia las estimaciones del crecimiento de los insectos colonizadores durante estas fases de la descomposición, (Magaña, 2001; Goff, 1993).

El segundo método se utiliza en cadáveres en avanzado estado de descomposición, empleando una sucesión predecible de artrópodos que facilitan la descomposición de la materia orgánica, en este caso, el conocimiento del patrón de colonización de la fauna cadavérica se torna aplicable a la estimación del intervalo postmortem (Byrd & Castner, 2001; Magaña, 2001).

3.4.1 Sucesión

El proceso de sucesión se define como el esquema continuo, aparentemente direccional en la estructura de una comunidad a través del tiempo. Esta definición comprende una gama de secuencias de sucesión que se producen en escalas de tiempo muy distintas y frecuentemente, como resultado de mecanismos diferentes. Los procesos sucesionales parecen ser únicos, y dependen del tiempo, de las condiciones iniciales y de otros factores (Smith & Smith, 2000).

La llegada de los insectos al cadáver, se da en un orden secuencial, pocas horas después de la muerte (Magaña, 2001). De manera general, la primera oleada de insectos esta determinada por individuos de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae, (Orden: Díptera), los cuales arriban al cadáver cuando este se encuentra en estado fresco o cromático (Camacho, 2005c; Magaña, 2001; Wolff, Uribe, Ortiz & Duque, 2001; Anderson *et al.*, 1996; Early & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993). En este estado ocurren las primeras colonizaciones, y es cuando las hembras ovipositan (Calliphoridae) o larvipositan

(Sarcophagidae), en las aberturas naturales de la cabeza, región anogenital y/o en las heridas de los cadáveres (Goff *et al.*, 1991).

En el estado hinchado o enfisematoso, permanecen las larvas de Calliphoridae y Sarcophagidae y se da la llegada de dípteros adultos de la familia Muscidae (Camacho, 2005c; Wolff *et al.*, 2001; Anderson *et al.*, 1996), y de coleópteros de la familia Silphidae (Camacho, 2005c; Anderson *et al.*, 1996), y Staphylinidae (Camacho, 2005c; Anderson *et al.*, 1996; Early & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993).

En el estado de licuefacción o colicuativo, en donde se presenta descomposición activa y avanzada, se puede observar la emergencia de adultos de diferentes familias del orden Diptera (Camacho, 2005c; Wolff *et al.*, 2001; Anderson *et al.*, 1996; Earl & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993), así como la aparición de individuos de la familia Cleridae (Orden: Coleóptera) (Camacho, 2005c; Wolff *et al.*, 2001, Anderson *et al.*, 1996).

La finalización de la putrefacción se da cuando el cuerpo se reduce a los restos esqueléticos, durante este periodo se pueden encontrar coleópteros de la familia Dermestidae, y con frecuencia ácaros (Camacho, 2005c; Magaña, 2001; Wolff *et al.*, 2001; Anderson *et al.*, 1996; Early & Goff, 1986 como se cita en Goff, 1993).

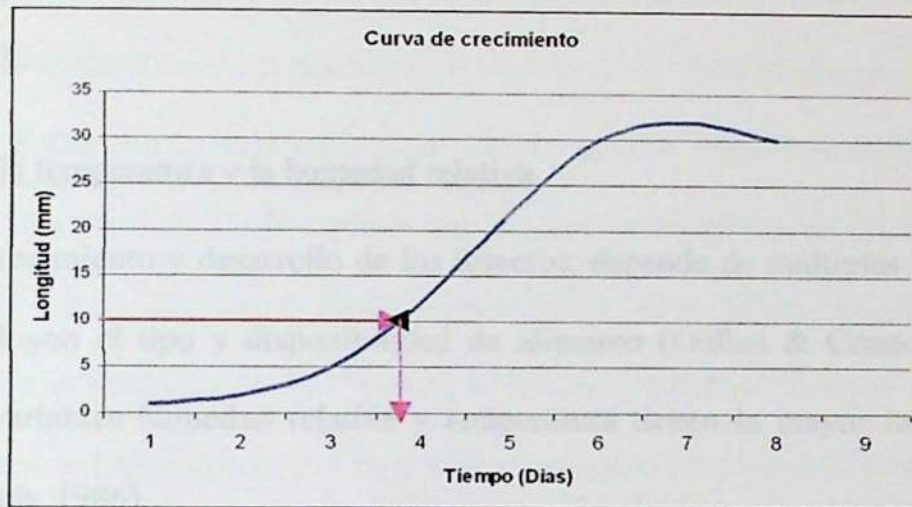
3.4.2 Curvas de crecimiento

Las curvas de crecimiento se basan en la estimación de la edad de las larvas (Magaña, 2001), mostrando gráficamente el tamaño y desarrollo de los insectos a través del tiempo. Su aplicación permite conocer la edad de un insecto encontrado en la escena, al tomar sus medidas corporales y verificar el estado en el que se encuentra, extrapolando estos datos a las curvas ya establecidas, las cuales permitirán la aproximación a la edad larval, y en consecuencia, se obtendrá el intervalo postmortem aproximado (Byrd & Castner, 2001).

Las curvas de crecimiento de los estados larvales se caracterizan por presentar una gráfica curvilínea (Byrd & Castner, 2001), en donde el mínimo desarrollo que el individuo puede alcanzar, será el desarrollo mínimo o límite inferior, y el desarrollo mayor, será el límite superior o desarrollo máximo, mostrando una grafica final con un rango de datos superior e inferior.

Suponiendo que llegase un cadáver con larvas de 10 mm de longitud, se debe emplear una curva de crecimiento acorde para la especie y para las condiciones de temperatura y humedad mas similares a las cuales se encontraba el cadáver, así al extrapolar los datos en ésta, se encontraría que para que las larvas alcancen una longitud de 10 mm, es necesario que transcurran alrededor de cuatro días, a los cuales se les agregaría el tiempo que tarda la incubación del huevo, que para la especie *Comptosyiops verena* puede estar entre de 16 horas y dos días según las condiciones ambientales (Segura, Usaquén, Sánchez, Chuaire, 2005; Greenberg & Kunich, 2002; Hall, 1948), por lo que el intervalo de tiempo mínimo de desarrollo para la larva sería de aproximadamente cinco a seis días. La Figura 1 muestra un modelo teórico, para una curva de crecimiento de una especie de la familia Calliphoridae, donde se aprecia el aumento en longitud larval hasta el día seis, a partir del cual la curva tiende a estabilizarse.

Figura 1. Curva de crecimiento de la longitud larval de una especie de la familia *Calliphoridae*



Para realizar las curvas de crecimiento se emplea la medición diaria de las variables longitud y ancho larval, hasta alcanzar el estado de pupa, registrando diariamente el estadio de desarrollo en el cual se encuentra la larva. El desarrollo de los insectos está estrechamente relacionado con la temperatura, de manera general, a mayor temperatura el desarrollo se acelerará y a bajas temperaturas, el desarrollo se hará mas lento (Anderson, 2000). Para que la determinación del Intervalo *Postmortem* (PMI, por su sigla en ingles) en investigaciones medico-legales tenga validez, es necesario usar curvas de crecimiento y desarrollo específicas para cada especie y bajo condiciones ambientales lo mas parecidas posible a las cuales se hizo el hallazgo del cadáver (Segura, 2007).

Diversos trabajos usan y establecen curvas de crecimiento y desarrollo para las primeras especies de dípteros, colonizadoras de cadáveres en locaciones geográficas distintas. En Colombia en la ciudad de Bogotá se estudió el ciclo de vida de *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoidy, 1851), *Sarconesia magellanica* (Le Guillou, 1842) y *Compsomyiops verena* (Walter, 1849) (Camacho, 2005c; Segura *et al.*, 2005; Cañón & Segura, 2003). En la

Florida se trabajaron curvas de crecimiento para la especie *Cochliomyia macellaria* (F) (Byrd & Butler, 1996), en Austria en la especie *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) y *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy) (Grassberger & Reiter, 2001; Grassberger & Reiter, 2002).

3.5 Efectos de la temperatura y la humedad relativa

La tasa de crecimiento y desarrollo de los insectos, depende de múltiples factores, entre los que se incluyen el tipo y disponibilidad de alimento (Gullan & Craston, 2005). Sin embargo, las variables humedad relativa y temperatura tienen la mayor influencia en el desarrollo (Smith, 1986).

A temperaturas elevadas, los efectos se verán reflejados en una aceleración de la tasa metabólica, cuya consecuencia será un crecimiento mas rápido (Gullan & Craston, 2005; Grassberger & Reiter, 2002; Byrd & Butler, 1996), y una curva de crecimiento mas angosta en el eje x. Reiter en 1984 (como se cita en Smith, 1986), encontró que a mayores temperaturas, las larvas alcanzaban sus tamaños máximos en un menor tiempo, reduciendo de esta forma la duración del desarrollo de los individuos. Por el contrario, a bajas temperaturas, la curva será mas ancha en el eje x, completando el ciclo de vida en un intervalo de tiempo mayor.

A bajas humedades relativas el individuo se verá afectado en su fisiología, y el desarrollo se retardará (Gullan & Craston, 2005), en consecuencia la curva de crecimiento se verá mas alargada. Por el contrario cuando la humedad relativa es muy elevada, puede llegar a afectar la emergencia de los adultos, resultando en la muerte de las pupas, o incluso evitando que las prepupas alcancen el estado pupal (comunicación personal, Segura, 2008).

3.6 Aspectos biológicos de la familia Calliphoridae

Las especies de la familia Calliphoridae, son los primeros colonizadores de cuerpos en descomposición. Esta familia consta de aproximadamente 1000 especies en el mundo, de las cuales 126 se encuentran en el neotrópico (Amorin *et al.*, 2002 citado por Amat, Pape & Wolff., 2004). Estas son moscas caliptradas, cuyos adultos miden entre 6 y 14 mm. de longitud (Byrd & Castner, 2001), presentan colores metalizados en su mayoría, y se caracterizan por tener una antena con 3 segmentos, y arista plumosa, así como por la presencia de 2 setas notopleurales (Triplehorn & Johnson, 2005); la mayoría de las especies de la familia tiene el espiráculo posterior grande en proporción al resto del cuerpo y la vena media de las alas encorvada, con la celda discal cerrada (Vargas & Wood, 1999).

Las larvas de esta familia, pueden medir entre 8 y 23 mm de longitud, y tener colores crema o blancos, el cuerpo es cilíndrico, estrechado hacia la cabeza, el segmento terminal de la larva puede tener 6 o mas tubérculos alrededor, en donde se encuentran los espiráculos posteriores, que a diferencia de la familia Sarcophagidae, no se encuentran retraídos en una cavidad profunda (Byrd & Castner, 2001).

La fase larval presenta tres estadios que difieren entre si por el grado de desarrollo de los espiráculos posteriores. A su vez, el tercer estadio se divide en dos. El primero de estos es el estado alimentario, en donde la larva se alimenta de forma voraz, alcanzando sus máximos tamaños. Después de esto, la larva deja de alimentarse alejándose del recurso y empieza a utilizar el contenido alimenticio que le resta en su intestino hasta que este deja de ser visible, esta etapa se conoce como la fase de prepupa. A partir de este instante el color de la larva cambia de translúcida a opaca, por la presencia de cuerpos grasos, y las

características internas se tornan oscuras, la larva empieza encogiéndose su tamaño preparándose para la pupación (Anderson, 2000).

Los hábitos de los califóridos, pueden variar de una subfamilia a otra (Vargas & Wood, 1999), siendo individuos necrófagos en su mayoría, depredadores o parasitoides de caracoles y lombrices de tierra (Amat et al., 2004), incluso llegan a parásitar humanos, al ovipositar en el tejido vivo, causando miasis (Triplehorn & Johnson, 2005).

Según la lista preliminar de algunas especies de Díptera para Colombia, publicada en 2004 en la revista Biota Colombiana (Amat et al., 2004); la familia Calliphoridae esta compuesta por 5 subfamilias, entre las que se encuentran: Calliphorinae, Luciliinae, Chrysomyinae, Melanomyinae y Mesembrinellinae, donde las subfamilias Calliphorinae y Chrysomyinae tienen hábitos necrófagos (Vargas & Wood, 1999).

3.7 Aspectos taxonómicos de *C. verena*, Walker 1849

Según la revisión del nuevo mundo para la subfamilia Chrysomyini, hecha por Dear en 1985, *Compsomyiops verena* (Walter, 1849); se presenta como una sinonimia de *Musca verena* (Walter, 1849), *Paralucilia apolinari* (Mello, 1968), *Paralucilia fulvicrura* (Lynch Arribalzaga, 1880; Smart, 1937), y *Myolucilia lyrcea* (Walter, 1849).

Los machos de esta especie, presentan ojos holópticos, separados por una distancia igual al largo de la antena, sus focetas oculares son muy grandes anteriormente, a diferencia de las hembras, cuyos ojos son dicópticos, y tienen la gena aserrinada y metalizada anteriormente (Dear, 1985).

El tórax de algunos especímenes presenta dos pares de setas discales en el escutelo, con la fórmula katepisternon 1:1, usualmente con tres bandas en el noto, alas café en la base, venas, basicosta y calípteros de color café, superficie dorsal del calíptero superior, con

pocos pelos cafés, base de la vena radial dorsalmente setosa y ventralmente desnuda), patas con tibias oscuras en su base y fémures color café con manchas en el centro. El abdomen café aserrinado delgado y no conspicuo (Amat et al., 2008; Amat et al., 2004; Dear, 1985)

Figura 2.

Figura 2. *Adulto de C. verena*



A nivel neotropical, esta especie se ha reportado en Argentina (Mariluis & Mulieri, 2003). De igual forma Dear (1985), examinó material proveniente de Costa rica, Perú, Venezuela y Colombia. La distribución de la especie en Colombia abarca los departamentos de Cundinamarca, Boyacá, Meta, Magdalena, Norte de Santander, Quindío y Tolima. E. Amat (comunicación personal, octubre 2008; Amat et al., 2004).

Los adultos de *C. verena*, son atraídos a la materia en descomposición (Hall, 1948), son consideradas moscas asinatópicas, (Greenberg & Szyska, 1984), y eusinatópicas (Figueroa-Roa & Linhares, 2002), cuyas larvas saprófagas son capaces de causar miasis (Dear, 1985). Los adultos muestran marcada heliofilia (Figueroa-Roa & Linhares, 2002), y

su mayor abundancia se reporta en épocas de temperaturas más elevadas y de baja precipitación pluviométrica (Figueroa-Roa & Linhares, 2002; Greenberg & Szyska, 1984).

La información en cuanto a los parámetros climáticos es el producto del procesamiento de la información primaria en los sistemas de registro, y en vista del incremento en la utilización de la información climática como fuente de información en tanto el desarrollo de la agricultura exige la necesidad de generar información precisa y detallada a la realidad local, así como de desarrollar de distintas regiones de las zonas agroecológicas de cada zona, así como de desarrollar el campo de registro de registros que han sido implementados al nivel local. La información generada para la ciudad de Bogotá en cultivos a corto ciclo, permite la extrapolación de los resultados a situaciones en las cuales se encuentran presentes al interior de una vivienda, en condiciones de temperatura y humedad similares a las que se presentan.

4. Problema

Teniendo en cuenta los pocos estudios en el trópico, que permitan el conocimiento de la entomofauna presente en determinadas regiones, y en vista del incremento en la utilización de la entomofauna necrófaga como fuente de información en torno al fenómeno de la muerte, surge la necesidad de generar información precisa y detallada a la realidad local, sobre el desarrollo de distintas especies de insectos colonizadores de cadáveres, que posibiliten establecer el tiempo de muerte de cuerpos que han sido ingresados al INML-CF.

El conocimiento generado para la ciudad de Bogotá en cultivos a condiciones controladas, permitirá la extrapolación de los resultados, a situaciones en las cuales se encuentren cuerpos al interior de una vivienda, en condiciones de temperatura y humedad, similares a las aquí trabajadas.

A partir de las curvas de desarrollo y desarrollo de *C. vicina*, se puede establecer con el conocimiento que se tiene actualmente sobre esta especie de larvas forenses, propiamente según reportes realizados a los informes periódicos emitidos por el Laboratorio de Entomología Forense del INML-CF, es lo que conduce a la aproximación del tiempo de muerte por métodos entomológicos (Camacho & Segura, 2007).

En relación a las condiciones utilizadas, es importante diseñar curvas de crecimiento a condiciones ambientales y controladas para la ciudad de Bogotá, para registrar el desarrollo de los individuos a diferentes condiciones y poder extrapolarse en caso de encontrar un cuerpo al aire libre o en un recinto cerrado, en donde las condiciones de temperatura se presenten con un incremento de las mismas.

5. Justificación

La presencia de la especie *Comptosyiops verena* como colonizadora de cadáveres humanos en Bogotá, ha sido reportada de forma continua, por lo que se torna necesario estudiar el desarrollo de la misma bajo diferentes condiciones, de forma que estos datos puedan ser útiles en la determinación del tiempo aproximado de muerte (Segura *et al.*, 2005; Cañón & Segura, 2003).

Con el propósito de aumentar la información acerca de la entomofauna asociada a cadáveres, en la ciudad de Bogotá, y el efecto que tiene la temperatura en el desarrollo de *C. verena*, es importante desarrollar curvas de crecimiento de esta especie colonizadora de cuerpos en descomposición, con el fin de utilizarlas como herramienta entomológica en el estudio de casos forenses.

A partir de las curvas de crecimiento y desarrollo de *C. verena*, se puede contribuir con el conocimiento que se tiene actualmente sobre esta especie de interés forense, proporcionando mayor soporte científico a los informes periciales emitidos por el Laboratorio de Entomología Forense del el INML-CF, en lo que concierne a la aproximación del tiempo de muerte por métodos entomológicos (Camacho & Segura, 2007).

En cuanto a las condiciones utilizadas, es importante elaborar curvas de crecimiento a condiciones ambientales y controladas para la ciudad de Bogotá, para registrar el desarrollo de los individuos a diferentes condiciones y poder extrapolar en caso de encontrar un cuerpo al aire libre o en un recinto cerrado, en donde las condiciones de temperatura se presentan con un incremento en las mismas.

6. Objetivos

6.1 Objetivo general

Construir curvas de crecimiento y desarrollo a condiciones controladas $22.7 (\pm 0.35)^{\circ}\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$ y ambientales en laboratorio de $17.8 (\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$ de *C. verena* (Diptera: Calliphoridae) como primer colonizador de cadáveres que hayan sido ingresados a la sala de necropsias del INML-CF Regional Bogotá.

6.2. Objetivos específicos

- Determinar taxonómicamente las principales características morfológicas de los estadios larvales de *C. verena* (Diptera: Calliphoridae).
- Establecer las variables longitud y ancho en cada estadio de desarrollo de *C. verena*.
- Establecer la duración de los estados de desarrollo de *C. verena* en condiciones controladas $22.7 (\pm 0.35) ^{\circ}\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$ y ambientales $17.8 (\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$.

7. Aspectos Metodológicos

7.1 Tipo o diseño de estudio Prospectivo

7.2 Universo Masa de huevos proveniente de un cadáver, la cual será cultivada; así como larvas, prepupas, pupas y adultos provenientes del cultivo bajo condiciones de temperatura y humedad controladas.

7.3 Muestra Masa de huevos.

7.4 Unidad de observación Masa de huevos, larvas, prepupas, pupas y adultos.

7.5 Criterios de inclusión y exclusión

- Hígado que no presente sustancias tóxicas, ni patologías.
- Individuos pertenecientes a la familia Calliphoridae, colonizadores de cadáveres.

7.6 Definición y medición de variables independientes

- Tiempo: para establecer la duración de cada uno de los estados y estadios (estadio 1, 2 y 3) de desarrollo de los individuos de la familia Calliphoridae, se colectaron 5 larvas diariamente provenientes de cada cultivo (control y ambiente), durante 11 y 20 días respectivamente.
- Las masas de huevos provenientes de la especie colonizadora del cadáver, se llevó a una cámara de cultivo, para seguir su desarrollo y posterior determinación taxonómica.

- Variables ambientales: se mantuvo uno de los cultivos en condiciones ambientales naturales de temperatura y humedad ambiental de Bogotá, aproximadas a $17.8 (\pm 1.61)^\circ\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$.

7.7 Definición y medición de variables dependientes

- Variables controladas: cultivo de cría a condiciones controladas a $22.7 (\pm 0.35)^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{humedad relativa}$, las cuales fueron programadas en las cámaras de ambiente controlado que se encuentran ubicadas en el Laboratorio de Entomología Forense del INML y CF.

- Variables morfológicas: se revisaron las características morfológicas y anatómicas en los diferentes estados de desarrollo, se realizó aclaración y montaje de los estadio larvales. Se realizó el registro fotográfico de los espiráculos anteriores y posteriores, aparato cefalofaríngeo, y la disposición de espinas a lo largo del cuerpo.

- Variables morfométricas: Las medidas de longitud y ancho corporal de las formas inmaduras se tomaron con calibrador MITUTOYO (Resolución: 0.1mm o $0.0005''/0.01\text{mm}$; Error instrumental: $\pm 0.02\text{mm}$; Repetibilidad: 0.01mm o $0.0005''/0.01\text{mm}$).

8. Materiales y Métodos

8.1 Recolección y cultivo

Se realizó la búsqueda de masas de huevos de los primeros dípteros colonizadores en los orificios naturales y heridas de los cadáveres que fueron ingresados a la sala de necropsias del INML-CF, en el período comprendido entre abril y julio del 2008. Una vez encontradas las masas de huevos, se recolectaron de los cadáveres empleando pinzas entomológicas. Posteriormente, una parte de las muestras se preservó en alcohol al 80% y la otra parte se crió hasta el estado adulto empleando como sustrato alimenticio un fragmento de hígado del mismo cadáver, que no presentaba sustancias tóxicas. Para tal fin, la masa de huevos recolectada, se separó en dos, colocándolas sobre dos fragmentos de hígado de aproximadamente 80g., los cuales se cubrieron con papel aluminio, de forma que este permitiera la entrada de luz; posteriormente se depositaron en frascos de cultivo los cuales se rotularon con el número de caso, la fecha de la colección, procedencia de las muestras y colector.

