สำนักหอสมุด มหาวิทยาลัยบูรพา
ต.แสนสุข อ.เมือง จ.ชลบุรี 20131

# การพัฒนาสูตรอาหารและการใช้ฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอต เพื่อกระตุ้นการเจริญเติบโต เร่งสี และการแปลงเพศของปลาหางนกยูง

# Development of Formulated Diets and Testosterone undecanoate to manipulation on Growth Performance, Color Enhancement and Sex Reversal in the Guppy (*Poecilia reticulata*)

ผศ.ดร. บุญรัตน์ ประทุมชาติ
รศ.ดร. วีรพงศ์ วุฒิพันธุ์ชัย และอาจารย์บัลลังก์ เนื่องแสง

ภาควิชาวาริชศาสตร์ คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยบูรพา

AC C0216386
29 มี.ค. 2548
190650

รายงานวิจัยงบประมาณแผ่นดิน
ประจำปี 2546

# บทคัดย่อ

การแปลงเพศปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) ด้วยฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ผสมในอาหารผงสำเร็จรูปที่ระดับความเข้มข้น 25 , 50 , 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เริ่มให้ลูกปลากินตั้งแต่แรกเกิดเป็นระยะเวลานาน 10, 20 และ 30 วัน ของทุกระดับความเข้มข้น และกลุ่มควบคุม (ไม่ผสมฮอร์โมน) เลี้ยงนาน 90 วัน จึงทำการตรวจสอบอัตราส่วนเพศ การรอดตาย และการเจริญเติบโต จากนั้นนำปลาหางนกยูงกลุ่มที่แปลงเป็นเพศผู้ได้100% ของทุกการทดลองมาเลี้ยงด้วยอาหารสำเร็จรูปจนอายุครบ 12 เดือน แล้วจึงนำมาตรวจสอบระบบสืบพันธุ์ นอกจากนี้ยังได้มีการศึกษาการเกิดสีของปลาหางนกยูงสายพันธุ์ Red platinum ที่เลี้ยงด้วยอาหารเม็ดผสมแคนทาแซนทิน ในปริมาณ 50, 100 และ150 มิลลิกรัม/กิโลกรัม และกลุ่มควบคุม (ปราศจากแคนทาแซนทิน) นาน 30 วัน ทำการสุ่มปลามาเปรียบเทียบสีของลำตัวและหางและสุ่มปลามาตรวจสอบปริมาณคาโรทีนอยด์ที่สะสม

ปลาทุกกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนมี %เพศผู้สูงกว่ากลุ่มควบคุม ($P<0.05$) ปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 มก./กก. นาน 30 วัน 50 มก./กก. นาน 20-30 วัน 100 และ 200 มก./กก. นาน 10-30 วัน สามารถแปลงเป็นเพศผู้ได้ 87-100% ซึ่งไม่แตกต่างกัน ($P>0.05$) เมื่อเพิ่มความเข้มข้นของฮอร์โมนให้มากขึ้นมีผลทำให้ %ปลาเพศผู้ที่มีโกโนโปเดียมยาวทั้งหมด และโกโนโปเดียมยาวหางใหญ่ลดลง ($P<0.05$) %ปลาที่มีโกโนโปเดียมสั้นหางเล็กหรือหางใหญ่มีแนวโน้มเพิ่มขึ้นเมื่อเพิ่มความเข้มข้นและระยะเวลาในการให้ฮอร์โมน ปลามีการรอดตาย 93.3-94.0% ซึ่งไม่แตกต่างกัน ($P>0.05$)

ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนร่วมกับระยะเวลามีผลต่อระบบสืบพันธุ์ของปลาหางนกยูงเพศผู้โกโนโปเดียมยาว (เพศผู้ปกติ) และโกโนโปเดียมสั้น กล่าวคือระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนที่ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ให้เป็นเวลานาน 10 วัน เป็นระดับที่ทำให้ปลามีความสมบูรณ์ของระบบสืบพันธุ์สูงสุด โดยพิจารณาจากน้ำหนักอัณฑะและจำนวนเซลล์อสุจิ ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนที่สูงขึ้นและระยะเวลาที่ให้นานขึ้นส่งผลทำให้น้ำหนักตัวปลาลดลง ($P<0.05$)