El lugar de procedencia del cadáver fue la localidad de La Candelaria. La masa de huevos colectada no presentó contaminación con otras especies de la familia Calliphoridae, lo cual se evidenció al obtener y determinar los individuos adultos.

El cultivo de los primeros insectos colonizadores se realizó en el Laboratorio de Entomología del INML-CF. Uno de los frascos de cultivo se ubicó al interior de una cámara ambientada, en condiciones de temperatura y humedad controladas, a $22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$ respectivamente, dejando el otro cultivo a temperatura y humedad ambiente de Bogotá en un recinto cerrado, a condiciones aproximadas de $17.8 (\pm 1.61) ^\circ\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$; diariamente se verificaron las condiciones de los cultivos, así mismo,

se registraron la temperatura al interior de la cámara con termohigrómetro (Termómetro: Rango 0 a 50 grados Centígrados, Exactitud: $\pm 1^{\circ}\text{C}$; Higrómetro: Rango 25 a 95% humedad relativa, Exactitud: $\pm 2\%$ humedad relativa) y de las masas larvales con termómetro, el cual se introdujo directamente en la masa larval.

Durante los 9 y 16 días que duró el estado larval (cultivo controlado y ambiente) se tomaron diariamente al azar 5 larvas (réplicas) de cada cultivo, que se sacrificaron con agua caliente, posteriormente las larvas se preservaron en etanol al 80%, según el “Procedimiento estandarizado de trabajo, para el manejo de muestras entomológicas”, establecido por el INML-CF, (Segura, 2007). Para la evaluación diaria se tuvo en cuenta el estado y estadio de desarrollo y las variables longitud y ancho corporal de las larvas fueron medidas con calibrador digital.

Posteriormente, cuando los insectos alcanzaron el estado de prepupa, se separaron del sustrato alimenticio y se cambiaron a un frasco con arena donde alcanzaron el estado de pupa, una vez emergieron los insectos adultos, se sacrificaron con acetato de etilo y se preservaron en alcohol al 80%.

8.2 Trabajo en laboratorio

La identificación taxonómica de los individuos hasta el nivel de especie, se realizó a partir de las formas adultas, empleando el PET “Estudio entomológico para identificación taxonómica de insectos de importancia forense” (Buenaventura, 2007) y la “Clave ilustrada para la identificación de los géneros y las especies de califóridos (Diptera: Calliphoridae) de Colombia” (Amat, Vélez, & Wolff, 2008).

Para caracterizar las formas larvales, se realizó una adaptación del procedimiento de aclaración con KOH, descrito por Smith en 1986. Posteriormente, las larvas se fijaron en

láminas empleando Entellan (Resina sintética, densidad 0.940 - 0.960). Se tomaron los registros fotográficos, correspondientes a cada uno de los estados y estadios de desarrollo de los individuos cultivados de *C. verana*.

Una parte de los insectos adultos se montó en alfileres entomológicos, las larvas y los adultos restantes se preservaron en alcohol al 80%. Todo el material colectado durante el proceso de cría fue etiquetado y almacenado en la Colección Entomológica del Laboratorio de Entomología Forense del INML y CF (INMLCF-CE).

Sesgos potenciales

- La presencia de tóxicos en el hígado, que se utilizó como sustrato, puede alterar la duración del ciclo de vida.
- Determinación taxonómica errónea por claves inadecuadas.

9. Plan de Tabulación y Análisis

- Para la elaboración de las curvas de crecimiento se ingresaron los valores para las variables morfométricas en Excel, y se trabajaron con un intervalo de confianza del 95%, se utilizó la tabla T, para la desviación estándar.
- Se aplicó el PET “Ciclo de vida de dípteros colonizadores (Diptera: Calliphoridae) de cadáveres humanos en Bogotá D.C., como herramienta para la determinación del tiempo de muerte” (Segura, 2007).
- Para la descripción del esqueleto cefalofaríngeo, espiráculos y espinas se siguió la nomenclatura propuesta por Teskey (1981) y Greenberg y Szyska (1984).

10. Consideraciones éticas

Se aplicaron los lineamientos establecidos en la Declaración de Helsinki (1996) y se siguieron las normas de bioseguridad, tales como la utilización de gorro, guantes, tapabocas, botas, gafas y traje quirúrgico.

Se cuidó del bienestar de los animales utilizados en el experimento, como lo indica la Ley 84 del 27 de Diciembre de 1989, pues los animales objeto de estudio se mantuvieron en las condiciones locativas apropiadas en cuanto a movilidad, luminosidad, aireación e higiene (Cap II, Art 5, Numeral); suministrándoles alimento en cantidad y calidad suficientes (Cap II, Art 5, Numeral B).

Como lo indica el Numeral J del Artículo 17 (Cap V), de la Ley 84 del 27 de Diciembre de 1989, el sacrificio de un animal no destinado al consumo humano, no debe implicar sufrimiento, y será permitido solo con fines experimentales, investigativos o científicos.

En consecuencia según el artículo 87 (Titulo V) de la resolución 8430, y acorde con los numerales E y G, se utilizó acetato de etilo como anestésico, para minimizar el dolor al momento del sacrificio de los individuos adultos (Solá, 2007).

Basándonos en el artículo 47 (capítulo VI, título II de la Resolución 008430 de 1993 del Ministerio de Salud), de la investigación en órganos y tejidos derivados de cadáveres humanos, estos se obtuvieron, conservaron y utilizaron, con el debido respeto al cadáver humano, y como lo indica el artículo 48 de la enunciada Resolución, el destino final de los órganos fue manejado según las normas para la disposición de los derivados de seres humanos.

En cuanto a la investigación con material biológico que pueda contener microorganismos patógenos, y acorde con los numerales A y B del artículo 63 (Titulo IV, Cap I), la

investigación se realizó contando con las instalaciones y equipos de laboratorio de acuerdo con las normas técnicas para la seguridad en el manejo, para lo cual se utilizó el PET del Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses “Manejo de muestras entomológicas de interés forense” para el manejo adecuado del material, disposición de desechos y la seguridad personal (Camacho, 2005b) así mismo, para el manejo adecuado del material, disposición de desechos y la seguridad personal se empleó el “Formato de recolección de muestras de interés forense” (Sicachá & Gonzalez, 2002)

11. Resultados y discusión

La determinación taxonómica de los adultos, permitió confirmar la especie como *C. verena*, una de las primeras especies colonizadoras de cadáveres que fueron ingresados a la morgue del INML-CF, a la fecha se ha reportado la especie como primer colonizador en las localidades de Suba, Ciudad bolivar, Usaquén, Chapinero y Teusaquillo (Camacho & Segura, 2008), encontrándose en el presente estudio en un cadáver proveniente de la localidad de La Candelaria, cuya temperatura oscila entre los 14°C y 19°C (Segura et al., 2005; Jiménez & Latorre, 2003 como se cita en Segura et al., 2005; Cañón & Segura, 2003; Alcaldía mayor de Bogotá, 1993).

A partir de los datos correspondientes a las zonas donde fueron hallados los cadáveres colonizados por *C. verena*, se podría inferir preliminarmente que esta especie de díptero prefiere zonas rurales, poco impactadas por el hombre, habiéndose encontrado en localidades de baja afectación antrópica. Aún no se conoce si esta preferencia por colonizar ciertas localidades se muestre constante, entre los dípteros, a pesar de ser esta una separación política y no geográfica (comunicación personal, Camacho & Segura, agosto 2008).

11.1. Descripción de las formas inmaduras de *C. verena*, Walker 1849

11.1.1. Huevos

Generalmente, los huevos se encuentran unidos en grupos o masas que pueden variar desde 100 huevos hasta más de 300 (Figura 3), son alargados, de color beige, cada huevo puede tener una longitud entre 1.1mm – 1.4mm (Greenberg & Kunich, 2002).

Figura 3. Masa de huevos de *C. verena* (6.7X). Escala = 1 mm



La recolección de la masa de huevos se realizó el 13 de julio, presentándose la eclosión de los mismos el 14 de julio; el tiempo de incubación observado, fue de mínimo un día, ya que se desconoce el tiempo de incubación que tenían los huevos al momento de ser colectados del cadáver.

El estudio realizado por Segura et al., (2005) en la localidad de Usaquén en Bogotá, reporta una duración de dos días a 17°C, desde la oviposición hasta la eclosión de los individuos de *C. verena*; así mismo a diferencia de lo reportado por Greenberg & Szyska (1984), en un estudio realizado en Perú, reportaron que el tiempo en el que de incubación de individuos de *C. verena* tuvo una duración de 23,5 horas a una temperatura promedio de 23,8°C.

Conociendo que la temperatura promedio de la localidad de La Candelaria, donde se encontró el cadáver, es de aproximadamente 16.5°C (Alcaldía Mayor de Bogotá, 1993) podemos sugerir que el tiempo necesario para completar la incubación de los huevos a esta

temperatura es de dos días como mínimo, lo que indica que estos se encontraban el 13 de julio, aproximadamente a la mitad de su tiempo de incubación, por lo que es posible que la oviposición se hubiese realizado el 12 de julio del 2008.

11.1.2 Larva de primer estadio de desarrollo (L1) de *C. verena*

Larva aproximadamente de 3.59 (± 1.16) mm de longitud y 0.47 (± 0.17) mm de ancho, con doce segmentos, el primer segmento corresponde a la región cefálica, los siguientes 3 son torácicos y los 8 finales son los segmentos abdominales (Knut, 1991). La larva presenta espinas muy pigmentadas que la rodean en todos sus segmentos a excepción del segmento XII, la línea de espinas está bifurcada hacia la parte ventral a partir del V segmento. Los espiráculos anteriores están ausentes (Figura 4).

Figura 4. Larva I vista lateral. de *C. verena*

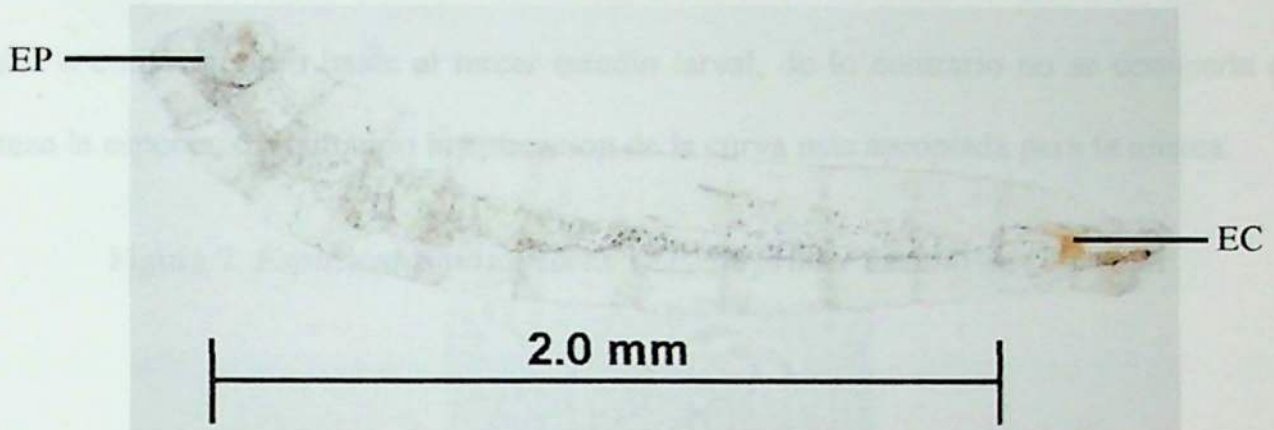


EC: esqueleto cefalofaríngeo. Escala= 1mm

No es posible realizar diferenciación de especies en larvas de primer estadio, ya que los caracteres diagnósticos como espiráculos y aparato cefalofaríngeo aún se encuentran poco desarrollados. La figura 4 presenta la larva de primer estadio, donde el esqueleto cefálico (EC) es apenas visible; esta larva no presenta todavía peritrema en los espiráculos posteriores (EP). En la cutícula se evidencian de forma clara las espinas fuertemente pigmentadas (Figura 5), como uno de los caracteres que pueden indicar que se trata del género *Compsomyiops* (Trigo, 2006 citado por Liu & Greenberg, 1989). La disposición de

las mismas a lo largo del cuerpo, es un carácter clave en la identificación, aunque para este estadio no es posible una determinación del todo acertada.

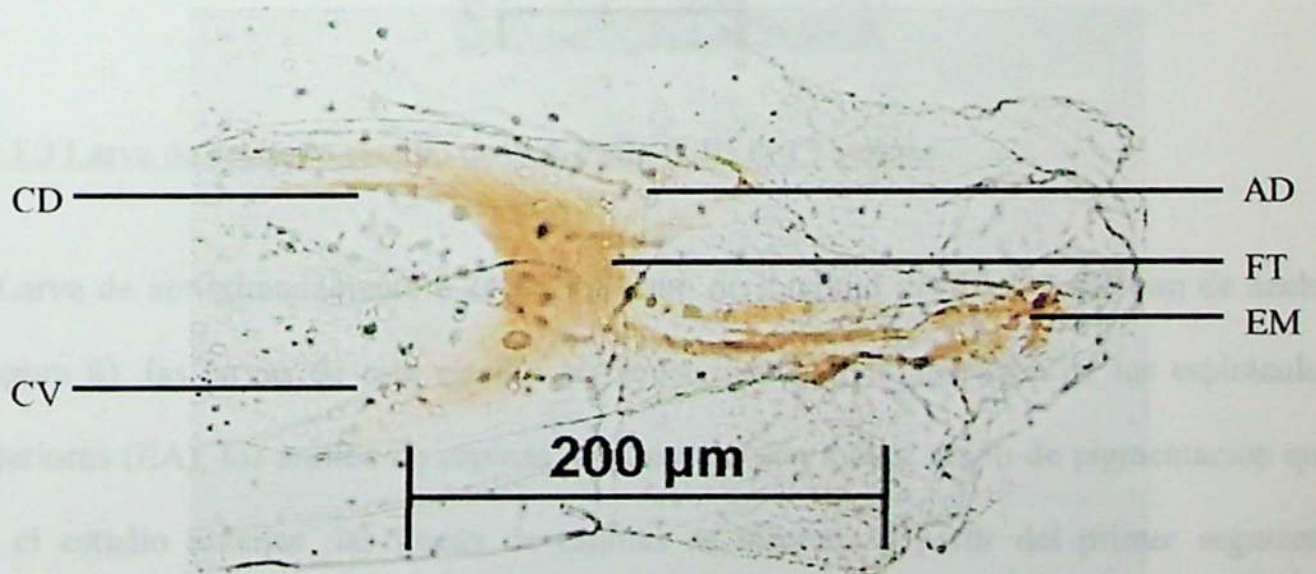
Figura 5. Larva de primer estadio de desarrollo (L1) vista lateral de *C. verena*.



EP: espiráculos posteriores; EC: esqueleto cefalofaríngeo

El esqueleto cefalofaríngeo se observa débilmente esclerotizado en este estadio, no se presenta todavía el esclerito accesorio (Figura 6), se puede distinguir fácilmente el cuerno dorsal (CD) un poco mas largo que el ventral (CV).

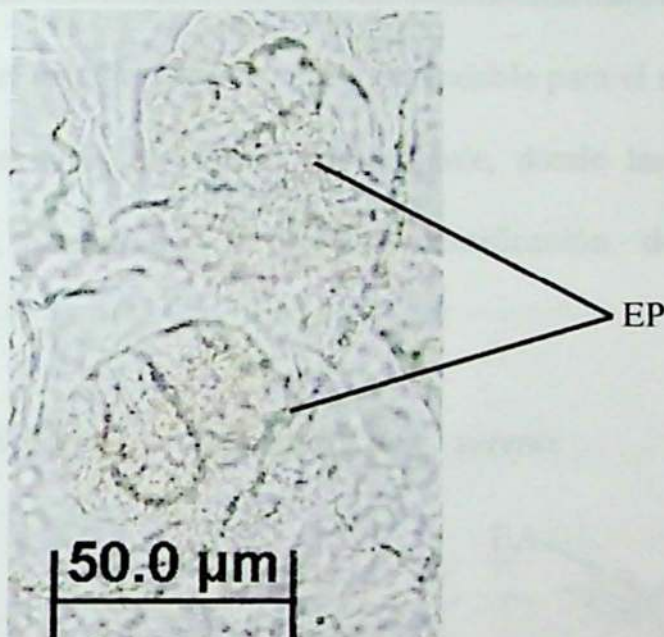
Figura 6. Vista lateral del esqueleto cefalofaríngeo de L1 de *C. verena*.



CD: cuerno dorsal; CV: cuerno ventral; EM: esclerito mandibular, FT: fragma tentorial o esclerito tentorofaríngeo (Knut, 1991); AD: arco dorsal.

Los espiráculos posteriores se observan débilmente pigmentados, al interior de cada espiráculo se observan dos aberturas fusionadas, no se diferencia peritrema abierto o cerrado (Figura 7). Para la determinación del intervalo postmortem, a partir de muestras larvales de primer estadio, es necesario cultivar las mismas, de ser posible a un estado adulto o como mínimo hasta el tercer estadio larval, de lo contrario no se conocería con certeza la especie, dificultando la aplicación de la curva más apropiada para la misma.

Figura 7. *Espiráculos posteriores (EP) de primer estadio de C. verena*



11.1.3 Larva de segundo estadio de desarrollo (LII) de C. verena

Larva de aproximadamente 8.24 (± 2.08) mm de longitud y 1.16 (± 0.40) mm de ancho (Figura 8), las larvas de este estadio se caracterizan por la aparición de los espiráculos anteriores (EA), los anillos de espinas se observan con mayor grado de pigmentación que en el estadio anterior, las líneas de espinas se bifurcan a partir del primer segmento abdominal. El esqueleto cefalofaríngeo se encuentra más esclerotizado que en el estadio

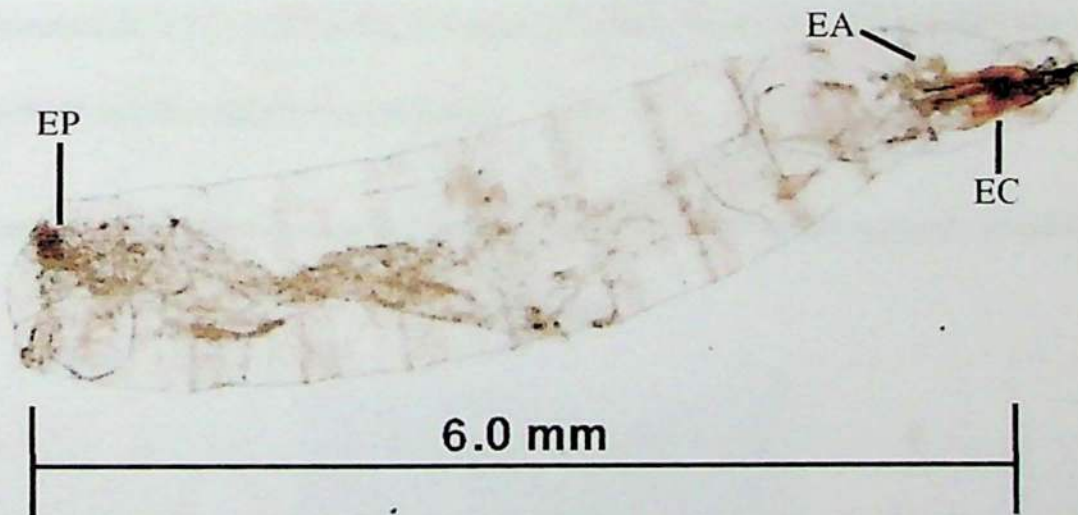
anterior, espiráculos anteriores bien definidos. Aún no se evidencia el esclerito accesorio, ni las espinas pleurales.

Figura 8. *Larva II de C. verena (15X) vista lateral. Escala = 1mm*



De la misma forma que para el estadio anterior, es recomendable para el segundo estadio el llevar la especie idealmente hasta el estadio subsiguiente, donde las estructuras se presenten totalmente formadas, permitiendo la correcta identificación de ser posible a especie.

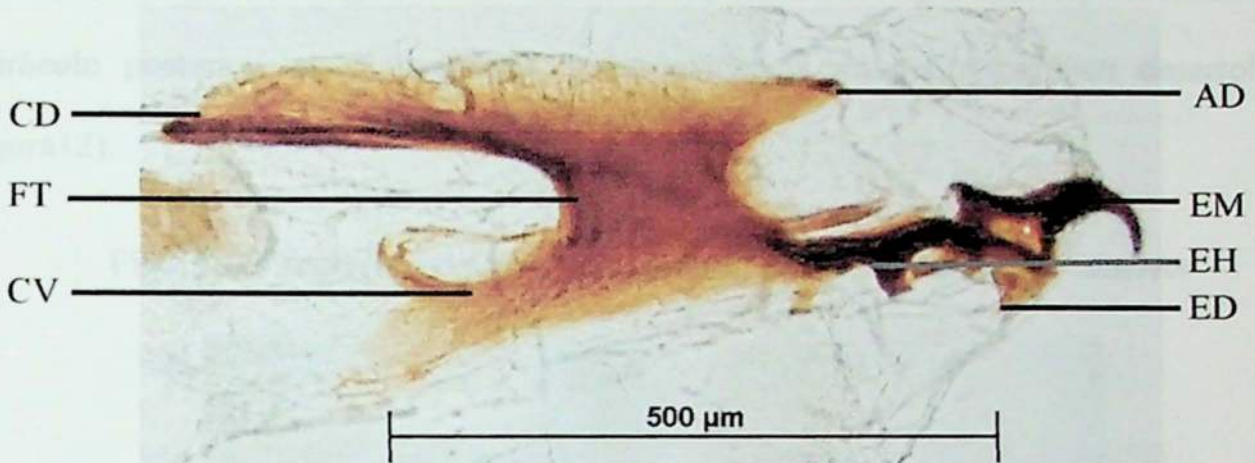
Figura 9. *Larva II vista lateral de C. verena.*



EP: espiráculo posterior; EA: espiráculo anterior; EC: esqueleto cefalofaríngeo

El aparato cefalofaríngeo de larvas de segundo estadio se presenta más esclerotizado, con mayor pigmentación en el esclerito mandibular e hipostomal. Se evidencia mayor longitud del cuerno dorsal que en LI, además, el cuerno ventral está más esclerotizado (Figura 10).

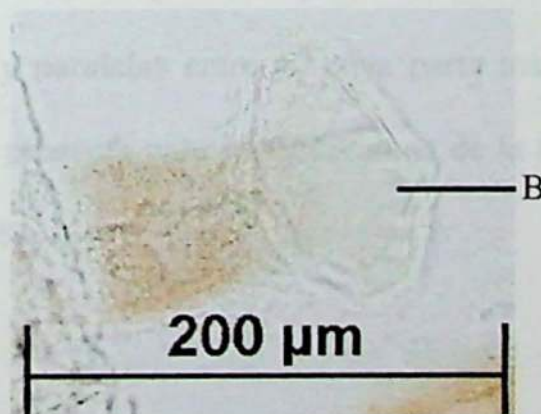
Figura 10. *Esqueleto cefalofaríngeo de segundo estadio de C. verena, vista lateral.*



AD: arco dorsal; CD: cuerno dorsal; CV: cuerno ventral; EM: esclerito mandibular; FT: fragma tentorial;
ED: esclerito dentado

Aparecen los espiráculos anteriores no muy pigmentados, que se presentan con aproximadamente 9 a 10 branquias, (Figura 11), los cuales son característicos para este género al poseer numerosas prolongaciones.

Figura 11. *Espiráculos anteriores de larva de C.- verena de segundo estadio. B: branquias*



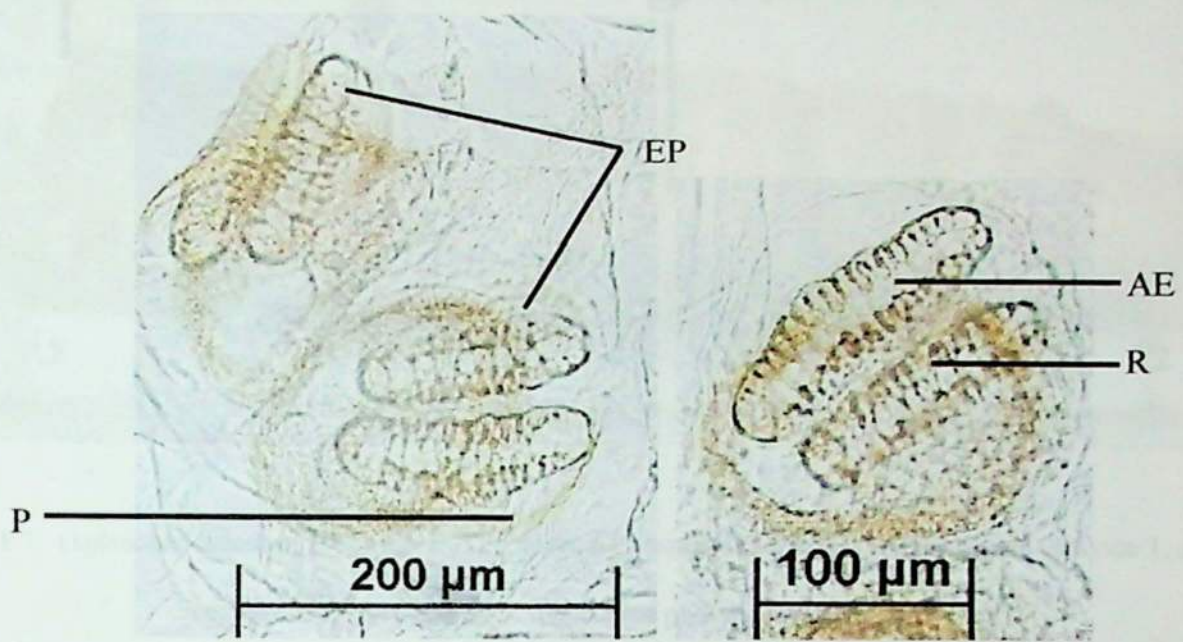
Los espiráculos anteriores bien desarrollados, se observan en la parte posterior del segmento torácico I (Figura 12), la aparición de estos determina el segundo estadio donde la presencia de espiráculos en la parte anterior y posterior de la larva, indica un sistema espiracular amphi-neustico (Teskey, 1981) característico de la mayoría de dípteros del suborden Brachycera, de igual forma este estadio presenta dos aperturas espiraculares en el espiráculo posterior, en el cual aún no se evidencia un peritrema bien desarrollado (Figura 12).

Figura 12. *Segmento cefálico y torácico I (40X). EA: espiráculo anterior*



Los espiráculos posteriores se presentan muy próximos entre si, aun no se diferencia el peritrema. En este estadio cada espiráculo presenta en su interior, dos aperturas espiraculares bien definidas y paralelas entre si, cuya parte más esclerotizada se conoce como rima (Figura 13), y se presenta para los individuos de la familia Calliphoridae, con disposición recta (Teskey, 1981).

Figura 13. *Espiráculos posteriores de Larva II de C. verena.*



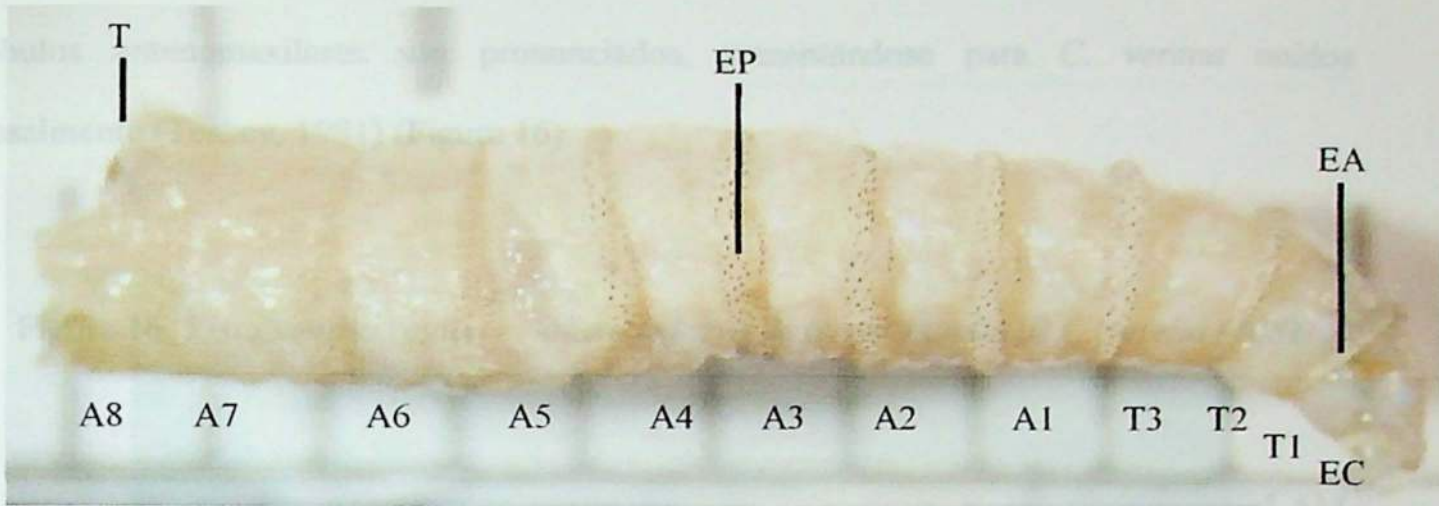
EP: Espiráculos posteriores; AE: apertura espiracular; P: peritrema; R: rima; T: trabeculas

Debido a que el peritrema (P) es el último en pigmentarse (Gullan & Cranston, 2005), en este estadio aún no es posible la determinación correcta del género, basados solamente en los espiráculos posteriores (Figura 13). Por esto es necesario complementar con los caracteres morfológicos del aparato cefalofaríngeo y los espiráculos anteriores.

11.1.4 Larva de tercer estadio de desarrollo (LIII) de *C. verena*

Larva aproximadamente de 13.09 (± 1.27) mm de longitud y 2.31 (± 0.15) mm de ancho, con segmentación notoria y espinas muy pigmentadas. Se diferencian las espinas pleurales a partir del primer segmento abdominal hasta el sexto (Figura 14). Los espiráculos anteriores sobresalen a la cutícula. Segmento abdominal VIII con tubérculos posteriores bien definidos que sobrepasan la superficie de la larva; los espiráculos posteriores, se observan introducidos en una cavidad, que no se encuentra al mismo nivel de la protuberancia anal.

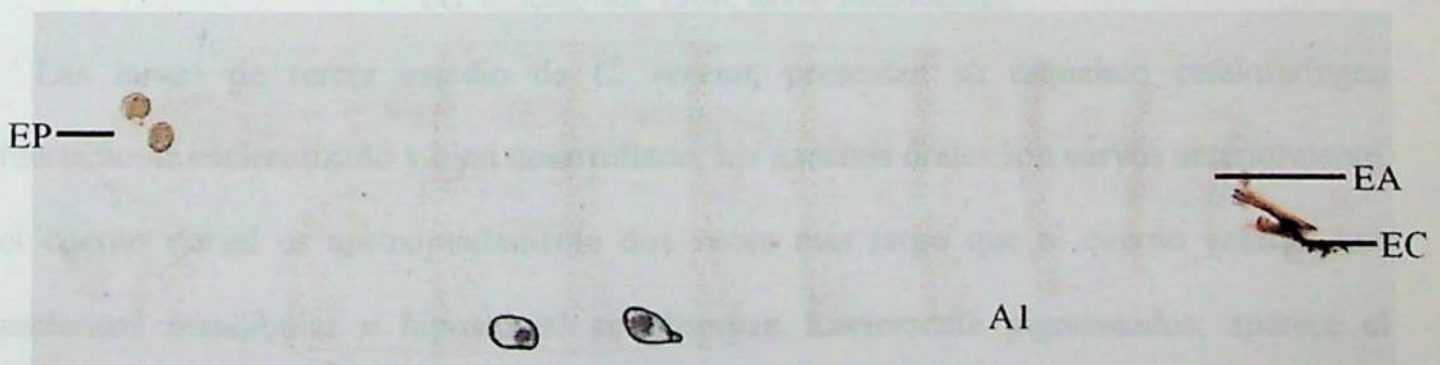
Figura 14. Larva III vista lateral de *C. verena* (17.5X).



EA: espiráculo anterior; EC: esclerito cefalico; EP: espinas pleurales; T1: segmento torácico I; A1: segmento abdominal I; T: tubérculos posteriores. Escala = 1 mm.

Esqueleto cefalofaríngeo fuertemente esclerotizado; espinas, espiráculos anteriores y posteriores aparecen bien pigmentados. Se evidencia la bifurcación de las líneas de espinas a partir del primer segmento abdominal. Segmentos I al X están rodeados por espinas tanto dorsal como ventralmente, el segmento XI presenta menos filas de espinas dorsalmente, las filas de espinas del segmento X inician en los espiráculos posteriores, el segmento XII carece de espinas en su superficie dorsal (Figura 15).

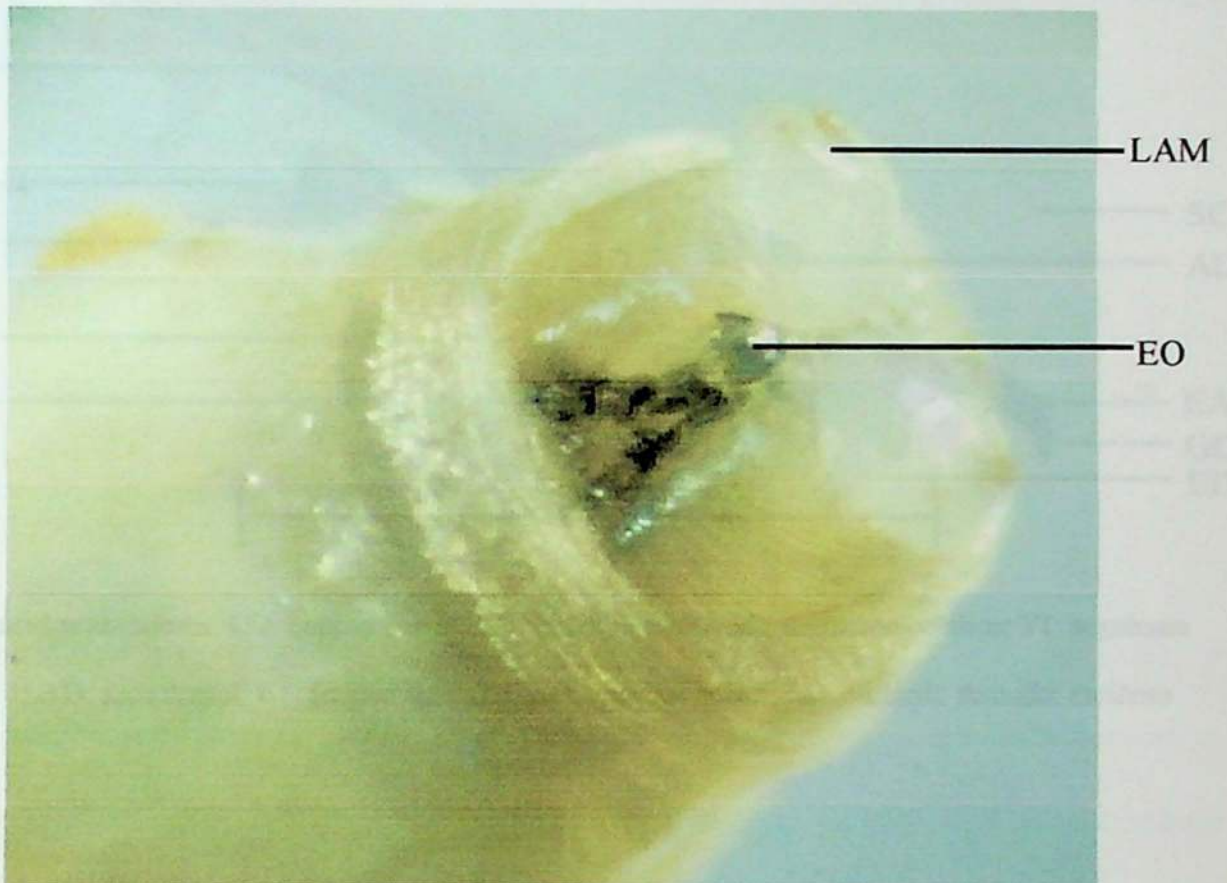
Figura 15. Montaje en placa larva de tercer estadio (LIII) (2X).



Las larvas de esta especie se diferencian de las demás por presentar el esclerito oral o accesorio, este permite separar con certeza la especie de otros dípteros, y sólo se evidencia

en el tercer estadio. El esclerito oral es visible superficialmente en el segmento oral, cuyos lóbulos antenomaxilares son pronunciados, presentándose para *C. verena* unidos basalmente (Teskey, 1981) (Figura 16).

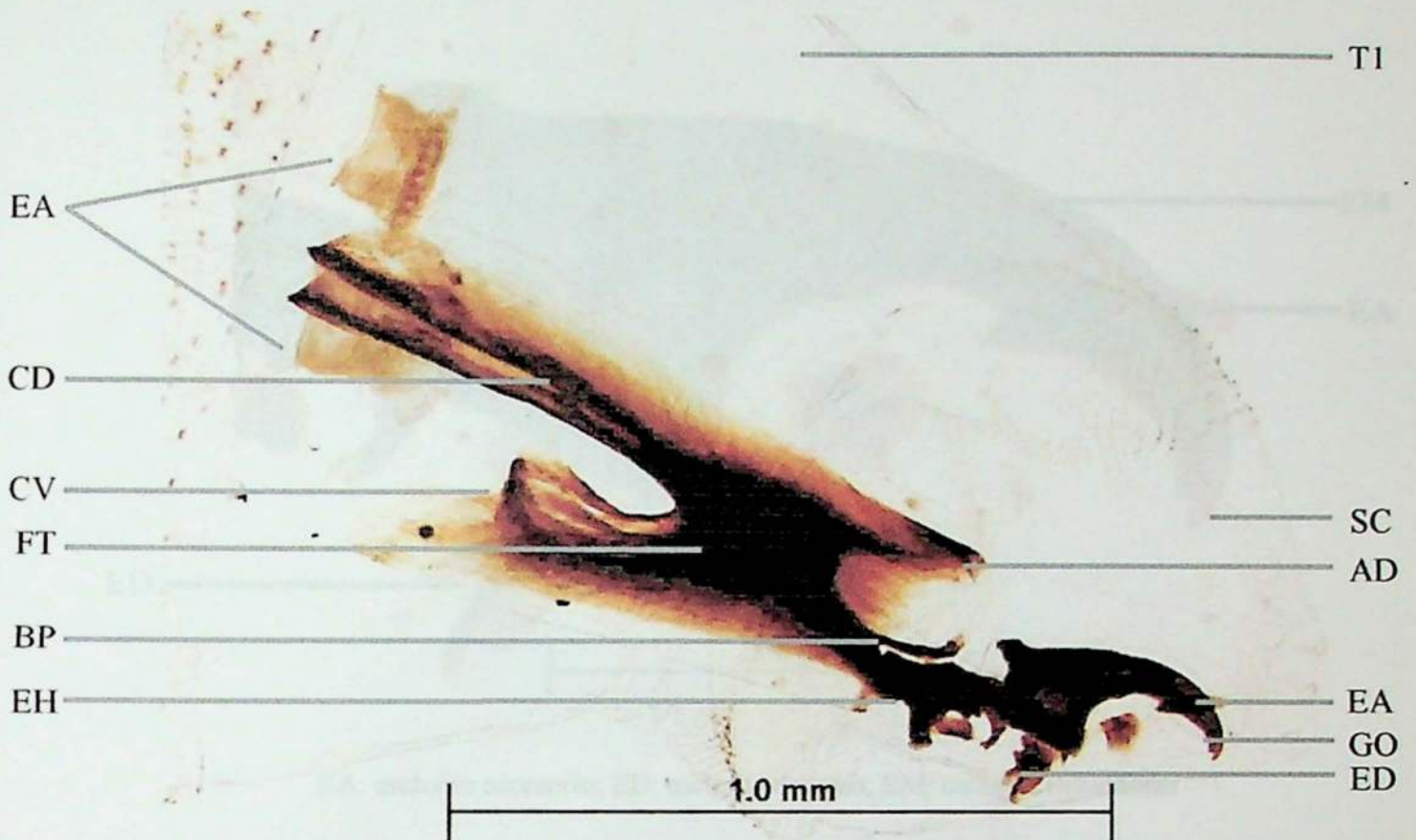
Figura 16. *Vista ventral región cefálica de larva de tercer estadio de C. verena (40X).*



EO: esclerito oral; LAM: lóbulo antenomaxilar

Las larvas de tercer estadio de *C. verena*, presentan su esqueleto cefalofaríngeo fuertemente esclerotizado y bien desarrollado, los ganchos orales son curvos anteriormente, el cuerno dorsal es aproximadamente dos veces más largo que el cuerno ventral. Los escleritos mandibular e hipostomal se observan fuertemente pigmentados; aparece el esclerito accesorio y el esclerito hipostomal presenta un denticulo protuberante (Figura 17).

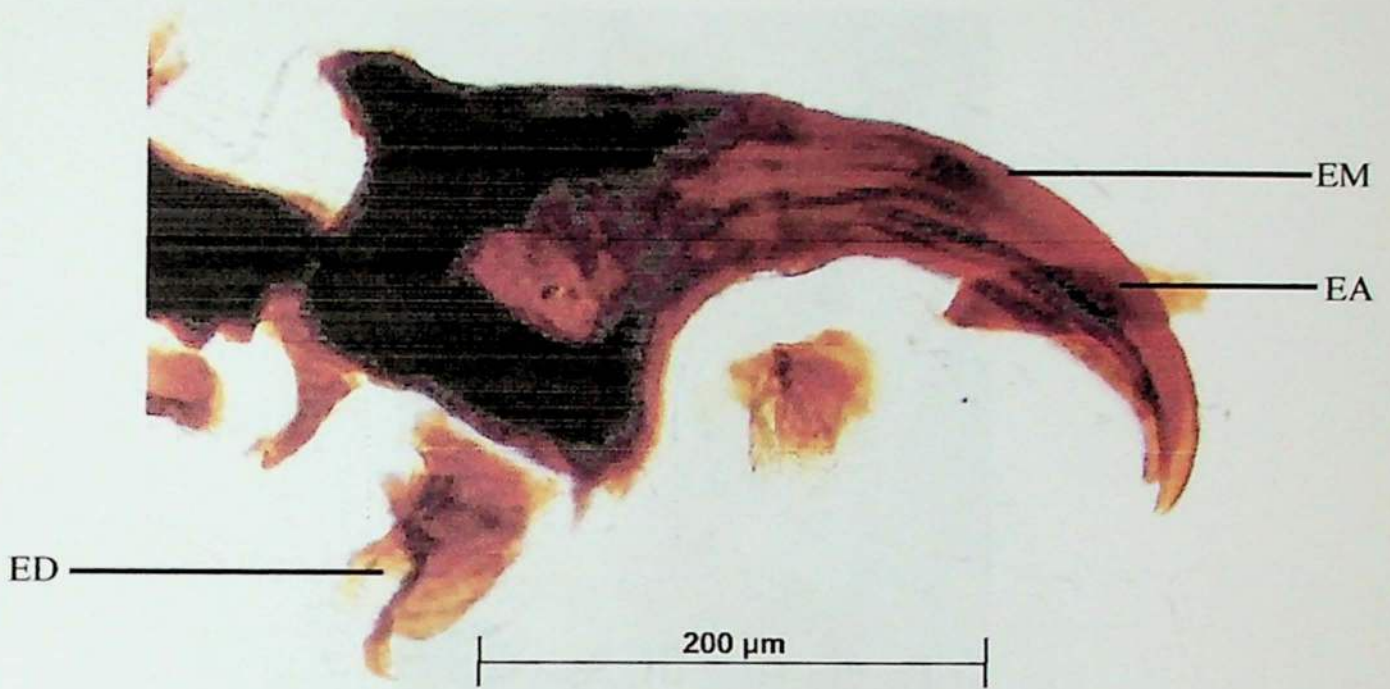
Figura 17. *Esqueleto cefalofaríngeo.*



EA: espiráculos anteriores; CD: cuerno dorsal; CV: cuerno ventral; SC: segmento cefálico; T1: segmento torácico I; AD: arco dorsal; FT: fragma tentorial; GO: ganchos orales; ED: esclerito dentado; esclerito hipostomal

La figura 18 muestra en detalle el esclerito mandibular de la especie, cuyo denticulo se presenta independiente del esclerito mandibular, el esclerito accesorio se halla presente, caracterizando el estadio como el tercer instar larval, ya que la presencia de este no se evidenció en el primer y segundo estadio.