ปลาที่ได้รับแคนทาแซนทินผสมลงในอาหารทุกระดับความเข้มข้น จะเปลี่ยนสีจากสีแดงเป็นสีส้ม โดยระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินที่เพิ่มขึ้นมีผลต่อความเข้มของสีบริเวณหางปลา ($P < 0.05$) ปลาที่ได้รับแคนทาแซนทินผสมอาหารทุกการทดลองมี %หางปลาสีเข้มกว่าปลาชุดควบคุม ($P < 0.05$) ปลากลุ่มที่ได้รับแคนทาแซนทิน 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม จะพบปริมาณคาโรทีนอยด์ในหางสะสมสูงที่สุด (63.26 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม) สูงกว่าในหางปลากลุ่มการทดลองอื่น ($P<0.05$) การเสริมแคนตาแซนทินในอาหารไม่มีผลต่อการเจริญเติบโตและอัตราการรอดตาย

# ABSTRACT

Sex reversal in the guppy (*Poecilia reticulata)* was induced by testosterone undecanoate mixed with artificial feed at 25, 50, 100, 200 mg/kg and without hormone (control). Duration of feeding was 10, 20 and 30 days respectively from the early hatched fish. Sex ratio, growth and survival were examined after 90 days of culturing period. The reproductive system of 12 month-old sex-reversed males with normal and short gonopodiums were also evaluated. Effect of canthaxanthin on color development of Red platinum guppy fed with canthaxanthin mixed pellet feed at 0 (control), 50, 100 and 150 mg/kg for 30 days were investigated. The color and carotenoid content of body and caudal fin was examined.

Percent male of all treatments were significantly higher than that of control ($P<0.05$). Non-significant difference of male (87-100%) of fish groups fed with hormonal feed at 25 mg/g (30 days), 50 mg/g (20-30 days), 100 and 200 mg/g (10-30 days). Percentage of male with normal gonopodium and male with normal gonopodium and large caudal fin were significantly decreased ($P<0.05$) when increasing of hormone concentration in feed. Percent fish with short gonopodium and large or small caudal fin showed significantly increased while the concentration of hormone and feeding period were increased. The survival rate of all treatments (93.3-94.00%) was not significant difference ($P>0.05$).

Reproductive system of fish was also affected by the concentration of hormone and feeding period. The concentration at 50 mg/kg and feeding for 10 days was the most suitable level for maturity of sex reversal fish. However, body weight decreased ($P<0.05$) whereas increasing of hormone concentration and feeding period.

Color of caudal fin changed from red to orange when fish fed on feed supplement with canthaxanthin. The intensity of color on caudal fin increased ($P<0.05$) whereas increasing the level of canthaxanthin. The stronger color of caudal fin of fish fed on supplemented feed showed significantly higher than that of control ($P<0.05$). The significant highest of carotenoid content (63.26 mg/kg) in caudal fin was found in fish fed on 150 mg/kg canthaxanthin in feed. The supplementation of canthaxanthin in feed was not affect to growth and survival rate of experimental fishes.

# สารบัญ

หน้า

บทคัดย่อภาษาไทย ก
บทคัดย่อภาษาอังกฤษ ข
สารบัญ ค
สารบัญตาราง ง
สารบัญภาพ จ

บทที่

1. บทนำ 1
2. เอกสารงานวิจัยที่เกี่ยวข้อง 3
3. วิธีการทดลอง 22
4. ผลการทดลอง 27
5. อภิปราย สรุป และข้อเสนอแนะ 55
    - อภิปรายผลการทดลอง 55
    - สรุป 63
    - ข้อเสนอแนะ 64

เอกสารอ้างอิง 65

# สารบัญตาราง

ตารางที่ หน้า

1 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนและช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อลักษณะภายนอกของปลาหางนกยูง 31

2 ผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน และช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อขนาด และอัตราการรอดตาย หลังจากเลี้ยงครบ 90 วัน 33

3 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อระบบสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของปลาหางนกยูงผ่านการแปลงเพศเป็นเพศผู้เมื่ออายุ 12 เดือน 38

4 ผลของระดับความเข้มข้นฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทร่วมกับระยะเวลาที่ให้ต่อระบบสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของปลาหางนกยูงผ่านการแปลงเพศผู้เมื่ออายุ 12 เดือน 39

5 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหารสูตรต่าง ๆ 40

6 แสดงการเปรียบเทียบผลผลิตและรายได้การเลี้ยงปลาหางนกยูงโดยใช้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท และการเลี้ยงปกติ 63