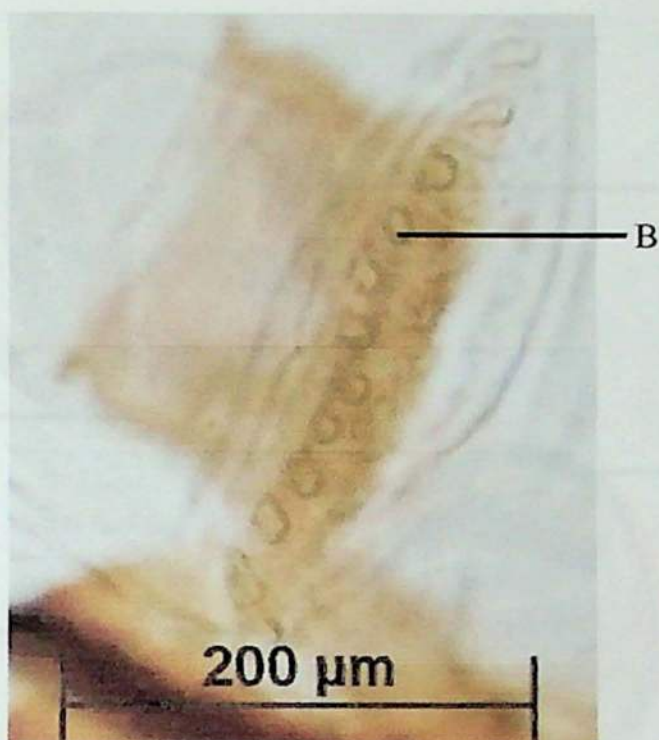
Figura 18. Detalle esqueleto cefalofaríngeo.



EA: esclerito accesorio; ED: esclerito dentado; EM: esclerito mandibular

Los espiráculos anteriores de *C. verena* presentan doce branquias bien definidas, y separadas basalmente entre si, no se observa membrana interdigital entre las branquias, a pesar de que el número de branquias no es un carácter que se observe constantemente dentro de la especie, permite diferenciar de otras cuyo número de branquias oscila entre los cinco ó seis según la especie (Greenberg & Szyska, 1984) (Figura 19).

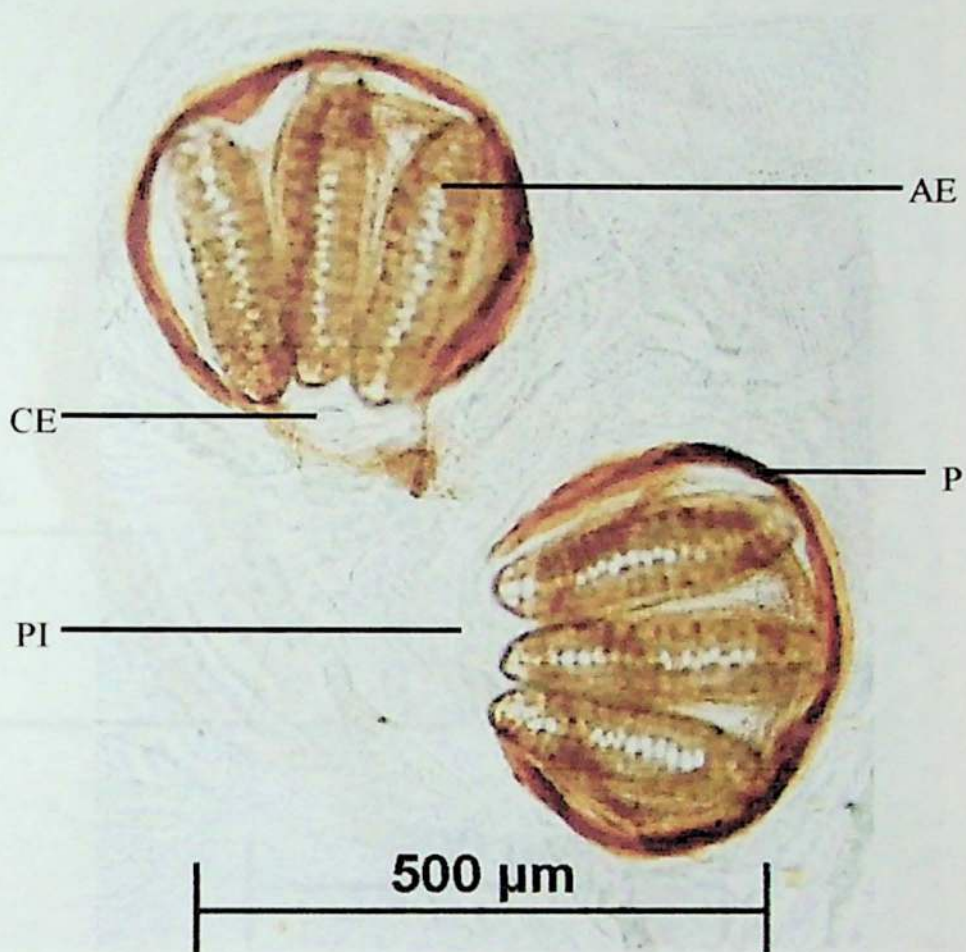
Figura 19. *Espiráculos anteriores de larva de tercer estadio de C. verena. B: branquias*



Las larvas del tercer estadio de *C. verena* se distinguen por presentar tres aperturas espiraculares en los espiráculos posteriores los cuales para la especie se presentan separados entre si, con peritrema engrosado y abierto, no se distingue cicatriz ecdisial o se presenta débilmente pigmentada (Figura 20).

Los espiráculos se presentan con tres aberturas rectas, en estas aberturas espiraculares se observa la disposición del tejido en forma de columnas, el peritremio abierto se distingue muy engrosado, la especie no presenta cicatriz ecdisial, pero es posible que esta se presente de forma poco notoria, como en la figura 21.

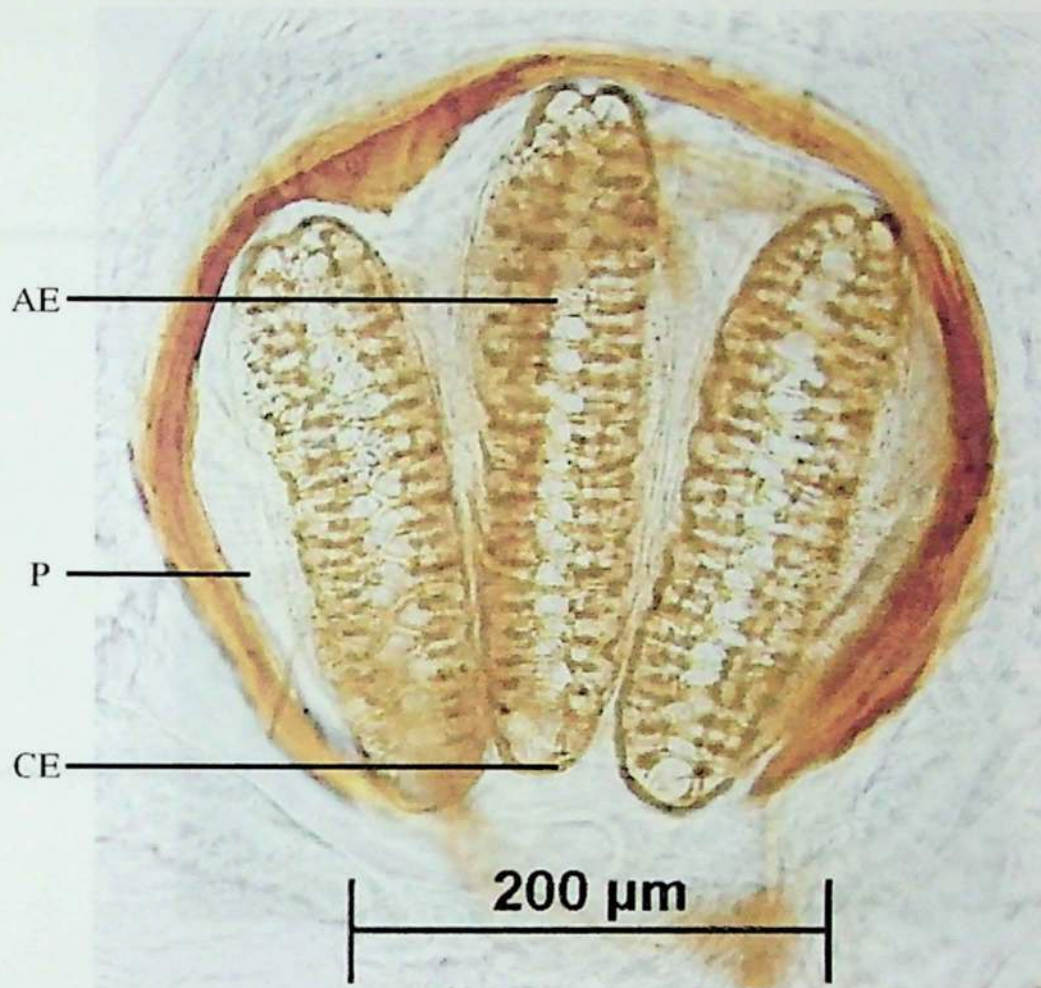
Figura 20. *Espiráculos posteriores de C. verena*



CE: cicatriz ecdisial o botón caudal; P: peritrema engrosado; PI: peritrema incompleto; AE: aperturas espiraculares

Los espiráculos se presentan con tres túbulos rectos, en cuyas aperturas espiraculares se observa la disposición del tejido en forma de colmena, el peritrema abierto se distingue muy engrosado; la especie no presenta cicatriz ecdisial, pero es posible que esta se presente de forma poco notoria, como en la figura 21.

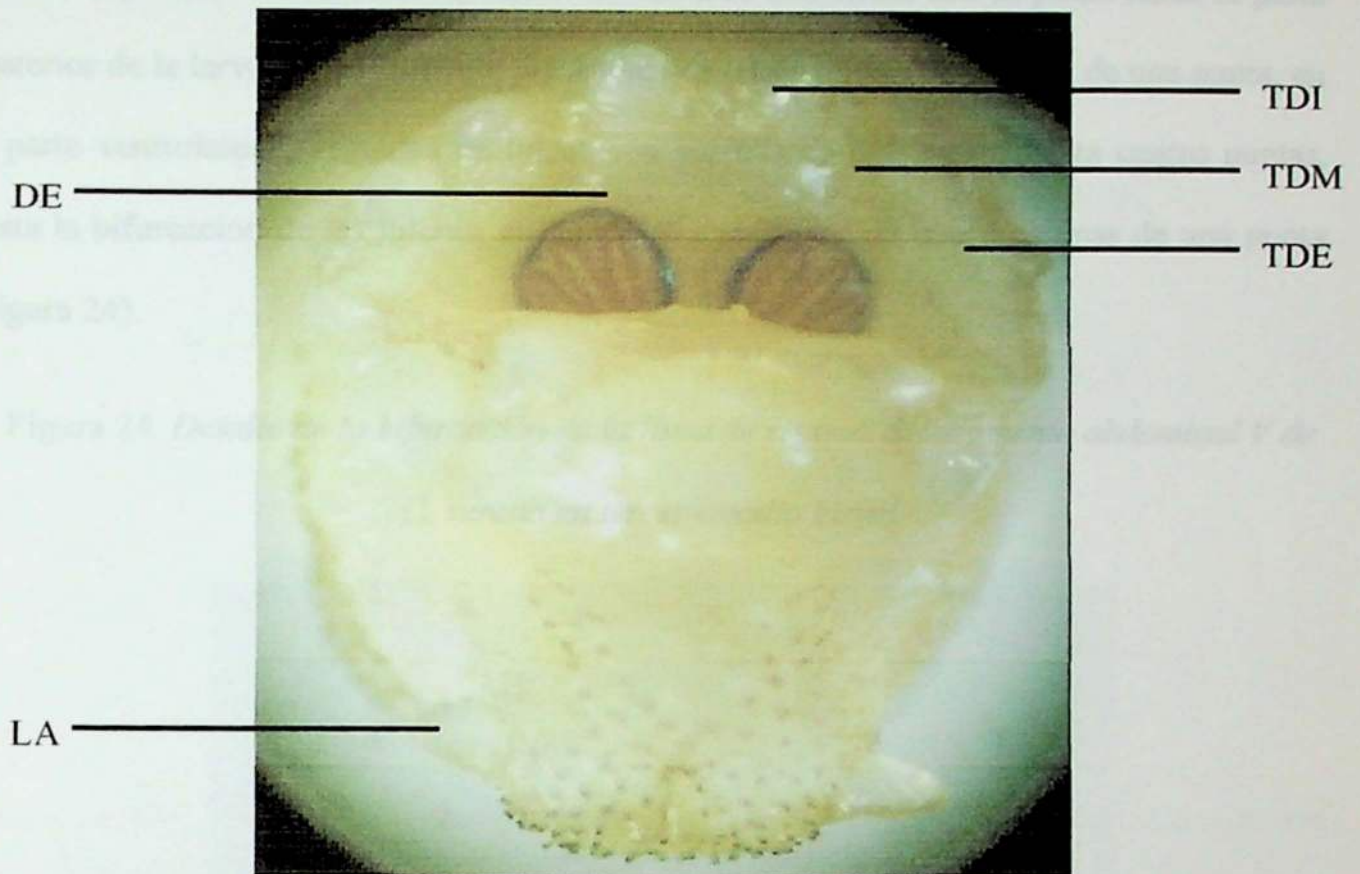
Figura 21. Detalles espiráculo posterior de larva de tercer estadio de *C. verena*



AE: apertura espiracular, P: peritrema; CE: cicatriz ecdisial

Los espiráculos posteriores se presentan introducidos en una cavidad. La distancia entre los tubérculos dorsales internos, es menor a la distancia entre el tubérculo interno y el externo dorsal, esto permite separar la especie de otras cuyas distancias entre tubérculos pueden presentarse mayores o menores entre sí (Greenberg & Szyska, 1981) (Figura 22).

Figura 22. *Vista posterior larva de tercer estadio (40X).*



TDI: tubérculo dorsal interno; TDM: tubérculo dorsal medial; TDE: tubérculo dorsal externo; DE: disco espiracular; LA: lóbulo anal

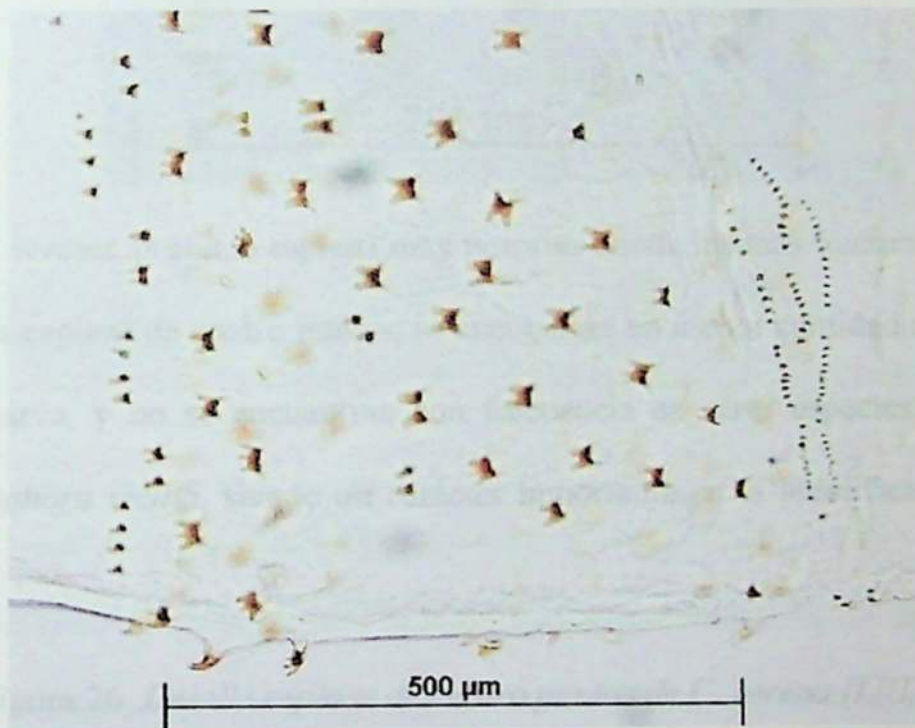
Las espinas se encuentran distribuidas desde la superficie dorsal hasta el ano, y se encuentran organizadas en su parte medial en dos triángulos en forma de V, lo que no se da en otras especies, cuya disposición se observa en forma de U (Figura 23).

Figura 23. *Distribución de espinas Segmento Abdominal VIII (40X)*



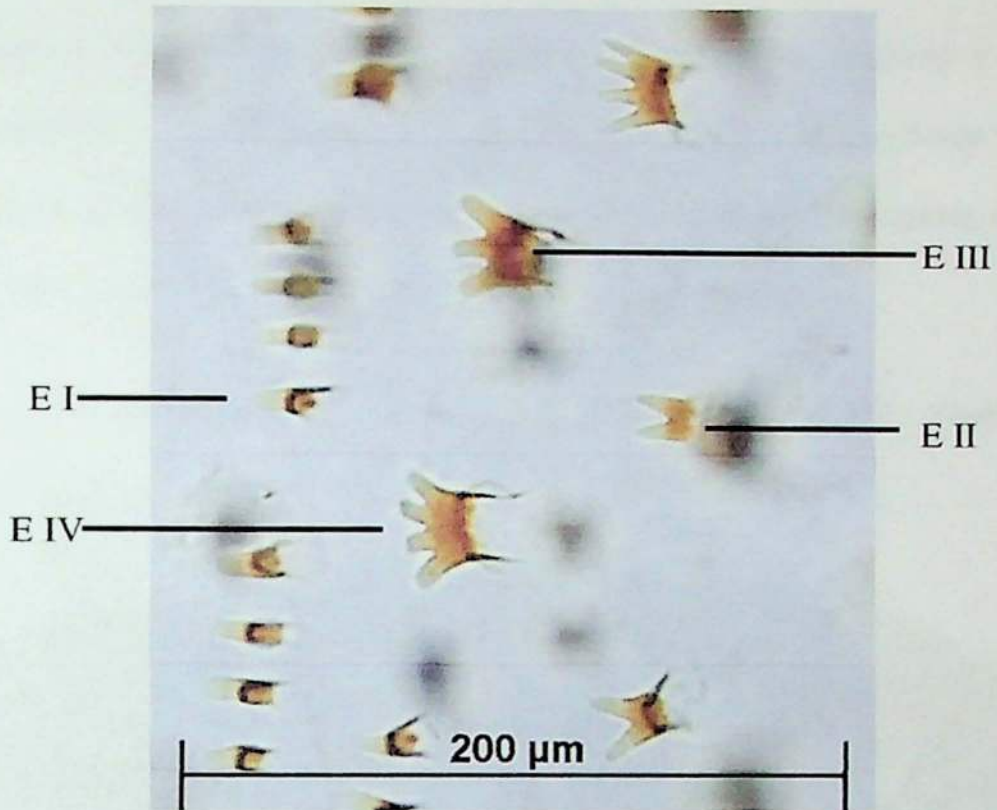
La bifurcación de las líneas de espinas se inicia desde la parte media de la larva, hasta toda su superficie ventral, las espinas se encuentran orientadas con la punta hacia la parte posterior de la larva. Anteriormente presentan dos o tres hileras de espinas de una punta, en la parte ventrolateral, seguidas de líneas con espinas de dos, tres y hasta cuatro puntas, hasta la bifurcación de las hileras, en donde se encuentran de nuevo espinas de una punta (Figura 24).

Figura 24. *Detalle de la bifurcación de la línea de espinas del segmento abdominal V de C. verena en tercer estadio larval*



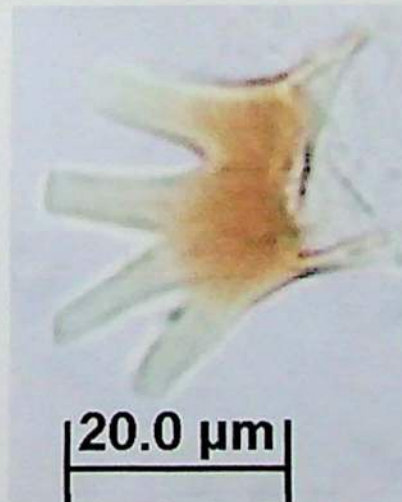
Las espinas se observan fuertemente pigmentadas en el tercer estadio. Las espinas de una punta se ubican en la parte anterior y posterior de los segmentos, mientras que al interior de esta zona se pueden encontrar espinas de dos a cuatro puntas (raramente de 4 puntas) (Figura 25).

Figura 25. Segmento abdominal IV. Espinas de I, II, III, y IV puntas



La especie *C. verena*, presenta espinas muy notorias donde las más frecuentes son de una y dos puntas; las espinas de cuatro puntas, se encuentran en menor cantidad a lo largo de la cutícula de la larva, y no se encuentran con frecuencia en otras especies como *Lucilia sericata* o *Calliphora vicina*, siendo un carácter importante en la identificación a especie (Figura 26).

Figura 26. Detalle espinas de cuatro puntas de *C. verena* (LIII)



11.1.5 Pupa de *C. verena*

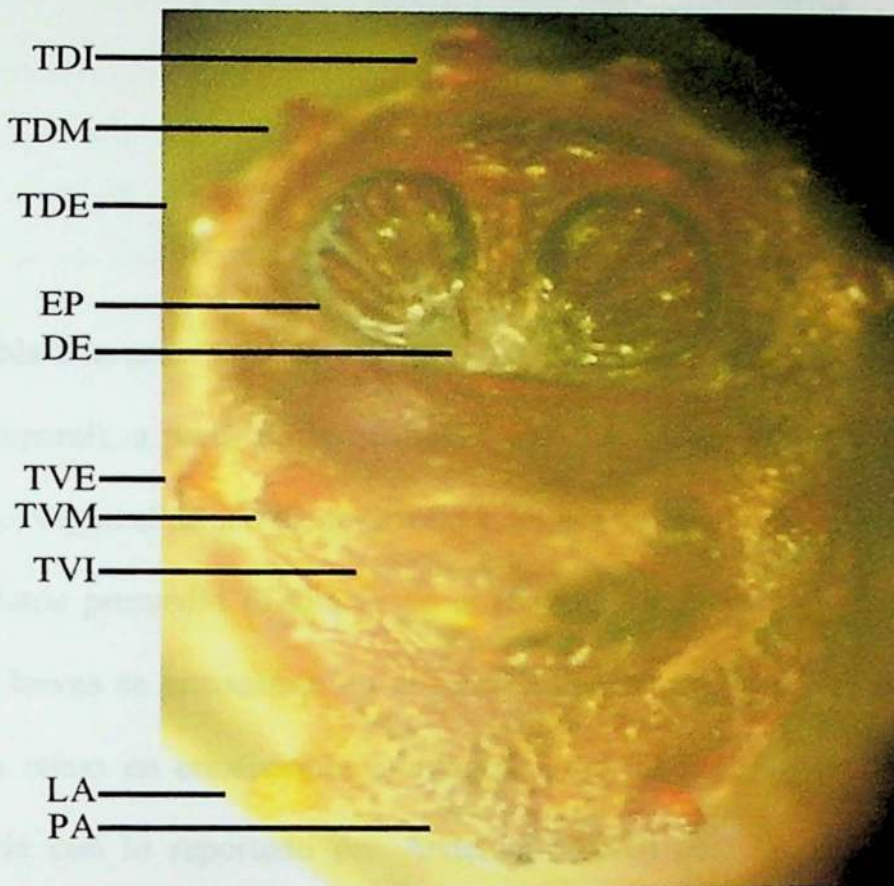
Pupa cilíndrica y alargada, aproximadamente de 7.69mm de longitud y 1.88mm de ancho, sobresalen en la parte anterior mas angosta, los espiráculos anteriores y se observa una constricción en el segundo segmento abdominal; se aprecian las espinas a lo largo de toda la superficie, con la misma disposición que en LIII (Figura 27).

Figura 27. Pupa de *C. verena* (20X). Segmento de Escala = 1 mm



Cutícula totalmente esclerotizada, con doce tubérculos localizados de forma uniforme alrededor del disco espiracular, placa anal reconocible con facilidad, con patrón de espinas particular, espiráculos posteriores mas esclerotizados que en el estado anterior, con la misma descripción que en larva III (Figura 28).

Figura 28. *Vista posterior (40X)*.



TDI: tuberculo dorsal interno; TDM: tuberculo dorsal medial; TDE: tuberculo dorsal externo; EP: espiraculo posterior, DE: disco espiracular, LA: lobulo anal; PA: protuberancia anal

11.2 Curvas de crecimiento y desarrollo de *C. verena*

La recolección de la masa de huevos se realizó el 13 de julio de 2008, debido al gran tamaño de la misma, esta se separó en dos, realizando dos cultivos. La eclosión de los huevos se presentó el 14 de julio. A partir de ese momento se sacrificaron a diario 5 larvas, hasta el 23 de julio (Cultivo en condiciones controladas en cámara ambientada) y el 30 de julio (Cultivo en condiciones ambientales), fechas en las cuales los individuos pasaron al estado de pupa; la primera emergencia de los adultos se presentó el 31 de julio (que corresponde al día 19 del ciclo) y el 12 de agosto (día 31) respectivamente (Tabla 1).

Tabla 1. Cambio de estado en el tiempo, para cultivos control y ambiente de *C. verena*

Desarrollo/Cultivo	Controlado	Ambiente
Colecta huevos	13/07/2008	13/07/2008
Eclosión LI	14/07/2008	14/07/2008
Larva II	16/07/2008	17/07/2008
Larva III	17/07/2008	21/07/2008
Prepupa	21/07/2008	24/07/2008
Pupa	23/07/2008	29/07/2008
Emergencia	31/07/2008	12/08/2008

En la Tabla 2 se presentan los valores promedio de las variables morfométricas (longitud y ancho corporal), a partir de la medición diaria de cinco individuos tomados al azar de cada cultivo, según el estado de desarrollo en el que se encontraban los mismos.

En los datos promedio (Tabla 2) se observa que las medidas tienden a ser máximas cuando las larvas se encuentran en el tercer estadio tanto para el cultivo en condiciones controladas como en condiciones ambientales del laboratorio, estos resultados están en concordancia con lo reportado por Anderson (2000) para las especies *Phormia regina* (Meigen), *Phaenicia sericata* (Meigen), *Eucalliphora latifrons* (Hough), *Lucilia illustris* (Meigen), y *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoidy) a diferentes temperaturas.

Durante el estadio larval tres los insectos se encontraban en una fase de alimentación activa, donde alcanzaron las medidas máximas. A partir de este momento se observó que el promedio de la longitud larval registró valores menores, lo que correspondió al estado de prepupa, periodo en el que los individuos cesan su alimentación para prepararse para el estado de pupa (Anderson, 2000).

Tabla 2. Promedio de longitud y ancho de *C. verena*, por estadio larval

Temp / Hum	Estado / Estadio	LI	LII	LIII	PP	P
22.7°C / 37.5%HR	Longitud (mm)	3.513 (±1.40)	6.91 (±0.37)	13.14 (±4.40)	13.17 (±0.36)	8.08 (±1.23)
	Ancho (mm)	0.485 (±0.25)	0.94 (±0.14)	1.89 (±0.64)	2.26 (±0.12)	2.03 (±0.19)
17.8°C / 52.8%HR	Longitud (mm)	3.59 (±1.16)	8.24 (±2.08)	13.09 (±1.27)	10.55 (±2.47)	7.50 (±0.33)
	Ancho (mm)	0.47 (±0.17)	1.16 (±0.40)	2.31 (±0.15)	2.08 (±0.34)	1.80 (±0.18)

11.2.1 Curvas de crecimiento y desarrollo en condiciones controladas 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR

El estado larval tuvo una duración de 6 a 7 días (LI, LII y LIII). El estadio LI duro dos días, LII un día, LIII entre tres y cuatro días (el día ocho no se muestreo el cultivo, debido a que el ingreso al INML-CF, no fue permitido el 20 de julio 2008, motivo por el cual se desconoce en qué estado se encontraban los individuos en esta fecha), el estado de prepupa duro entre dos y tres días y finalmente, el estado de pupa ocho días. La totalidad del ciclo se completó a los 18 días, hasta la emergencia de los individuos adultos (incluido el 20 de julio, que corresponde al día ocho del muestreo) (Tabla 3).

Tabla 3. *Duración de cada estado y estadio (LI, LII, LIII) de desarrollo de C. verena en condiciones controladas a 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR*

Estadio	Duración/Días
H	1
LI	2
LII	1
LIII	3-4
PP	2-3
P	8
Total	18

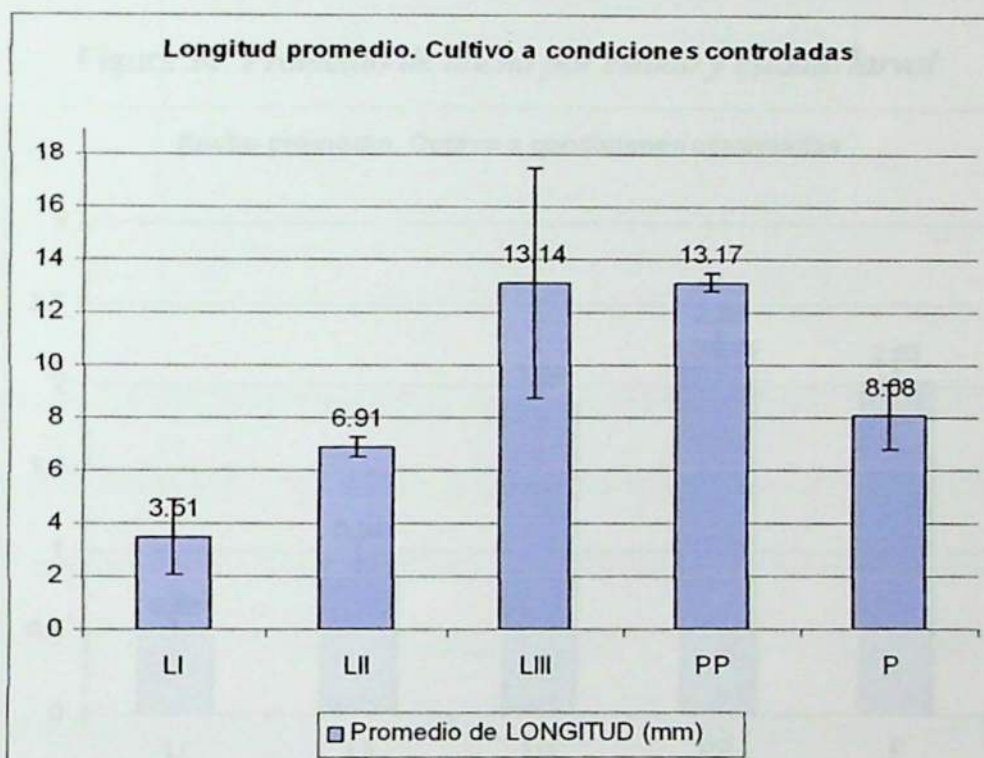
La figura 29, presenta los valores promedio con su respectivo intervalo de confianza por estadio, para la longitud de las larvas que se encontraban en el cultivo en condiciones controladas, evidenciando un crecimiento en los estadios primero al tercero.

En cuanto al intervalo de confianza, el valor promedio para el primer estadio es de 3.513 (± 1.40) mm mostrando un intervalo bastante mayor que el obtenido para el segundo instar 6.91 (± 0.37) mm, esto puede explicarse, debido a que la eclosión de los huevos no se presentó de forma simultanea, brindando ventaja a las primeras larvas en salir del cascarón, lo que pudo resultar en las diferencias para este primer estadio, las cuales se igualan en el

siguiente instar, considerando que la duración de este primero fue de tan solo dos días (Figura 29).

El mayor intervalo de confianza se presentó en el tercer estadio larval, última etapa de alimentación, en donde se puede dar que unos individuos se alimenten más que otros, presentando variación en las medidas corporales (Schnack, 2005; Anderson, 2000).

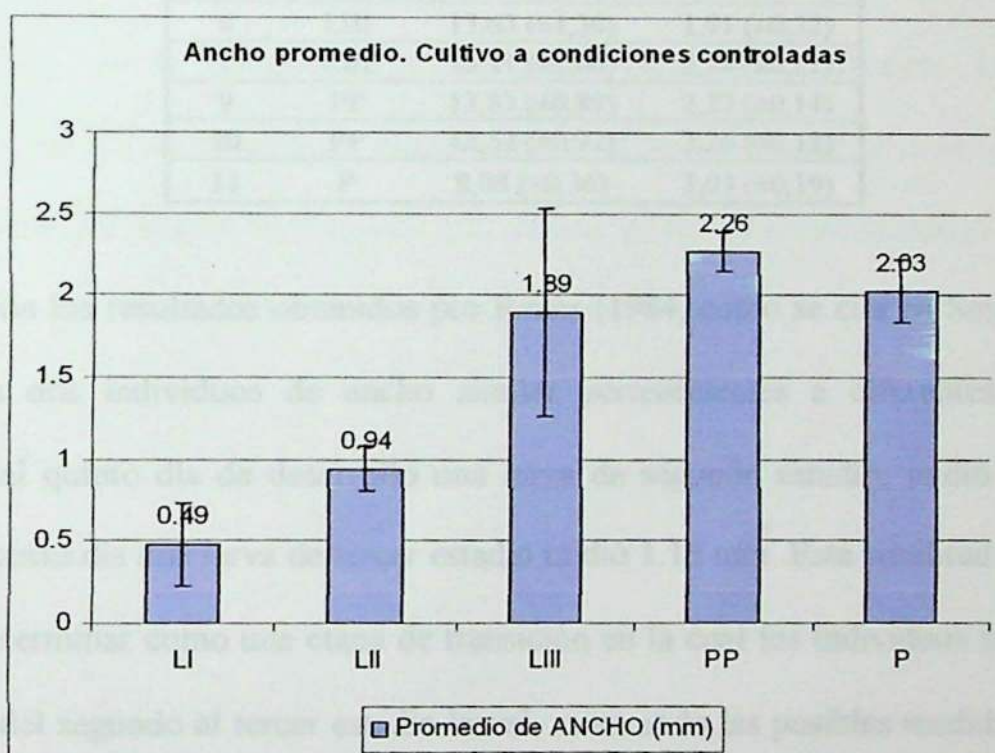
Figura 29. Promedio de longitud por estado y estadio larval



Los valores promedio para la variable ancho son más constantes (Tabla 2) y se muestran con un rango de datos menos amplio, para esta variable la menor medida fue de 0.29 mm en las larvas de primer estadio, y las máximas alcanzadas de 0.73 mm; para el segundo estadio larval, 0.84 mm fue el menor valor y el máximo de 1.12 mm, en el tercer estadio las larvas de menor tamaño tuvieron medidas de ancho de 1.13 mm y medidas máximas de 2.55 mm (Figura 30).

La media para los dos últimos estados, se observa mas cercana entre si, debido a que en el estado de prepupa, la larva se esta preparando para pasar al estado de pupa en donde se dará el paso el estado adulto, por lo que las ultimas prepupas presentan grososres muy similares a los que presentan las pupas, por encontrarse en un momento en el que al no ingerir alimento, digieren el que resta en sus intestinos, disminuyendo su tamaño corporal (Gullan & Cranston, 2005; Anderson, 2000) (Figura 30).

Figura 30. Promedio de ancho por estado y estadio larval



La Tabla 4 muestra el intervalo de confianza para la longitud y ancho promedio de los estados y estadios de desarrollo por día muestreado. El menor intervalo para la variable longitud fue de ($\pm 0,12$) mm y se encontró al segundo día cuando los individuos se encontraban en el primer estadio larval (LI). El mayor intervalo de confianza se presentó al quinto día de muestreo para la variable longitud, con un valor de ($\pm 1,61$) mm, en este momento las larvas se encontraban en el tercer estadio (LIII). Para la variable ancho, el

mayor intervalo se presentó el sexto día ($\pm 0,32$ mm), momento en el que las larvas se encontraban en el tercer estadio larval, y un intervalo mínimo de ($\pm 0,03$ mm), para el segundo día de muestreo, momento en el cual las larvas se encuentran en el primer estadio.

Tabla 4. *Intervalo de confianza para la longitud y ancho promedio de C. verena, en condiciones en condiciones controladas de 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR.*

Día	Estadio	Longitud (mm)	Ancho (mm)
2	LI	2,57 ($\pm 0,12$)	0,32 ($\pm 0,03$)
3	LI	4,46 ($\pm 0,26$)	0,65 ($\pm 0,07$)
4	LII	6,87 ($\pm 0,38$)	0,90 ($\pm 0,08$)
5	LIII	8,80 ($\pm 1,61$)	1,32 ($\pm 0,24$)
6	LIII	13,63 ($\pm 1,36$)	1,91 ($\pm 0,32$)
7	LIII	16,11 ($\pm 1,00$)	2,34 ($\pm 0,22$)
9	PP	13,83 ($\pm 0,89$)	2,27 ($\pm 0,14$)
10	PP	12,52 ($\pm 0,72$)	2,26 ($\pm 0,12$)
11	P	8,08 ($\pm 0,36$)	2,03 ($\pm 0,19$)

Acorde con los resultados obtenidos por Reiter (1984, como se cita en Smith, 1986), se encontraron dos individuos de ancho similar pertenecientes a diferentes estadios de desarrollo; al quinto día de desarrollo una larva de segundo estadio, midió 1.12 mm de ancho y al sexto día una larva de tercer estadio midió 1.13 mm. Esta similitud en el tamaño se puede determinar como una etapa de transición en la cual los individuos se encuentran, cambiando del segundo al tercer estadio larval, mostrando las posibles medidas mínimas y máximas para cada instar (Tabla 4). Para poder conocer en que rangos de longitud y ancho, ocurría la muda de un estadio larval al siguiente, el muestreo requería que este se realizase con mayor frecuencia (2 veces por día) por lo menos en los primeros estadios, cuando las larvas pasan del primero al tercero.

Dada la importancia de una correcta determinación de la edad larval, es necesario realizar de forma acertada la identificación de la especie, utilizando variables morfológicas como la disposición de espinas, presencia o ausencia de esclérito oral, estado del peritrema (abierto

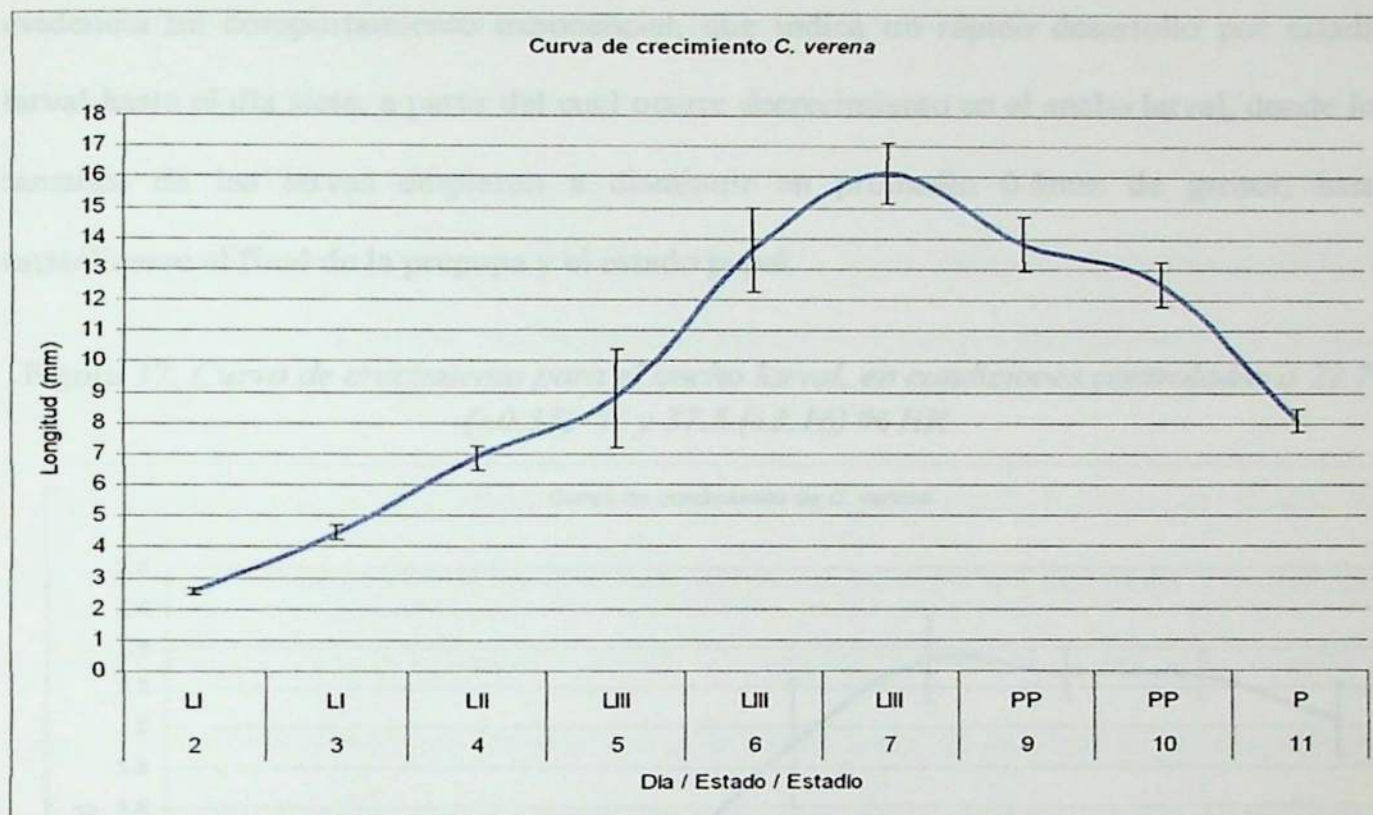
o cerrado); para que una vez determinada la especie sea posible la escogencia de la curva de crecimiento apropiada; es conveniente que no solo se use la longitud larval, sino que también esta se soporte con variables como el grado de desarrollo.

La Figura 31, muestra la curva de crecimiento para la longitud larval en condiciones de temperatura y humedad controladas ($22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$), la cual evidencia un comportamiento exponencial, que indica un rápido desarrollo por estadio larval hasta el día siete (LIII), a partir del cual se inicia un decrecimiento en la longitud larval (PP), donde los tamaños de las larvas empiezan a disminuir; autores como Byrd y Butler (1996) en su trabajo en *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae), encontraron las mayores medidas corporales en el tercer estadio y disminución de las mismas a partir del estadio de prepupa, esto debido al cese de alimentación por parte de los individuos, lo que resulta en la disminución del tamaño corporal.