## สารบัญรูป

รูปที่ หน้า

1 ลักษณะภายนอกที่แตกต่างกันของปลาหางนกยูงหลังจากการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท 28
2 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโตสเทอโรน อันเดคาโนเอท ต่อการพัฒนาอัณฑะในปลาหางนกยูงที่ผ่านการแปลงเพศเป็นเพศผู้ 35
3 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอท ต่อน้ำหนักอัณฑะ 36
4 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา 36
5 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา 36
6 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะ 37
7 แสดงผลของระดับปริมาณคาโรทีนอยด์ในตัวปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทิน นาน 30 หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุม 41
8 แสดงตัวอย่างสเปคตรัม ของลำตัวปลาหางนกยูงก่อนเริ่มการทดลองเปรียบเทียบกับสเปคตรัมของปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยสูตรอาหารผสมแคนทาแซนทิน 100 มิลลิกรัม/กิโลกรัม เป็นเวลานาน 30 วัน 41
9 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก(100 มก. ตัวปลา)ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในตัวปลาหางนกยูงกลุ่มควบคุมซึ่งไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน 42
10 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในลำตัวของปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 50 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 42
11 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในลำตัวของปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 100 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 43
12 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในลำตัวของปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 150 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 43

# สารบัญรูป (ต่อ)

รูปที่ หน้า

13 แสดงผลของระดับปริมาณคาโรทีนอยด์ในหางปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทิน นาน 30 วัน 44
14 แสดงตัวอย่าง สเปคตรัม ของหางปลาหางนกยูงก่อนเริ่มการทดลองเปรียบเทียบกับสเปคตรัมของปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยสูตรอาหารผสมแคนทาแซนทิน 100 มก./กก. เป็นเวลานาน 30 วัน 45
15 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มควบคุมซึ่งไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน 45
16 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 50 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 46
17 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 100 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 46
18 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 100 มก./กก เป็นเวลานาน 30 วัน 47
19 แสดงผลเปรียบเทียบสีตัวของปลาหางนกยูงหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 10 วัน 48
20 แสดงผลเปรียบเทียบสีลำตัวของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 20 วัน 48
21 แสดงผลเปรียบเทียบสีลำตัวของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 30 วัน 49
22 แสดงการเปรียบเทียบสีลำตัวปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมทุกกลุ่มหลังจากวันที่ 30 เป็นเวลา 10 วัน 49

## สารบัญรูป (ต่อ)

รูปที่ หน้า

23 แสดงผลรวมของปลาหางนกยูงที่มีสีลำตัวเข้มอันดับที่ 1 และ 2 จากการเปรียบเทียบจากสายตาหลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมเป็นเวลา 10 วัน 50
24 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตา หลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 10 วัน 51
25 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทา แซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 20 วัน 51
26 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก.และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 30 วัน 52
27 แสดงการเปรียบเทียบสีหางปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมทุกกลุ่มหลังจากวันที่ 30 เป็นเวลา 10 วัน 52
28 แสดงผลรวมของปลาหางนกยูงที่มีสีหางอันดับที่ 1 และ 2 จากการเปรียบเทียบจากสายตา หลังจากเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุม เป็นเวลา 10 วัน 53
29 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหารต่อน้ำหนักทั้งหมดที่เพิ่มขึ้นของปลาหางนกยูง 53
30 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหาร ต่อความยาวทั้งหมดที่เพิ่มขึ้นของปลาหางนกยูง 54