En los estadios L1 y L2, se evidencia un intervalo muy reducido (Figura 31), probablemente debido a la disponibilidad del recurso alimenticio, que podría estar disminuyendo la competencia intraspecifica, mostrando un crecimiento con poca variación entre individuos (Schuck, 2007).

En el estado de pupa, los individuos simplemente se demoran hasta el estado adulto, permaneciendo constantes en su tamaño, debido a esto sea así las larvas entran en este estado, el mismo cesa, por lo que la gráfica no presenta más datos a partir del día 11. Para la determinación del tiempo de muerte a partir de muestras en este estado, se utilizan la duración de la fase pupal y se crían los individuos hasta la emergencia de los adultos. Conociendo la especie, y el tiempo de duración de este estado en determinadas condiciones ambientales, es posible realizar la aproximación del tiempo de muerte.

Figura 31. Curva de crecimiento para la longitud en condiciones controladas a 22.7 (± 0.35) °C y 37.5 (± 3.16) % HR

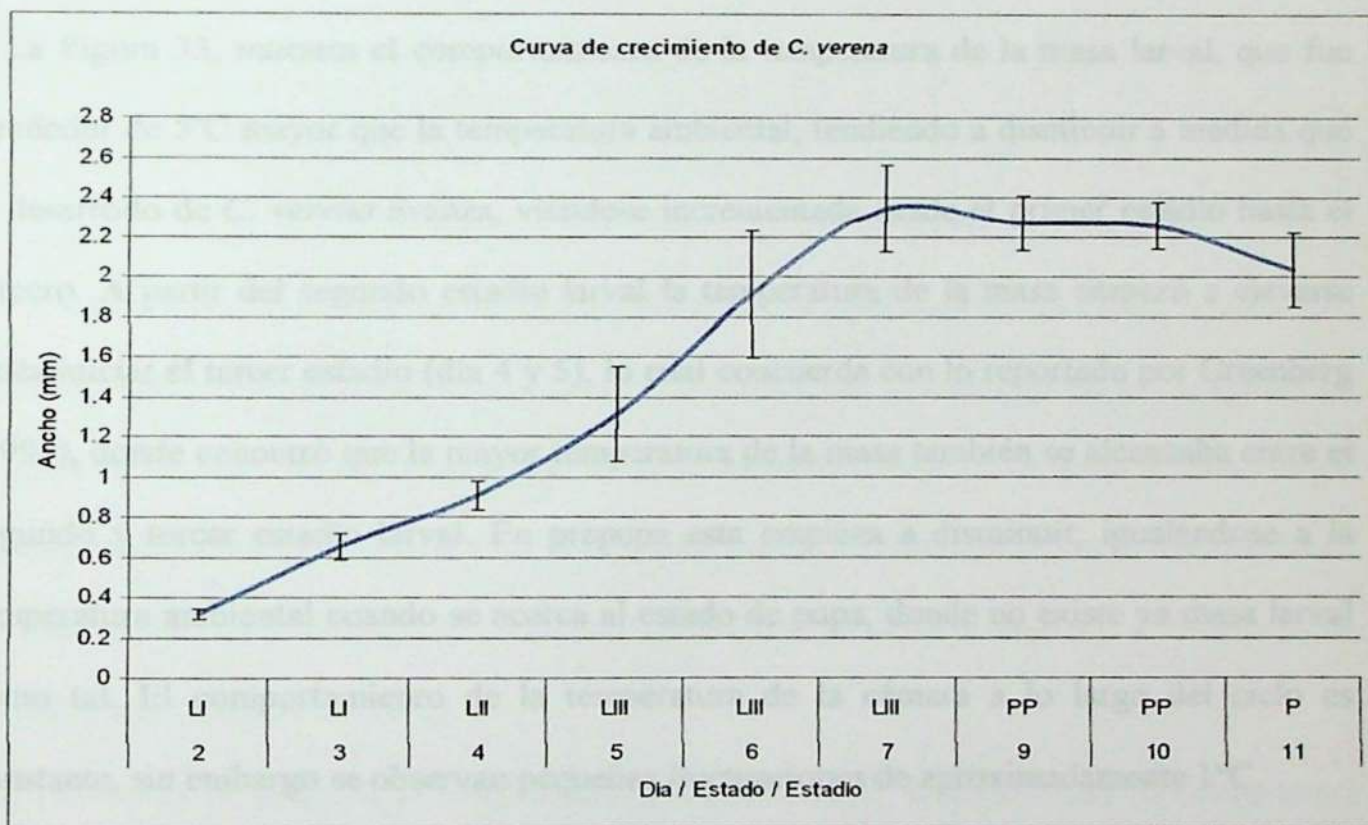


En los estadios LI y LII, se evidencia un intervalo muy reducido (Figura 31), posiblemente debido a la disponibilidad del recurso alimenticio, que podría evitar o disminuir la competencia intraespecífica, mostrando un crecimiento con poca variación entre individuos (Schnack, 2005).

En el estado de pupa, los insectos completaron su desarrollo hasta el estado adulto, permaneciendo constantes en su tamaño, debido a esto una vez las larvas entraron en este estado, el muestreo cesó, por lo que la gráfica no presentó más datos a partir del día 11. Para la determinación del tiempo de muerte a partir de muestras en este estado, se utiliza la duración de la fase pupal y se cultivan los individuos hasta la emergencia de los adultos. Conociendo la especie, y el tiempo de duración de este estado en determinadas condiciones ambientales, es posible realizar la aproximación del tiempo de muerte.

La Figura 32, muestra la curva de crecimiento para el ancho larval en condiciones de temperatura y humedad controladas ($22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$), la cual evidencia un comportamiento exponencial, que indica un rápido desarrollo por estadio larval hasta el día siete, a partir del cual ocurre decrecimiento en el ancho larval, donde los tamaños de las larvas empiezan a disminuir en promedio 0.5mm de grosor, hasta estabilizarse al final de la prepupa y el estado pupal.

Figura 32. Curva de crecimiento para el ancho larval, en condiciones controladas a $22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$



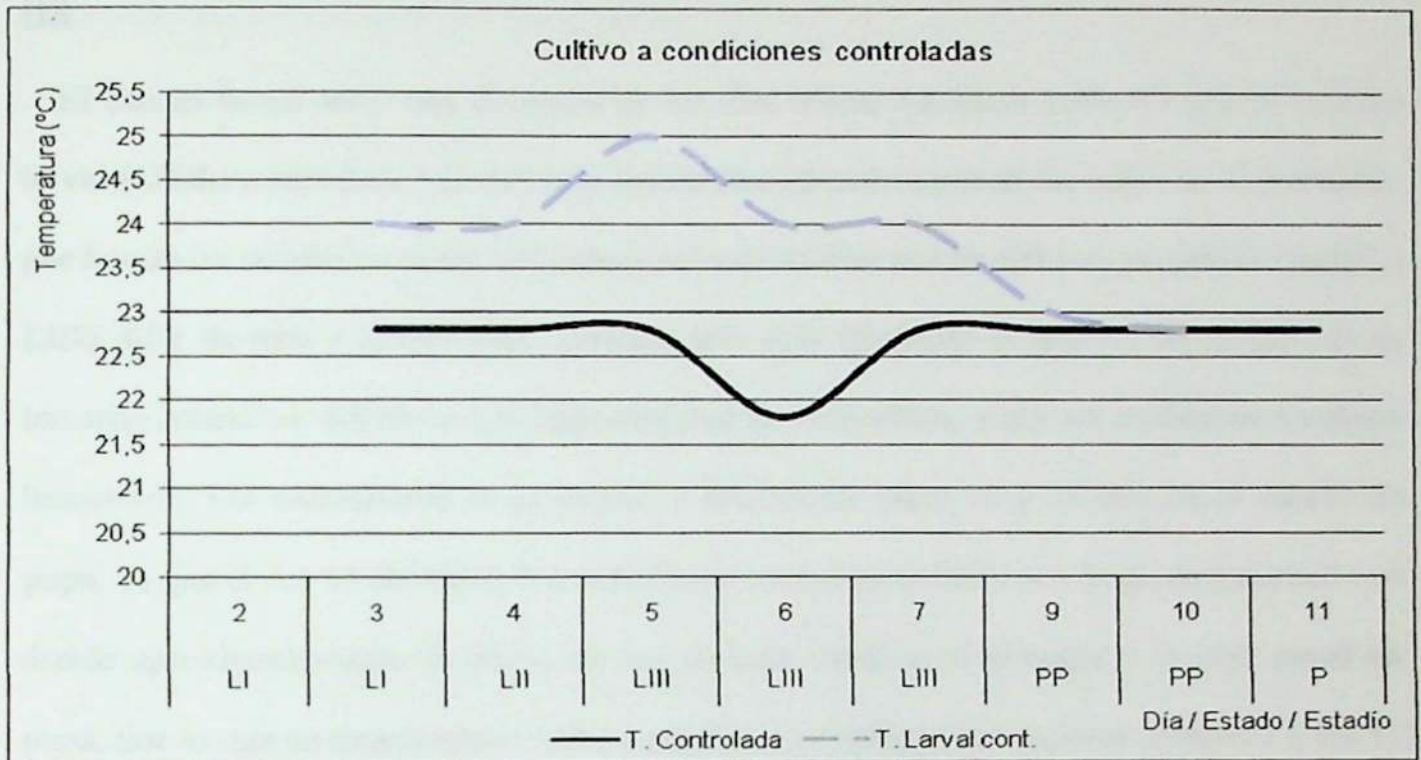
Los valores máximos alcanzados para las variables longitud y ancho (Figura 31 y 32) se obtuvieron en el estadio larval III, debido a que esta es la última fase en la que las larvas se alimentan y alcanzan su máximo desarrollo, ya que una vez finalizada esta etapa las larvas entrarán en prepupa, dejarán de alimentarse y empezarán la migración hacia un lugar de menor humedad para empupar. Así mismo se evidenció que la temperatura de la masa

larval fue mas elevada durante el tercer estadio (Figura 33), lo que concuerda con la teoría de las masas larvales que indica que éstas temperaturas pueden llegar a influenciar el crecimiento, favoreciendo el desarrollo larval (Castillo-Miralbés, 2001).

El cultivo obtenido bajo condiciones controladas, presentó curvas muy homogéneas entre sí, cuyas dispersiones bajas, evidencian desarrollos uniformes entre las larvas, mostrando como las condiciones de temperatura y humedad más bajas, influyen resultando un ciclo de desarrollo de menor duración, con individuos morfométricamente similares entre si. Figuras 31 y 32.

La Figura 33, muestra el comportamiento de la temperatura de la masa larval, que fue alrededor de 5°C mayor que la temperatura ambiental, tendiendo a disminuir a medida que el desarrollo de *C. verena* avanza, viéndose incrementada desde el primer estadio hasta el tercero. A partir del segundo estadio larval la temperatura de la masa empezó a elevarse hasta iniciar el tercer estadio (día 4 y 5), lo cual concuerda con lo reportado por Greenberg (1991), donde encontró que la mayor temperatura de la masa también se alcanzaba entre el segundo y tercer estadio larval. En prepupa esta empieza a disminuir, igualándose a la temperatura ambiental cuando se acerca al estado de pupa, donde no existe ya masa larval como tal. El comportamiento de la temperatura de la cámara a lo largo del ciclo es constante, sin embargo se observan pequeñas fluctuaciones de aproximadamente 1°C.

Figura 33. *Temperatura ambiental vs Temperatura larval 22.7°C y 37.5%*



La temperatura de la masa larval, fue mayor que la temperatura de la cámara (Figura 33), posiblemente debido al movimiento y la gran actividad metabólica que las larvas presentan (Higley & Haskell, 2001). Este aumento de la temperatura larval también se observó en estudios realizados por Byrd & Castner (2001), donde ésta llegaba a incrementarse hasta 2°C por encima de la temperatura a la cual se mantenía el cultivo, llegando a influenciar la duración y el crecimiento larval.

En el estado de prepupa, la temperatura larval disminuyó hasta alcanzar la temperatura de la cámara controlada (día 9 y 10), debido a que la masa larval se disgregó, iniciando la etapa de migración, durante la cual los individuos buscaron un lugar de menor humedad para empupar (Castillo-Miralbés, 2001; Greenberg, 1991).

11.2.2 Curvas de crecimiento en condiciones ambientales $17.8(\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$

HR

El estado larval tuvo una duración de 10 días (desde LI hasta LIII). El primer estadio larval (LI) duro tres días, LII de tres a cuatro días (debido a que el día ocho no se muestreo, por lo que no se conoce si los individuos se encontraban aun en LII o si ya habían pasado a LIII), LIII de tres a cuatro días, prepupa seis días (Incluido el día 15, en el que no se tomarón muestras, debido a una baja cantidad de individuos, y por no evidenciar cambios llamativos, por encontrarse en prepupa), y finalmente entre 13 y 14 días en el estado de pupa, ya que el día 17 del ciclo, los individuos se encontraban en una etapa de transición en donde aproximadamente la mitad de los mismos estaban en prepupa y la otra mitad en pupa, por lo que se muestrearon ambos estados. La totalidad del ciclo se completó a los 31 días, cuando se observó la emergencia de los individuos adultos (Tabla 5).

Tabla 5. *Duración de cada estado y estadio de C. verena en condiciones ambientales $17.8(\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$*

Estadio	Duración/Días
H	1
LI	3
LII	3-4
LIII	3-4
PP	6
P	13-14
Total	31

La duración del estado larval fue de 6 a 7 días en el cultivo a condiciones controladas y de 10 días en el cultivo a condiciones ambientales, donde a una temperatura aproximadamente 5°C menor, de un cultivo a otro, el desarrollo larval duró alrededor de 3 a

4 días más; por lo que la relación entre las variables temperatura y tasa de crecimiento, es inversa (Grassberger & Reiter, 2002) Tabla 3 y 6.

La Tabla 6, muestra los intervalos para la longitud y ancho promedio de los estados y estadios de desarrollo de *C. verena* por cada día de muestreo. Los menores intervalos fueron de ($\pm 0,12$) mm para la longitud y de ($\pm 0,02$) mm para el ancho, y se hallaron al segundo y cuarto día cuando los individuos se encontraban en el primer estadio larval (LI). El mayor intervalo entre las medidas de longitud de las cinco larvas que se muestrearon a diario, se obtuvo al sexto día con un valor máximo de ($\pm 1,23$) mm, momento en el cual las larvas se encontraban en el segundo estadio larval (LII).

Tabla 6. *Intervalo de confianza para la longitud y ancho promedio de C. verena, en condiciones ambientales de 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR*

Día	Estadio	Longitud (mm)	Ancho (mm)
2	LI	2,57 ($\pm 0,12$)	0,32 ($\pm 0,03$)
3	LI	3,68 ($\pm 0,15$)	0,52 ($\pm 0,06$)
4	LI	4,52 ($\pm 0,14$)	0,58 ($\pm 0,02$)
5	LII	6,70 ($\pm 0,26$)	0,84 ($\pm 0,14$)
6	LII	8,02 ($\pm 1,23$)	1,13 ($\pm 0,06$)
7	LII	9,99 ($\pm 0,59$)	1,50 ($\pm 0,09$)
9	LIII	13,83 ($\pm 0,93$)	2,30 ($\pm 0,12$)
10	LIII	12,37 ($\pm 1,07$)	2,33 ($\pm 0,22$)
11	LIII	13,08 ($\pm 1,05$)	2,29 ($\pm 0,15$)
12	PP	12,23 ($\pm 0,46$)	2,14 ($\pm 0,07$)
13	PP	12,11 ($\pm 1,18$)	2,35 ($\pm 0,21$)
14	PP	10,77 ($\pm 0,45$)	2,14 ($\pm 0,20$)
16	PP	10,07 ($\pm 0,47$)	2,04 ($\pm 0,20$)
17	PP	7,59 ($\pm 0,52$)	1,73 ($\pm 0,25$)
17	P	7,58 ($\pm 0,33$)	1,80 ($\pm 0,17$)
20	P	7,42 ($\pm 0,32$)	1,80 ($\pm 0,20$)

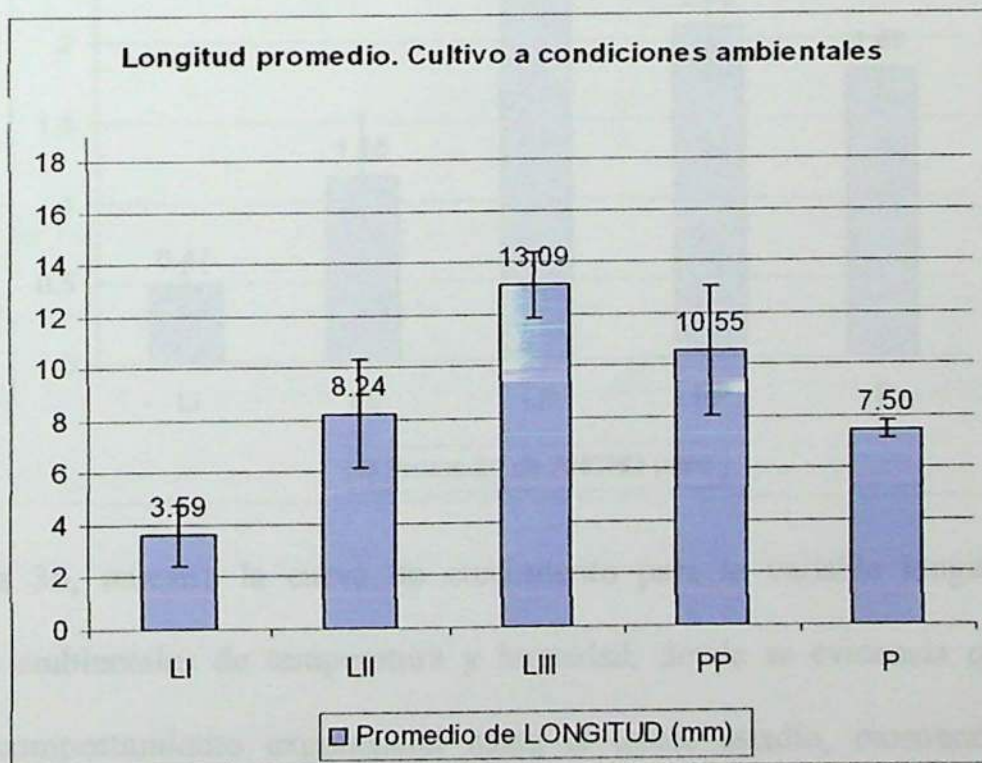
La figura 34, presenta los valores promedio con su respectivo intervalo de confianza por estadio, para la longitud de las larvas que se encontraban en el cultivo en condiciones ambientales promedio de 17.8(± 1.61)°C y 52.8 (± 6.58) % HR, de igual forma que para el

cultivo a condiciones controladas, estas evidencian un crecimiento en los estadios primero al tercero.

El estado de prepupa es la fase de preparación para pasar al estado pupal, muestra valores promedio menores a los obtenidos en las larvas del tercer estadio, ya que estas se encuentran en una etapa en la que cesan su alimentación, disminuyendo su tamaño, que es lo que se espera observar en una curva de crecimiento en donde las etapas finales evidencian tamaños menores (Anderson, 2000).

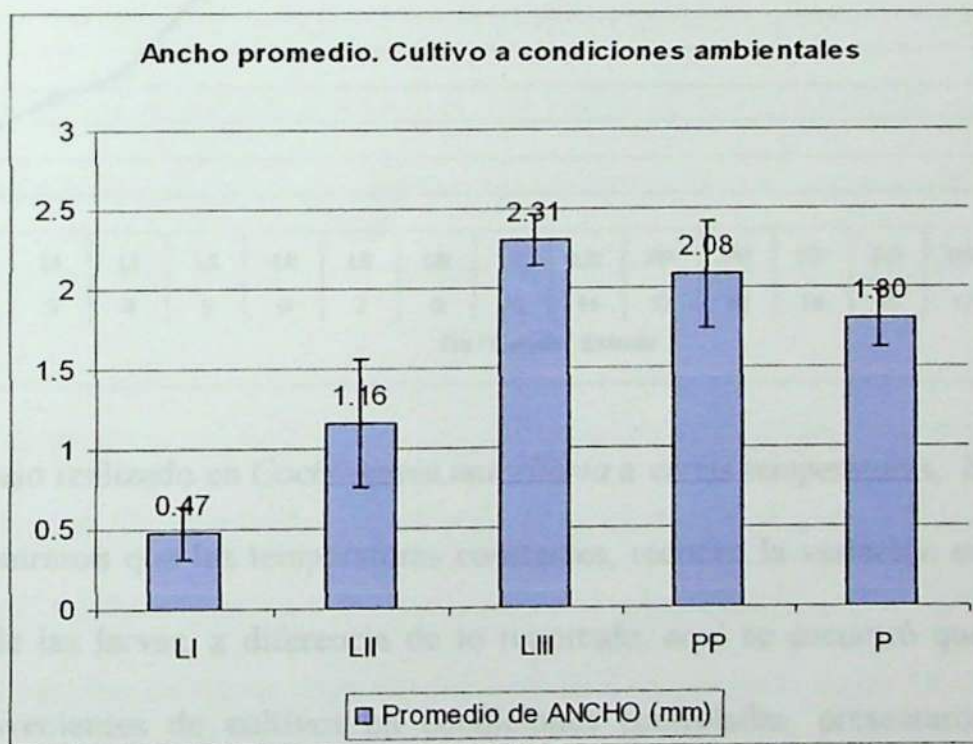
Acorde con lo obtenido a un rango de temperaturas entre 15 y 34°C por Grassberger y Reiter (2001) para una especie de la familia Calliphoridae *Lucilia sericata*, los datos en la fase de pupa se tornan constantes evidenciando medidas promedio de 7,58 ($\pm 0,33$) mm y 7,42 ($\pm 0,32$) mm para los días (17 y 20 respectivamente) en que se muestrearon pupas (Tabla 6), en donde las medidas permanecen homogéneas, la figura 34 muestra que el menor intervalo se presenta en este estado.