# บทที่ 1

# บทนำ

ตามที่ทราบมาแล้วว่าการเพาะเลี้ยงปลาสวยงามนั้นนับว่าเป็นอุตสาหกรรมขนาดใหญ่ประเภทหนึ่งและมีการขยายตัวอย่างต่อเนื่องตลอดมา ถึงแม้ว่าจะมีการชะลอตัวทางเศรษฐกิจก็ตาม เนื่องจากว่าปลาสวยงามเป็นสัตว์น้ำที่มีคุณค่าต่อจิตใจจึงทำให้ธุรกิจชนิดนี้ไม่เป็นไปตามสมการของทางเศรษฐศาสตร์เท่าใดนัก จึงนับว่าเป็นข้อได้เปรียบอย่างหนึ่งของธุรกิจประเภทนี้ ประเทศไทยมีทั้งการนำเข้าและส่งออกปลาสวยงาม ในแต่ละปีสามารถส่งออกได้ประมาณ 100 ล้านบาท ในทางกลับกันมีการนำเข้าปลาสวยงามเป็นเงินนับสิบล้านบาทเช่นกัน ปลาหางนกยูงนับว่าเป็นปลาสวยงามชนิดหนึ่งที่มีความสำคัญต่อตลาดปลาสวยงามของโลก เนื่องจากมีหลากหลายสายพันธุ์ มีสีสรรแตกต่างกันไปมากมายตามสายพันธุ์ มีขนาดเล็กเลี้ยงได้ในที่จำกัด อย่างไรก็ตามเรายังไม่สามารถผลิตปลาหางนกยูงที่มีคุณภาพสูงได้ตามจำนวนที่ตลาดต้องการ จึงทำให้ปลาส่วนใหญ่ที่ส่งออกไปมีคุณภาพต่ำและได้ราคาถูก ส่งผลให้เกษตรกรเกิดความวิตกกังวลและเกิดความลังเลใจในการลงทุนเนื่องจากมีข้อจำกัดหลายด้านที่เกี่ยวข้องกับการเพิ่มคุณภาพของปลาที่ต้องใช้ความรู้และใช้ระยะเวลาพอสมควร หรือการนำเทคโนโลยีทางชีวภาพเข้ามาช่วยก็เป็นการเพิ่มต้นทุนการผลิตให้สูงขึ้นเกินไปจนอาจจะไม่คุ้มต่อการลงทุน ทั้ง ๆที่ประเทศไทยมีศักยภาพสูงและมีข้อได้เปรียบมากเรื่องพื้นที่และสภาพดินฟ้าอากาศ

ด้วยสาเหตุดังกล่าวการทำการวิจัยการใช้ฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอต และสูตรอาหารที่เหมาะสมในการแปลงเพศ การเจริญเติบโต และเร่งสี ปลาหางนกยูง จึงน่าที่จะแก้ปัญหาได้ตรงประเด็นและรวดเร็วโดยที่ไม่ต้องไปพึ่งเทคโนโลยีจากต่างประเทศ โดยคำนึงถึงปัจจัยหลักที่สำคัญได้แก่ ราคาถูก หาง่าย และหาได้ภายในประเทศ วิธีการปฏิบัติที่ง่ายสะดวก และปลอดภัยต่อมนุษย์และสิ่งแวดล้อม แล้วยังมีส่วนสร้างเสริมสังคมโดยก่อให้เกิดการรวมกลุ่มเกษตรกรเพื่อพัฒนาชุมชนและปลูกจิตสำนึกแก่เยาวชนให้รู้จักรักและเห็นคุณค่าของสัตว์น้ำ

เพื่อให้ได้ปลาที่ตรงและเพียงพอกับความต้องการของตลาด งานวิจัยนี้จะดำเนินการแก้ไขทั้งในระยะสั้นและระยะยาวควบคู่กันไปโดยการนำเทคโนโลยีชีวภาพมาช่วยสร้างเสริมศักยภาพในการเพิ่มผลผลิตและคุณภาพ ชนิดฮอร์โมนราคาถูกที่เหมาะสมต่อการแปลงเพศให้ปลาเป็นเพศผู้ทั้งหมด (all male) โดยทำการศึกษาระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนมีชื่อทางการค้าว่า แอนดริออล (Andriol) ประกอบด้วยเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท (Testosterone undecanoate) ที่ละลายในกรดโอเลอิก ระยะเวลาให้ฮอร์โมนและวิธีการให้ที่เหมาะสมและมีประสิทธิภาพสูงสุดในการแปลงเพศปลาหางนกยูงให้เป็นเพศผู้ โดยมีลักษณะภายนอกที่แสดงออก (secondary sexual characteristic) และลักษณะภายใน (primary sexual characteristic) เหมือนปลาเพศผู้ปกติทุกประการ มีการสร้างเซลล์สืบพันธุ์เพศผู้ และการรอดตายสูงสุด นอกจากนี้ยังทำการวิจัยเกี่ยวกับสารเร่งสีที่มีอยู่ในวัตถุดิบอาหารสัตว์น้ำมาช่วยเร่งสีสรรของปลา เป็นการ

ช่วยสร้างเสริมและประสานกับกิจกรรมการวิจัยข้างต้น เพื่อเป็นการส่งเสริมและตอบสนองความต้องการเร่งด่วนต่อการผลิตปลาหางนกยูงให้สามารถแข่งขันกับต่างประเทศได้ ก่อให้เกิดอาชีพต่อคนไทยในรูปอุตสาหกรรมขนาดเล็กหรือครอบครัว และทำรายได้เข้าประเทศไทยในที่สุด

ความสำเร็จของงานวิจัยน่าจะมีส่วนผลักดันอาชีพการเพาะเลี้ยงปลาสวยงามให้มีความเจริญรุดหน้ามากขึ้นและแข่งขันในตลาดโลกได้ ช่วยสร้างเสริมอาชีพและทำรายได้ ให้กับคนไทยที่สนใจประกอบอาชีพของตนเอง เป็นธุรกิจขนาดเล็กที่ลงทุนต่ำ และมีความเสี่ยงต่อการลงทุนต่ำ ให้ผลตอบแทนในระยะเวลาอันสั้น เพื่อผลิตปลาสวยงามชนิดนี้เพื่อการส่งออกเป็นการนำรายได้สู่ตนเองและเข้าประเทศในที่สุด ตลอดจนเป็นความรู้พื้นฐานต่อการพัฒนาการเลี้ยงปลาสวยงามชนิดอื่น ๆ จนสามารถเป็นศูนย์กลางการผลิตและการส่งออกปลาสวยงามของภูมิภาคนี้ในอนาคต

# บทที่ 2

# เอกสารงานวิจัยที่เกี่ยวข้อง

ปลาหางนกยูงได้รับความนิยมเลี้ยงในตู้กระจก เป็นปลาสวยงามอย่างแพร่หลายทั่วทุกมุมโลก เนื่องจากเป็นปลาที่มีครีบขนาดใหญ่สีสรรสวยงามสะดุดตา เลี้ยงง่าย ทนต่อสภาพแวดล้อม สามารถแพร่พันธุ์ได้ง่าย แต่ปลาหางนกยูงเพศผู้ให้มีลักษณะสีสรรสวยงาม ราคาดี และมีความต้องการของตลาด ขณะที่ส่วนใหญ่ผลผลิตปลาหางนกยูงที่ได้รับจะเป็นเพศเมียถึง 70-80% (บุญรัตน์ และสมพล, 2542) อีกทั้งการผลิตพันธุ์ปลาชนิดนี้ในประเทศไทยที่มีคุณภาพนั้นยังไม่เพียงพอต่อความต้องการของตลาดโลก ซึ่งคุณภาพของปลาหางนกยูงจะพิจารณาจากสายพันธุ์ สีสรร ขนาดร่วมกับสัดส่วนของร่างกายและครีบต่าง ๆ ความสมบูรณ์ของครีบโดยเฉพาะอย่างยิ่งครีบหาง ทั้งหมดนี้เกษตรกรไทยยังไม่สามารถผลิตได้เพียงพอต่อความต้องการของตลาด ส่งผลให้ไม่สามารถส่งออกไปขายได้ถึงแม้ว่าจะมีกำลังผลิตสูงก็ตาม

ปลาหางนกยูงมีชื่อสามัญว่า guppy, millions fish หรือ rainbow fish มีชื่อวิทยาศาสตร์ว่า *Poecilia* (*Libestes*) *reticulata*, Peter 1859 (Migdalski และ Fichter, 1976; Whitney, 1996) มีถิ่นกำเนิดอยู่ทางเหนือของทวีปอเมริกาใต้ จัดไว้ในครอบครัว Poecilidae ชื่อวิทยาศาสตร์มีความหมายถึง การซ้อนทับ ของเกล็ดทำให้เกิดสีสรรบนร่างกายปลา ถูกค้นพบครั้งแรกโดยนักวิทยาศาสตร์ชาวเยอรมันชื่อ Mr. Willium C.H. Peters ในปี ค.ศ. 1959 เมือง Rio Guaire, Carascus ประเทศเวเนซูเอลา (Whitney, 1996)

## 1) การสืบพันธุ์ของปลาหางนกยูง

ปลาหางนกยูงมีการสืบพันธุ์แบบแยกเพศ เรียกว่า Ovoviviparous ซึ่งการสืบพันธุ์ของปลาพวกนี้จะมีการปฏิสนธิของไข่และสเปิร์มภายในร่างกาย (Internal fertilization) และออกลูกเป็นตัว ตัวอ่อนจะเจริญเติบโตภายในแม่ปลา โดยอาศัยอาหารที่สะสมในถุงไข่แดง (วีรพงศ์, 2536) การจับคู่ผสมพันธุ์ของปลาชนิดนี้ พบว่ามีพฤติกรรมของการเกี้ยวพาราสี (Wheeler, 1975) เมื่อปลาเพศเมียพอใจต่อปลาเพศผู้จะเกิดการผสมพันธุ์ขึ้น โดยปลาเพศผู้จะสอดอวัยวะที่ใช้ในการผสมพันธุ์โกโนโปเดียม (gonopodium) ซึ่งมีลักษณะพัฒนาเป็นก้านครีบแข็ง (ปัญญา, 2531) และมีพื้นที่เล็กๆ ใช้เก็บเซลล์อสุจิ (จากทางด้านหน้าเป็นช่องเปิดของเพศไปยังฐานของโกโนโปเดียม) สามารถบรรจุเซลล์อสุจิได้ 3,000 ถึง 20,000 เซลล์ (Wischnath, 1993) ทำหน้าที่เป็นท่อลำเลียงน้ำเชื้ออสุจิเข้าไปภายในบริเวณท่อนำไข่ (genital pore) ของปลาเพศเมีย (Ommanney, 1969) หลังจากปลาเพศเมียได้รับการผสมพันธุ์แล้วจะออกลูกในแต่ละคอกเฉลี่ยประมาณ 40 ถึง 50 ตัว หรืออาจจะมีมากถึง 200 ตัว ขึ้นอยู่กับขนาดของแม่พันธุ์ (นงนุช และวันเพ็ญ, 2539) และจะใช้ระยะเวลาในการตั้งท้องประมาณ 28 ถึง 30 วัน (Frank, 1980) ก็สามารถให้ลูกครอกต่อไปได้ติดต่อกัน 4 ถึง 6 ครั้ง โดยไม่จำเป็นต้องมีปลาเพศผู้มาผสมพันธุ์เหมือนในครั้งแรก เนื่องจากน้ำเชื้ออสุจิของปลาเพศผู้จะค้างอยู่ภายในรังไข่ของปลาเพศเมีย และมีชีวิตอยู่ได้นาน (Reynold *et al.*, 1993)

**2) การจำแนกเพศจากลักษณะภายนอกของปลาหางนกยูง**

ปลาหางนกยูงสามารถจำแนกเพศได้ โดยดูจากลักษณะภายนอก (Secondary sexual characteristic) ได้อย่างชัดเจนดังนี้

**2.1) เพศผู้** ขนาดของลำตัวเพรียวยาวประมาณ 3 เซนติเมตร ครีบและส่วนหางมีลักษณะยาว มีสีสรรลวดลายสวยงามกว่าปลาเพศเมีย ครีบก้น (anal fin) พัฒนาเป็นอวัยวะช่วยในการผสมพันธุ์ (gonopodium) มีลักษณะเป็นก้านครีบแข็งยาวยื่นออกมา มีพฤติกรรมพยายามว่ายน้ำไล่ตามตัวเมียและกางครีบออกเพื่อดึงดูดตัวเมีย

**2.2) เพศเมีย** ลำตัวมีขนาดใหญ่กว่าเพศผู้ มีขนาดประมาณ 6 เซนติเมตร ครีบและส่วนหางสั้น มีลักษณะใสไม่มีสีที่บริเวณระหว่างท้องและครีบก้น (anal fin) มีปานสีดำ (Pregnancy mark) ปรากฏอยู่ชัดเจน และมีขนาดใหญ่มากขึ้นเมื่อปลามีท้องแก่ซึ่งเกิดจากการแบ่งเซลล์จำนวนมากของตัวอ่อน ลักษณะครีบก้น (anal fin) เป็นแผ่นครีบบางๆ เมื่อมีท้องแก่จะว่ายน้ำเชื่องช้าและซ่อนตัวตามที่กำบัง (ปัญญา, 2531; Axelrod and Vorderinkler, 1968; Dawes, 1986)