Figura 34. Promedio de longitud por estado y estadio larval de *C. verena*



Los valores promedio para la variable ancho son más constantes y se muestran con un rango de datos menos amplio, donde el menor intervalo fue de $\pm 0,02$ mm (día 4) en larvas de primer estadio, hasta $\pm 0,25$ mm (día 17) como los máximos intervalos alcanzados en el estado de prepupa, la Figura 35 muestra que ninguna de las medidas promedio se solapa, permitiendo afirmar que cada estadio tiene valores promedio bien definidos, indicando que las mínimas medidas por ejemplo para el primer estadio serian aproximadamente de 0.6 mm, al observar que el intervalo superior se encuentra cercano a este valor; en el estado de prepupa y pupa se presenta solapamiento, debido a que estas etapas ya no son de crecimiento sino de disminución en las medidas corporales, por lo que los intervalos se presentan entre los mismos rangos de ancho (Figura 35).

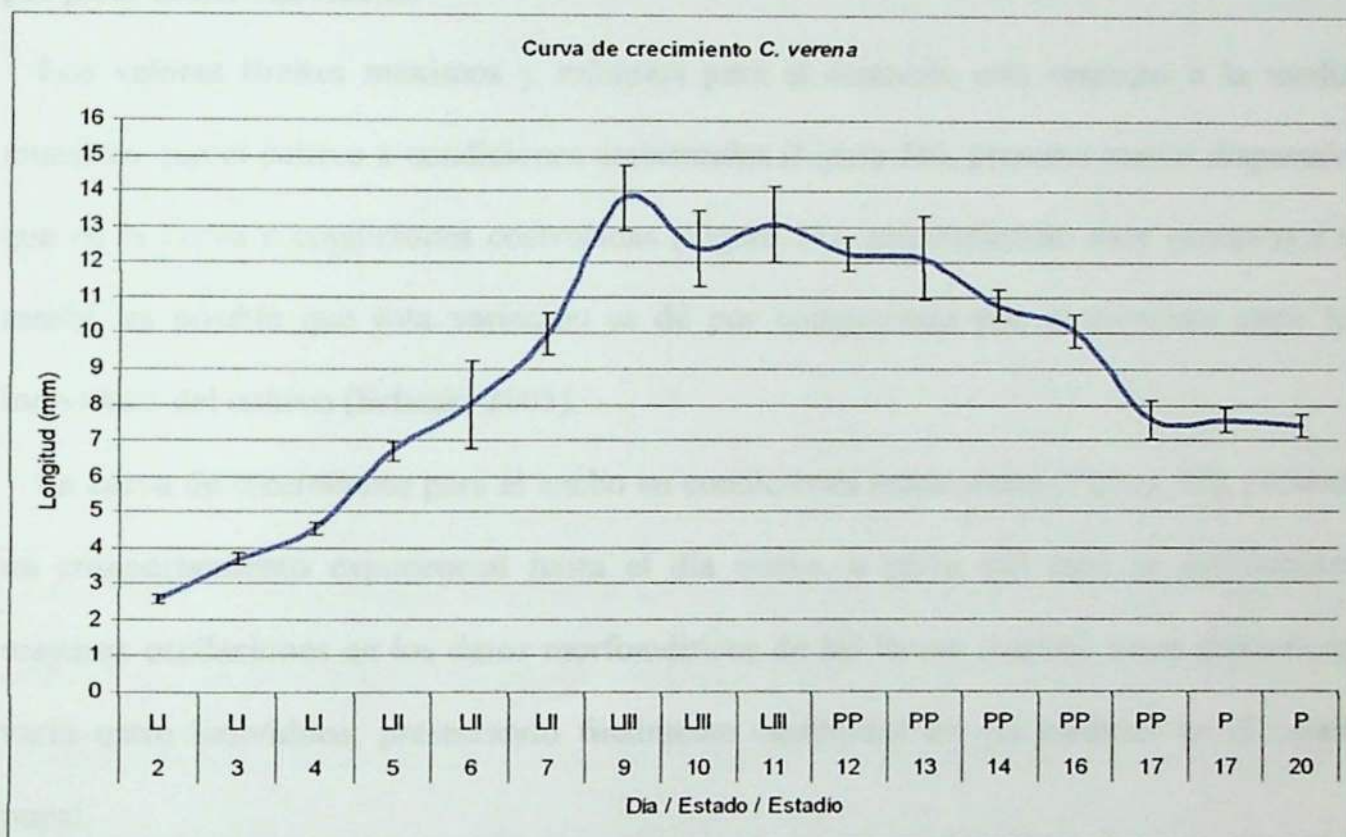
Figura 35. Promedio de ancho por estado y estadio larval de *C. verena*



La Figura 36, muestra la curva de crecimiento para la variable longitud larval en condiciones ambientales de temperatura y humedad, donde se evidencia que las larvas tienen un comportamiento exponencial hasta el tercer estadio, mostrando un rápido

desarrollo hasta el día nueve, a partir del cual se inició un decrecimiento en la longitud, donde las larvas empezaron a disminuir su tamaño, hasta que la longitud se estabilizó en un valor aproximado de 7.5 mm.

Figura 36. Curva de crecimiento para la longitud en condiciones ambientales a $17.8(\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8(\pm 6.58)\% \text{HR}$



En el trabajo realizado en *Cochliomyia macellaria* a varias temperaturas, Byrd & Butler (1996) encontraron que las temperaturas constantes, reducen la variación en las medidas corporales de las larvas, a diferencia de lo reportado, aquí se encontró que las medidas larvales provenientes de cultivos en condiciones controladas, presentaron una mayor variación en los estadios LII y LIII, que los provenientes de condiciones ambientales con mayor fluctuación de temperatura (Figuras 31 y 36).

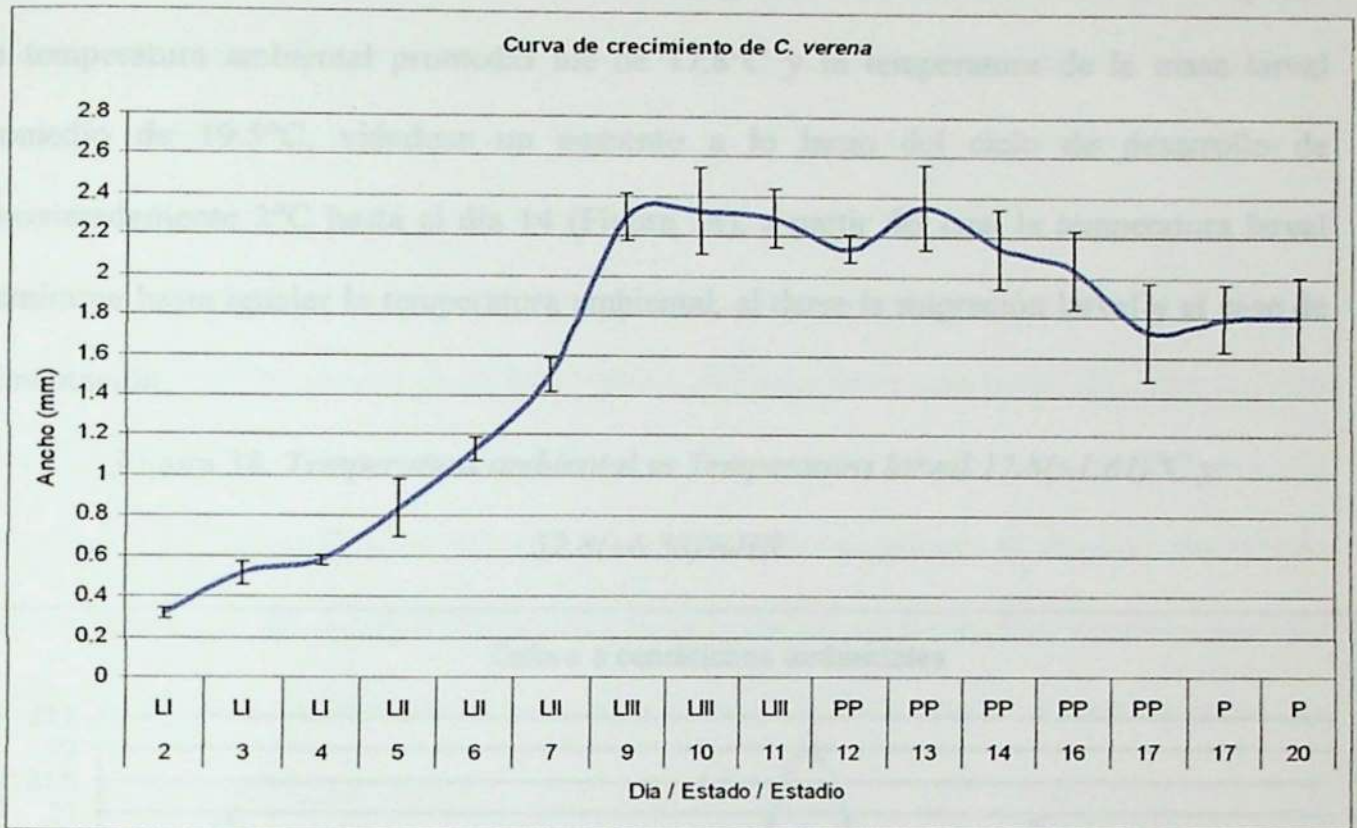
Usaquén y Camacho (2004) obtuvieron valores estables para el estado de pupa, en el presente trabajo, los valores morfométricos del estado pupal se mantuvieron constantes como lo observado en la Figura 35, evidenciando estabilidad en la longitud de las pupas, con una medida aproximada de 7.5 mm, entre los días 17 y 20; momento a partir del cual el registro de las variables longitud y ancho terminó, al no evidenciarse mayor crecimiento por parte de los individuos.

Los valores límites máximos y mínimos para el intervalo con respecto a la media, muestran que el cultivo a condiciones ambientales (Figura 36), presenta menor dispersión, que en la curva a condiciones controladas (Figura 31), encontrándose muy cercanos a la media, es posible que esta variación se dé por competencia por el alimento entre los individuos del cultivo (Schnak, 2005).

La curva de crecimiento para el ancho en condiciones ambientales (Figura 37), presentó un comportamiento exponencial hasta el día nueve, a partir del cual se evidenciaron mayores oscilaciones en los datos morfométricos de las larvas (ancho), cuyo crecimiento varió entre individuos, presentando finalmente estabilidad en las medidas en el estado pupal.

El estado de prepupa es una etapa en la que las larvas no se alimentan, disminuyendo su tamaño; la figura 37, presenta valores promedio menores en prepupa que en el tercer estadio larval, en donde se ve una disminución hasta el día 13, en el cual las medidas corporales aumentan de nuevo, esto se dio, debido a que el paso de un estado al siguiente no se da de forma simultánea (Grassberger & reiter, 2002; Anderson, 2000) por lo que los individuos colectados este día, pueden haber correspondido a los últimos individuos en alcanzar esta etapa, momento en el cual no han iniciado el proceso de reducción corporal.

Figura 37. Curva de crecimiento para el ancho larval de *C. verena*, en condiciones ambientales a $17.8(\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8 (\pm 6.58) \% \text{HR}$



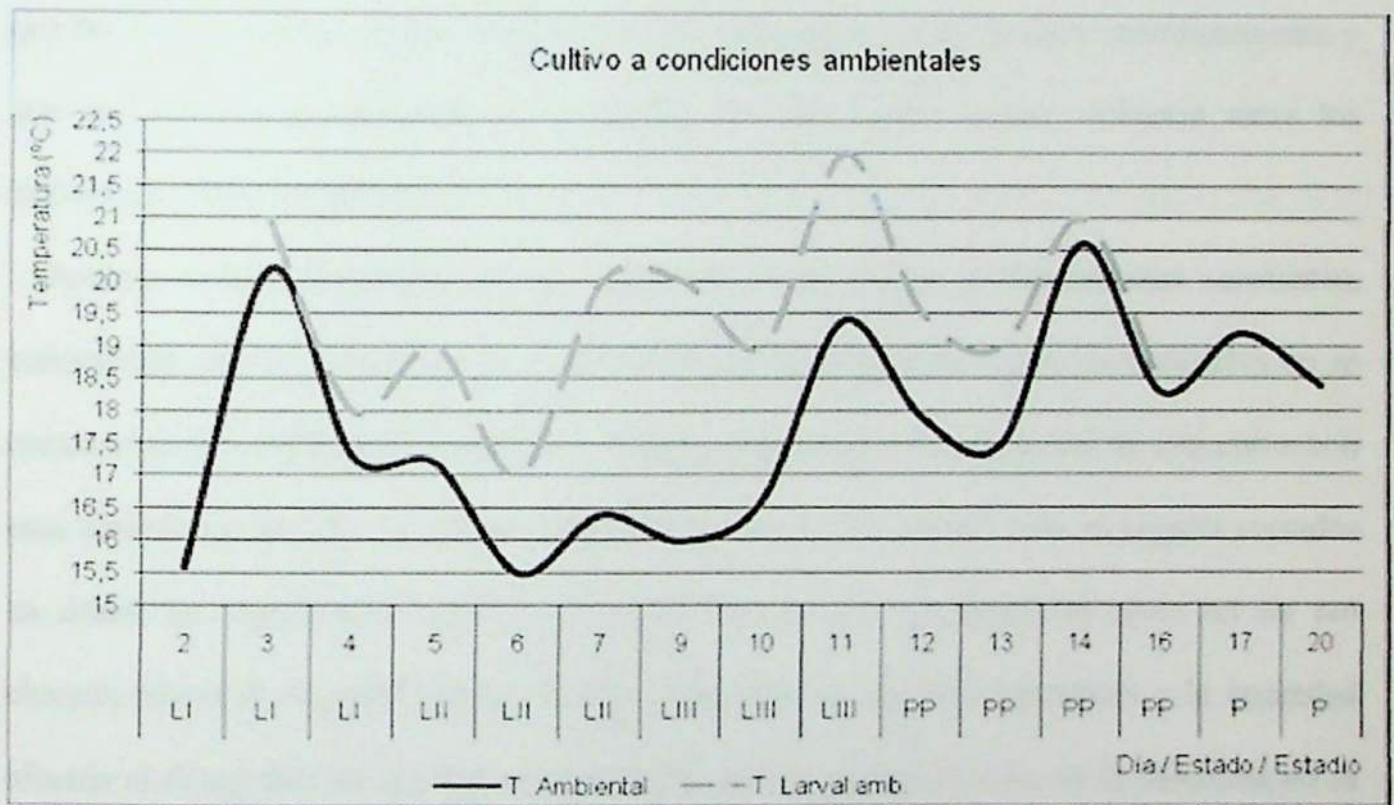
Al comparar las variables longitud y ancho, para los dos cultivos (Figuras 31-37), se observó mayor intervalo en los límites máximos y mínimos para la media, del cultivo en condiciones controladas, lo cual difiere de lo que se habría podido esperar de un cultivo a condiciones mas estables, donde los individuos resultantes, podrían haber sido menos heterogéneos entre sí, conociendo que la variación en las medidas corporales de las larvas tiende a reducirse a condiciones constantes (Byrd & Butler, 1996).

Las menores desviaciones se encontraron al segundo día de muestreo para ambos cultivos, por lo que la grafica presenta los límites mínimos muy cercanos a la curva promedio, posiblemente debido a que variables como la competencia por el recurso alimenticio, pueden no haber afectado las larvas por acabar de eclosionar (Schnak, 2005).

La figura 38, muestra el comportamiento de la temperatura ambiental, en grados celsius, así como la temperatura de la masa larval, a lo largo del ciclo de crecimiento de la especie. La temperatura ambiental promedio fue de 17.8°C y la temperatura de la masa larval promedio de 19.5°C, viéndose un aumento a lo largo del ciclo de desarrollo de aproximadamente 2°C hasta el día 14 (Figura 38), a partir del cual la temperatura larval disminuye hasta igualar la temperatura ambiental, al darse la migración larval y el cese de alimentación.

Figura 38. *Temperatura ambiental vs Temperatura larval 17.8(±1.61)°C y*

52.8(±6.58)%HR



Greenberg (1991) encontró que la temperatura larval se presentó por encima de la temperatura de los cultivos con un incremento durante los estadios larvales II y III; de igual forma, en el presente estudio se encontró que para el segundo y tercer estadio se evidenció un aumento de temperatura, mayor del presentado en el primer estadio, posiblemente

debido a una mayor actividad por parte de las masas larvales; de aquí en adelante las temperaturas disminuyeron, cuando los individuos se encontraban en prepupa, ya que la masa larval se disgregó, en búsqueda de un lugar menos húmedo, para pasar al siguiente estado, lo que también se debe a que las larvas ya no presentaban movimiento continuo y permanente (Camacho, 2003; Greenberg, 1991) (Figura 33 y 38).

La curva de crecimiento para la variable longitud en condiciones ambientales (Figura 32), presentó más fluctuaciones en las medidas, al iniciar el estadio larval III, entre los días 9 y 11, mostrando una disminución en los valores longitudinales, lo que puede deberse a la temperatura fluctuante (Figura 38) registrada en los días anteriores al estadio, conociendo que las consecuencias de las condiciones que influyen, no se evidencian inmediatamente y que los cultivos a temperaturas constantes tienden a tener menor variación entre los individuos (Byrd & Butler, 1996).

Autores como Greenberg (1991), aconsejan evitar curvas a temperaturas constantes, conociendo que la naturaleza no se comporta de forma estable, y que los cadáveres no se encuentran en condiciones constantes, se torna cuestionable la utilización de una curva con esas características, por lo que la aplicación de estas se torna útil solo en lugares cerrados en donde las condiciones presentan menor fluctuación y la humedad suele no ser tan elevada (Byrd & Castner, 2001). Smith (1986) afirma que la temperatura y la humedad afectan el desarrollo de los dípteros, sin embargo los efectos directos de la humedad no se conocen de forma tan acertada.

11.2.3 Curvas de crecimiento y desarrollo de *C. verena* en condiciones controladas y ambientales

El ciclo de vida para *C. verena*, tuvo una duración desde la eclosión del huevo hasta la emergencia de los adultos de 18 días en condiciones de temperatura y humedad controladas

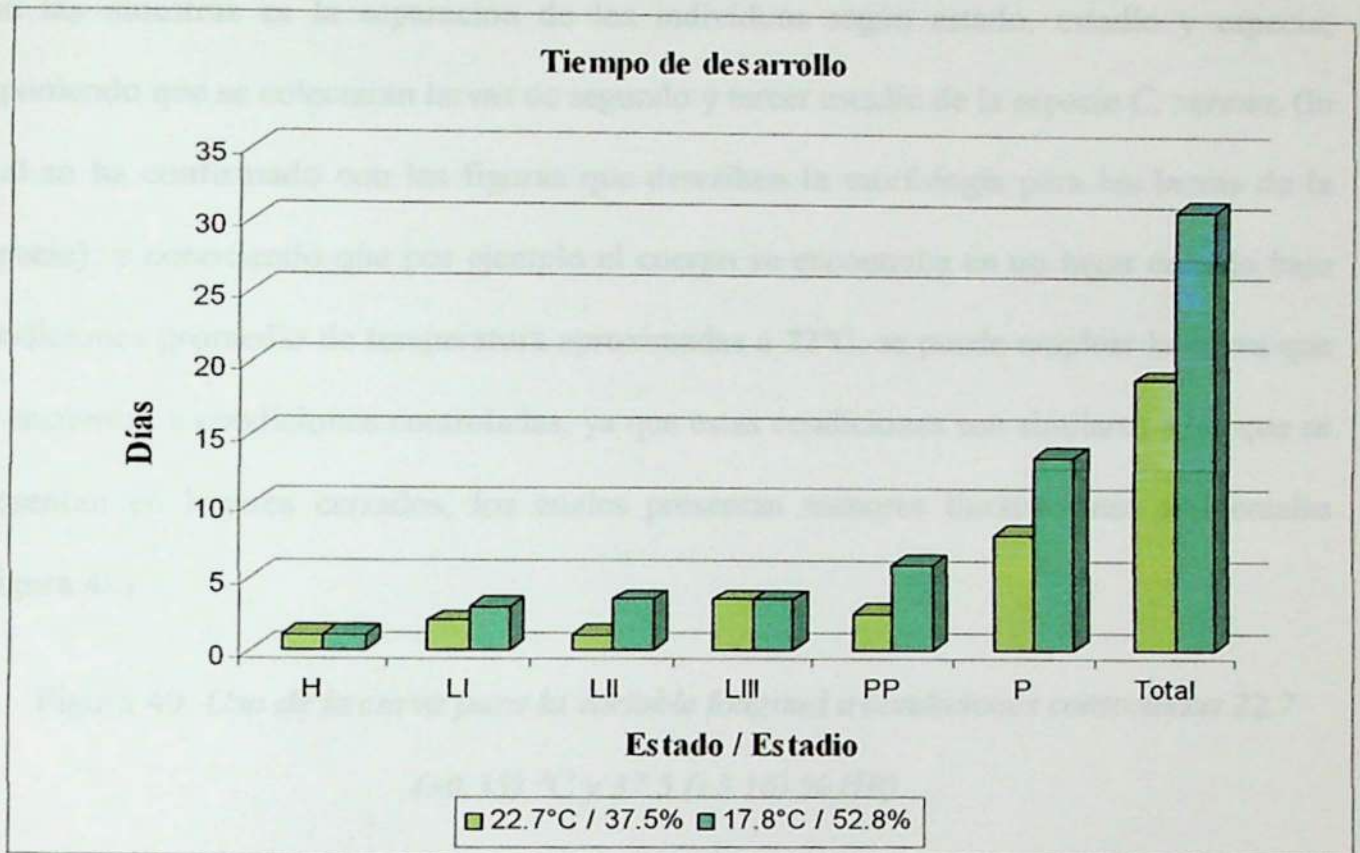
de $22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$; a diferencia del ciclo de vida en condiciones ambientales, el cual tuvo una duración de 31 días hasta la emergencia de los adultos bajo condiciones promedio de temperatura y humedad ambientales de $17.8(\pm 1.61)^\circ\text{C}$ y $52.8(\pm 6.58)\% \text{HR}$ (Figura 39).