ในธรรมชาติปลาเพศเมียมีสีเทา เทาอมน้ำตาล น้ำตาลอ่อนหรือสีเขียวอมน้ำตาล บริเวณท้องมีสีเขียวอมเทา ครีบต่าง ๆ ไม่มีสี ส่วนปลาเพศผู้จะมีจุดสีเขียว เหลือง แดง น้ำเงินหรือดำ ปรากฏอยู่บริเวณคอดหาง ครีบหางวงกลม ปลาหางนกยูงที่ได้รับการคัดเลือกพันธุ์และมาปรับปรุงจากพันธุ์พื้นเมืองที่พบแพร่กระจายอยู่ในแหล่งน้ำธรรมชาติ ในการคัดพันธุ์และปรับปรุงพันธุ์เพื่อให้ได้สายพันธุ์ใหม่ๆ คือ ลักษณะ และ สีสันบนลำตัว ลักษณะสีและลวดลายบนครีบหาง และรูปแบบของครีบหาง ซึ่งในการเรียกชื่อสายพันธุ์ต่างๆจะถูกตั้งชื่อตามลักษณะดังกล่าว เช่น หางนกยูงคอบร้า (Cobra), ทักซิโด (Tuxedo), โมเสค (Mosaic) , กร๊าซ (Grass) หรือดอกหญ้า , นกยูงหางดาบ (Sword tail) เป็นต้น ซึ่งแต่ละสายพันธุ์จะมีลักษณะสีสันลวดลาย และครีบแตกต่างกันออกไป (วันเพ็ญ และศุภรัตน์, 2542) .

**3) กลไกในการกำหนดเพศปลา**

การกำหนดเพศในปลาโดยทั่วไปแล้วจะขึ้นอยู่กับปัจจัยหลัก 2 ประการ ดังต่อไปนี้ (Purdom, 1993)

**3.1 ปัจจัยภายนอก**

ปัจจัยภายนอก หมายถึงสภาวะแวดล้อมโดยทั่วไปของแหล่งที่อยู่อาศัยของปลา เช่น อุณหภูมิ สารเคมี และมีผลต่ออัตราส่วนเพศของประชากรปลา จากการศึกษาพบว่าอุณหภูมิมีผลต่อการกำหนดเพศปลา โดยพบว่าปลาไน (*Cyprinus carpio*) เมื่อใช้ฮอร์โมนเมททิลเทสโทสเตอโรน (Methyltestosterone) ที่อุณหภูมิ 20 °Cและที่อุณหภูมิ 25 °C พบว่าที่อุณหภูมิ 25 °C มีการพัฒนาของเพศผู้สูงกว่าที่อุณหภูมิ 20 °C ซึ่งจะทำให้ไม่เปลี่ยนเป็นเพศผู้เมื่ออายุมากขึ้น ส่วนในพวกปลากินยุง (Mosquito fish) เมื่อในกลุ่มประชากรปลามีเพศใดเพศหนึ่งน้อยเกินไปจะเกิดความไม่สมดุลในอัตราส่วนเพศ ปลาบางตัวจะเปลี่ยนเป็นเพศที่ขาดแคลนในกลุ่มประชากรปลานั้น และในปลาสอดหางดาบพบว่าปลาเพศเมียบางตัวสามารถ

จะกลับเพศได้ (Sex reversal) ทั้งนี้การกลับเพศจะเกิดขึ้นเมื่อปัจจัยและสภาวะแวดล้อมบางอย่างเท่านั้นที่ไม่เอื้ออำนวย และปลาเพศเมียที่เปลี่ยนแปลงเพศแล้วนี้จะกลายเป็นปลาเพศผู้อย่างสมบูรณ์ซึ่งจะมีรูปร่างภายนอกเหมือนกับปลาเพศผู้ทุกประการ และสามารถผสมพันธุ์กับปลาเพศเมียอื่นๆได้อีกด้วย แต่เฉพาะปลาเพศเมียเท่านั้นที่กลับเพศได้ ปลาเพศผู้จะไม่สามารถกลับเพศได้เหมือนในปลาเพศเมีย (อะแควเรี่ยม, 2530)

**3.2) ปัจจัยภายใน**

การกำหนดเพศปลาจะถูกกำหนดด้วยโครโมโซมเพศ โดยฮอร์โมนเพศจะเป็นตัวกระตุ้น ในเพศผู้จะถูกกระตุ้นด้วยฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน (Testosterone) ส่วนในเพศเมียจะถูกกระตุ้นด้วยฮอร์โมนเอสโตรเจน (Estrogen) ซึ่งจะแสดงลักษณะของเพศ โดยมีการพัฒนาของอัณฑะหรือรังไข่ โดยทั่วไปปลาส่วนใหญ่ระบบโครโมโซมเพศของปลานั้นจะคล้ายกับของมนุษย์และสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม โดยเพศผู้จะเป็น Heterogametic (XY) ซึ่งมี gamete 2 ชนิด คือ X และ Y ส่วนในเพศเมียจะเป็น Homogametic (XX) ซึ่งมี gamete เพียงชนิดเดียว นอกจากนี้ยังอาจพบ Homogametic (YY) หรือเรียกว่า Supermale ซึ่งปกติจะไม่พบในธรรมชาติแต่อาจจะเกิดขึ้นได้ในการทดลองของปลาบางชนิด ซึ่งจะเป็นการแปลงเพศทางอ้อมโดยการคัดเลือกทางโครโมโซมเพศ นอกจากนี้ในกลุ่มปลาบางชนิดอาจมีลักษณะของโครโมโซมเพศคล้ายกับนก โดยในปลาเพศผู้จะเป็น Homogamatic (ZZ) ส่วนเพศเมียจะเป็น Heterogamatic (WZ) ซึ่งจะพบในปลาบางชนิดเท่านั้น เช่นปลานิล (*Oreochromis aureus*), ปลามอลลี่ดำ (*Poeciliidae sphenop var melanistica*) และปลาในกลุ่ม flat fish เป็นต้น (Purdom, 1993)

ระบบการสืบพันธุ์ของปลาหางนกยูงเป็นลักษณะเพศแยก (dioecious) ส่วนของครีบก้น (anal fin) พัฒนาเป็นอวัยวะช่วยในการผสมพันธุ์ (gonopodium) โดยปกติจะมีจำนวนโครโมโซม 2 ชุด (diploid) มีจำนวน 22 คู่ โดยจะมี 1 คู่เป็นโครโมโซมเพศ (sex chromosome) มีระบบการควบคุมเพศเป็นแบบ XY ยีน (gene) ที่ศึกษาพบมีตำแหน่งอยู่บนโครโมโซม X หรือ Y โดยมีการแสดงออกของลักษณะที่บ่งบอกถึงเพศอย่างชัดเจน (differential gonochoristic fish) (Purdom, 1993) เมื่อพิจารณายีนบนโครโมโซมเพศ พบว่าลักษณะต่างๆนั้นมีโอกาสปรากฏในเพศเมียและเพศผู้ไม่เท่ากัน (Emmens, 1970 อ้างโดย อุทัยรัตน์, 2538) ปลาหางนกยูงออกลูกเป็นตัว (ovoviviparous) ตัวอ่อนได้รับอาหารจากไข่แดง เจริญพัฒนาการภายในท้องแม่ไม่ได้รับอาหารทางสายสะดือหรือรก เพียงแต่อาศัยท่อนำไข่เป็นเกราะป้องกันตัวอ่อนระหว่างที่มีพัฒนาการ

ปลาหางนกยูงมีลักษณะเพศแยก (Dioecious) ส่วนของครีบก้น (anal fin) พัฒนาเป็นอวัยวะช่วยในการผสมพันธุ์ (gonopodium) โดยปรกติจะมีจำนวนโครโมโซม 2 ชุด (Diploid) ซึ่งมีจำนวน 44 แท่ง หรือ 22 คู่ โดยจะมี 1 คู่ เป็นโครโมโซมเพศควบคุมการแสดงออกในลักษณะต่างๆ ที่บ่งบอกถึงเพศอย่างชัดเจน เช่น สีสรร รูปร่าง ขนาด ลักษณะครีบต่างๆ ลักษณะอวัยวะเพศ และพฤติกรรมที่แสดงออก (Purdom, 1993) ซึ่งเมื่อพิจารณายีนบนโครโมโซมเพศแล้วพบว่า ลักษณะต่างๆนั้นมีโอกาสปรากฏในเพศ

เมียและเพศผู้ไม่เท่ากัน เนื่องมาจากสาเหตุ 2 ประการด้วยกัน (Emmens, 1970 อ้างถึงในอุทัยรัตน์, 2538) ดังนี้

3.2.1) *ยีนที่ควบคุมลักษณะทางเพศนั้นอาจอยู่บนโครโมโซมเพศใดเพศหนึ่ง (Sex-linked gene)*ปลาหางนกยูง และปลาแพลตี้ (platyfish, *Xiphophorus maculates*) มีระบบการควบคุมเพศเป็นแบบ XY ซึ่งยีนที่ศึกษามีตำแหน่งอยู่บนโครโมโซม X หรือ Y และมีการถ่ายทอดลักษณะดังต่อไปนี้

ก) *ยีนบนโครโมโซมY (Y-linked gene)* เป็นลักษณะที่ถูกควบคุมโดยยีนบนโครโมโซม