En cuanto a la duración del estado larval, los cultivos tardaron 6 a 7 (condiciones controladas) y 10 días (condiciones ambientales) (Tablas 3 y 6); donde el primer estadio larval duró 2 y 3 días en condiciones controladas y ambientales respectivamente (Figura 39), a partir de aquí, estos empezaron a tener diferente duración, posiblemente debido a los efectos de la temperatura, al prolongar el ciclo de desarrollo de los individuos en condiciones de temperaturas no tan elevadas (Grassberger & Reiter, 2002; Byrd & Castner, 2001; Byrd & Butler, 1996).

El segundo estadio larval tuvo una duración de 1 día en el cultivo que se encontraba en la cámara, y de 3 a 4 días en condiciones ambientales, el tercer estadio duro entre 3 y 4 días en los dos cultivos, a partir del cual empezó a notarse una diferencia mayor entre los estados de prepupa con una duración de dos a 3 y 6 días (condiciones controladas y ambientales respectivamente) y finalmente el estado de pupa que duro 8 días y de 13 a 14 días en condiciones ambientales.

En la Figura 39, se puede observar que el estado de mayor duración es el estado de pupa, momento en que se da la reorganización celular del individuo; donde la diferencia entre la duración del ciclo de vida entre las condiciones controladas y ambientales es de 12 días aproximadamente, obteniendo primero la emergencia de los adultos que se encontraban en condiciones constantes de temperatura y humedad de $22.7 (\pm 0.35) ^\circ\text{C}$ y $37.5 (\pm 3.16) \% \text{HR}$.

Figura 39. Tiempo de desarrollo, a condiciones ambientales ($17.8(\pm 1.61)^{\circ}\text{C}$ y $52.8(\pm 6.58)\%$ HR) y controladas ($22.7(\pm 0.35)^{\circ}\text{C}$ y $37.5(\pm 3.16)\%$ HR)

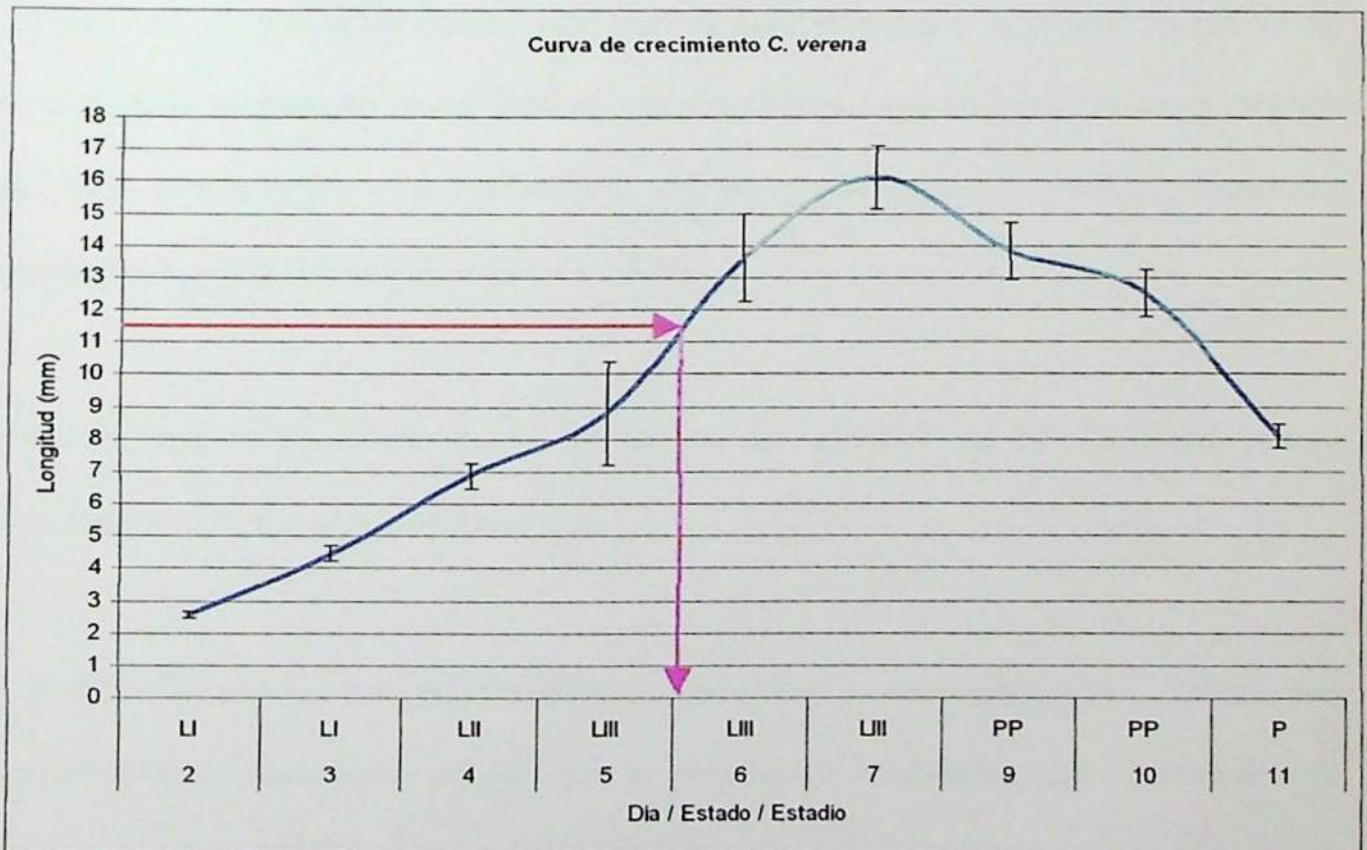


En cuanto al tiempo de desarrollo total de *C. verena*, las condiciones de temperatura y humedad controladas ($22.7(\pm 0.35)^{\circ}\text{C}$ y $37.5(\pm 3.16)\%$ HR), produjeron una duración de 18 días, tiempo bastante reducido al observar los efectos de las condiciones ambientales de temperatura y humedad, los cuales produjeron una duración de 31 días (Figura 39). Estos crecimientos más rápidos pueden significar condiciones más favorables, al mostrar periodos larvales y pupales más cortos (Figura 31 y 36), encontrando así que las mejores condiciones para el desarrollo de *C. verena* fueron las controladas donde la temperatura mayor redujo el tiempo de desarrollo, siendo este inverso a la temperatura (Grassberger & Reiter, 2002; Byrd & Butler, 1996).

11.2.4 Uso de las curvas de crecimiento para la determinación del intervalo postmortem

Si llegase un cadáver con larvas de dípteros, lo primero que se debe realizar al trabajar con las muestras es la separación de los individuos según estado, estadio y especie; suponiendo que se colectaran larvas de segundo y tercer estadio de la especie *C. verena*, (lo cual se ha confirmado con las figuras que describen la morfología para las larvas de la especie); y conociendo que por ejemplo el cuerpo se encontraba en un lugar cerrado bajo condiciones promedio de temperatura aproximadas a 22°C, se puede emplear la curva que se encuentra a condiciones controladas, ya que estas condiciones son similares a las que se presentan en lugares cerrados, los cuales presentan menores fluctuaciones ambientales (Figura 40).

Figura 40. *Uso de la curva para la variable longitud a condiciones controladas 22.7 (±0.35) °C y 37.5 (±3.16) % HR*



Una vez encontrada la curva de la especie que mejor se ajusta a las condiciones de temperatura, se toman las medidas cuantitativas, de las larvas del estadio más avanzado, al saber que fueron las primeras en eclosionar, y por lo tanto las primeras en descubrir el cadáver; suponiendo que las medidas para la longitud larval sean 11.5 mm de longitud y al extrapolar este tamaño en la figura 40, esta indicaría un tiempo de desarrollo de 6 días aproximadamente, al cual se le debe sumar 1 o 2 días que tarda la incubación del huevo; este tiempo equivaldría al intervalo de muerte, por lo que este tendría un tiempo aproximado de 7 a 8 días como mínimo.

12. Conclusiones

El tiempo de desarrollo de *C. verena* desde el estado de huevo y hasta la emergencia de los insectos adultos en condiciones controladas de (22.7°C y 37.5% HR) tuvo una duración aproximada de 18 días.

El tiempo de desarrollo de *C. verena* en condiciones ambientales de (17.8°C y 52.8% HR) tuvo una duración aproximada de 31 días desde el estado de huevo y hasta la emergencia de los adultos.

La relación entre la temperatura y la duración del desarrollo larval son inversas, es decir, a mayor temperatura menor tiempo de desarrollo.

La correcta identificación taxonómica hasta el nivel de especie durante el estado larval, solo es posible empleando larvas de tercer estadio, debido a que los caracteres morfológicos están bien desarrollados y son constantes. Así mismo, es necesario combinar caracteres morfológicos en los estados inmaduros y adulto.

Se confirma la presencia de *C. verena* en la localidad de La Candelaria como colonizadora de cadáveres humanos.

Las curvas de crecimiento en condiciones ambientales y controladas, para *C. verena*, son extrapolables en situaciones en las que se encuentren cadáveres, bajo condiciones de temperatura y humedad similares a las utilizadas en los cultivos del presente estudio.

3.2. Determinación de la temperatura

Se corrobora que la masa larval incrementa su temperatura por encima de la temperatura a la cual se encuentra el cultivo (ambiente o controlado).

La determinación del tiempo aproximado de muerte requiere de un trabajo interdisciplinario con otras áreas del ámbito forense, ya que la entomología forense es una herramienta que da apoyo a otras disciplinas.

Para la correcta estimación del tiempo de muerte es necesario usar variables morfométricas larvales (curvas de crecimiento), así como establecer el grado de desarrollo del insecto (estadios larvales).

13. Recomendaciones

Debido a que el paso entre estadios se da de forma rápida se sugiere, para futuros proyectos realizar los muestreos mas seguidos, por lo menos hasta que las larvas se encuentren en el tercer instar, de forma que se puedan registrar las medidas más aproximadas, al momento de la ecdisis larval.

Es importante conocer los efectos de las fluctuaciones de temperatura tanto diurna como nocturna, sabiendo que el desarrollo de los insectos va ligado a las condiciones en las cuales se encuentran.

En vista de la poca información alrededor de los efectos directos de la humedad en el desarrollo larval, se recomiendan trabajos que evalúen el desarrollo a diferentes humedades relativas.

14. Referencias

1. Alcaldía Mayor de Bogotá. (1993). Agendas locales ambientales, localidad la candelaria, editada por el departamento administrativo del medio ambiente – dama del distrito capital de Santa Fe de Bogotá. Recuperado el 28 de octubre de 2008, en [Http://Www.Bogotaturismo.Gov.Co/Localidades/](http://www.bogotaturismo.gov.co/localidades/)
2. Amat, E., Pape, T. & Wolff, M. (2004). Los Califóridos, Éstridos, Rinofóridos y Sarcófágidos (Diptera: Calliphoridae, Oestridae, Rhinophoridae, Sarcophagidae) de Colombia. *Biota Colombiana*. 5,(2), 201-208.
3. Amat, E. Velez, M. & Wolff, M. (2008). Clave ilustrada para la identificación de los géneros y las especies de califoridos (Diptera: Calliphoridae) de Colombia. *Caldasia*. 23.
4. Anderson, G. & Vanlaerhoven, S. (1996). Initial studies on insect succession on carrion in southwestern british columbia. *Journal of Forensic Sciences* 41,(4), 617-625.
5. Anderson, G. (2000). Minimum and maximum development rates of some forensically important Calliphoridae (Diptera). *J. Forensic Sci.* 45,(4), 824-832.
6. Arias, A., Usaquén, W., Segura, A., & Cañón, L. (2002). Estimación de la curva de crecimiento y desarrollo en dípteros colonizadores de hígado humano. Resúmenes. XI Congreso Nacional De Medicina Legal y Ciencias Forenses "Desastres y Derecho Internacional Humanitario".
7. Benecke, M. (1998). Six forensic entomology cases: description and commentary. *Journal of Forensic Sciences*. 43(4): 797-805.

8. Buenaventura, E. (2007). PET “Estudio entomológico para identificación taxonómica de insectos de importancia forense”. Grupo de Entomología Forense.
9. Byrd, J.H. & Butler, J.F. (1996). Effects of temperature on *cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae) development. *Journal of Medical Entomology*. 33,(6), 901-905.
10. Byrd, J.H. & Castner, J. (2001). *Forensic Entomology: The utility of arthropods in legal investigations*. Washington, D.C: Crc Press. 418p.
11. Calabuig, J. (1991). *Medicina legal y toxicología*. Cuarta Edición. Salvat Editores S.A. Barcelona, España. 1394 p.
12. Camacho, G. & Segura, A. (2008). *Resúmenes SOCOLEN*, Entomofauna de la colección entomológica forense (INML-CF) del Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses. XXXV Congreso de Socolen Calí 16 - 18 de julio de 2008.
13. Camacho, G. & Segura, A. (2007). Ciclo de vida de dípteros colonizadores (Diptera: Calliphoridae) de cadáveres humanos en Bogotá D.C. como herramienta para la determinación del tiempo de muerte. Proyecto de Investigación 529 INML-CF.
14. Camacho, G. (2005a). PET “Ciclo de vida de dípteros colonizadores (Diptera: Calliphoridae) de cadáveres humanos en Bogotá D.C. como herramienta para la determinación del tiempo de muerte”. (6-10). En: Manual único de policía judicial. Fiscalía general de la nación. Colombia.
15. Camacho, G. (2005b). PET “Manejo De Muestras Entomológicas”. (1-11). En: manual único de policía judicial. Fiscalía general de la nación. Colombia.

16. Camacho, G. (2005c). Sucesión de la entomofauna cadavérica y ciclo vital de *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) como primera especie colonizadora, utilizando cerdo blanco (*Sus scrofa*) en Bogotá. *Revista Colombiana De Entomología*. 31, (2), 189-197.
17. Camacho, G. (2003). *Sucesión de la entomofauna cadavérica y ciclos de vida de las primeras especies colonizadoras, utilizando como biomodelo cerdo blanco (Sus scrofa) en la sabana de Bogotá*. Tesis de grado de licenciatura en biología, Universidad Distrital Francisco Jose de Caldas. 148.
18. Campobasso, C., Di Vella, G., & Introna, F. (2001). Factors affecting decomposition and diptera colonization. *Forensic science internacional*. 120, 18-27.
19. Cañon, L. & Segura, A. (2003). *Efecto de cianuro y barbitúricos en el ciclo de vida de dípteros colonizadores en hígados humanos bajo condiciones de campo en la universidad nacional de Colombia y de laboratorio en el Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses Regional Bogotá*. Tesis de grado de licenciatura en biología. Universidad Distrital Francisco José De Caldas, Facultad de Ciencias y Educación, Bogotá. 122.
20. Carvalho, L., Thyssen, P., Linhares, A., & Palhares, F. (2000). A checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in southeastern Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. 95,(1), 135-138.
21. Castillo-Miralbés, M. (2001). Artrópodos presentes en carroña de cerdos en la comarca de la litera (Huesca). *Bol. S.E.A.* 28, 123-140. Recuperado el 29 de Octubre 2008, en [Http://Www.Sea-Entomologia.Org/Pdf/Boletin_28/B28-036-133.Pdf](http://Www.Sea-Entomologia.Org/Pdf/Boletin_28/B28-036-133.Pdf)

22. Dear, J. (1985). A revisión of the new world chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). *Revista brasileira de entomologia*, 32,(13), 145-182.
23. Declaración de Helsinki de la Asociación Médica Mundial. (1996).
24. Early, M., & Goff, M. (1986). Arthropod succession patterns in exposed carrion on the island of O'ahu, hawaiian islands. *Journal of Medical Entomology*. 23(5): 520-531.
25. Figueroa-Roa, L. & Linhares, A. (2002). Sinantropia de los Calliphoridae (Diptera) de Valdivia, Chile. *Neotropical Entomology*, 31,(2), 233-239.
26. Goff, M.L. (1993). Estimation of postmortem interval using arthropod development and successional patterns. *Forensic Sci Rev* 5, 81.
27. Goff, M.L., García, M.D., Arnaldos, M., Lozano, E. & Luna, A. (1991). Entomología cadavérica: fundamentos y aplicación. Referencia a la entomología española. En Calabuig, J. (1991). *Medicina legal y toxicología*. Cuarta Edición. Salvat Editores S.A. Barcelona, España. 1394.
28. Grassberger, M. & Reiter, C. (2001). Effect of temperature on *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) development with special reference to the isomegalen- and isomorphen- diagram. *Forensic Sci. Int.* 120, 32-36.
29. Grassberger, M. & Reiter, C. (2002). Effect of temperature on development of the forensically important holarctic blow fly *Protophormia terraenovae* (Robineau – Desvoidy) (Diptera: Calliphoridae). *Forensic Sci. Int.* 128, 177-182.
30. Greenberg, B. (1991). Flies as forensic indicators. *J. Med. Entomol.* 28(5): 565-577.

31. Greenberg, B. & Szyska, M. (1984). Inmature stages and biology of fifteen species of Peruvian Calliphoridae (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 77: 488-517.
32. Greenberg, B. & Kunich, J.C. (2002). Entomology and the law: flies as forensic indicators. *Cambridge University Press. New York*, 306.
33. Gullan, P.J. & Cranston, P.S. (2005). The insects. An outline of entomology. Third edition. Department of entomology. *University of California, Davis, Usa*, 505.
34. Hall, D. (1948). The blowflies of North America, bureau of entomology and plant quarantine. *United States Department of Agriculture*, 477.
35. Jimenez, S. & Latorre, L. (2003). *Determinación de la incidencia del sol y la sombra en la sucesión de la entomofauna cadavérica en dos cerdos (Sus scrofa) ubicados en la estación XXVI de Carabineros Coronel Jose A. Ramos del parque nacional Bogota*. Tesis de grado Universidad Distrital Francisco José de Caldas. 161.
36. Knut, R. (1991). *Blowflies (Diptera, Calliphoridae) of Fennoscandia and Denmark*. Brill, 272. Recuperado el 17 Octubre 2008, en [Http://Books.Google.Com.Co/Books?Id=-0fa-Tp4ulec&Printsec=Frontcover](http://books.google.com.co/books?id=-0fa-Tp4ulec&printsec=frontcover)
37. Ley 84 del 27 de Diciembre de 1989.
38. Magaña, C. (2001). La entomología forense y su aplicación a la medicina legal. data de la muerte. *Aracnet 7- Bol. S.E.A.* 28, 49- 57.
39. Mariluis, J.C. & Mulieri, P.R. (2003). La distribución de las Calliphoridae en la Argentina (Diptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent*, 62, (1-2), 85-97. Recuperado el

http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0373-56802003000100013

40. Resolución 8430 de 1993. Ministerio de Salud.
41. Segura, N.A. (2008). Estimación del intervalo postmortem mediante la sucesión de la entomofauna cadavérica en la localidad 1 de Bogotá D.C.. Tesis de Grado de Magíster en Biología, Universidad Nacional de Colombia.
42. Segura, N.A. (2007). PET “Ciclo de vida de dípteros colonizadores (Díptera: Calliphoridae) de cadáveres humanos en Bogotá D.C. como herramienta para la determinación del tiempo de muerte”. Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses, 19.
43. Segura, N.A., Usaquen, W., Sanchez, M. & Chuaire, L. et al. (2005). Curvas de crecimiento y desarrollo de los primeros insectos colonizadores (Díptera: Calliphoridae) sobre cadáveres de cerdo *Sus scrofa* en Bogotá D.C. (Colombia). *Revista De Investigación*. 5, 129-140.
44. Schnack, J.A., (2005). Entomología: biodiversidad, teorías poblacionales y biología del altruismo. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 64, (1-2), 1-8. Recuperado el 29 Octubre 2008, en <http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sciarttext&pid=S0373-56802005000100001>.
45. Sicachá, L. & González, F. (2002). Instituto Nacional de Medicina Legal y Ciencias Forenses. Código DG-SSF-DCF-DCE. 44.
46. Smith, K. (1986). *A Manual of forensic entomology*. Department of Entomology. British Museum. (Natural History). London. 205.

47. Smith, R. & Smith, T. (2000). *Elements of ecology*. (4th Ed.). Universidad de Virginia.: Addison Wesley.
48. Solá, C. (2007). Entomología: La ciencia dels insectes, lleida (Catalunya - Espanya). Recuperado el 14 Octubre 2008, en <http://www.webpersonal.net/entomofauna/a.catala/entomologia.htm>
49. Teskey, H. (1981). Morphology and terminology larvae. En: McAlpine, J. F, B. V. Pererson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vodkeroth & D. M. Wood (Coordinadores). *Manual of Nearctic Diptera*. Vol .1. Monograph N° 27. Ch. 3. Ottawa, Ontario, Canada: 78.
50. Trigo, A. (2006). Descripción de las larvas II, III y el pupario de *Compsomyiops fulvicrura* (Diptera: Calliphoridae). *Revista de la Sociedad Entomologica Argentina*. 65(1-2): 87-89.
51. Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F. (2005). Borror and DeLong'S introduction to the study of insects. (7th Ed.). United States of America. 864.
52. Usaquén, W. & Camacho, G. (2004). Cadaver entomofauna sucesion using White pig (*Sus scrofa*) as animal model in the sabana de Bogotá, Colombia.
53. Vargas, J. & Wood, D.M. (1999). Calliphoridae (Blow Flies). *Instituto nacional de biodiversidad, Santo Domingo de Heredia, Costa Rica*, 9.
54. Wolff, M., Uribe, A., Ortiz, A. & Duque, P. (2001). A preliminary study of forensic entomology in Medellín, Colombia. *Forensic Science International*, 120, 53-59.

T 290
D542e

AUTOR Diaz Rea Diana

TITULO Curvas de Crecimiento
y Desarrollo de la *Calliphoridae*

FECHA	PRESTADO: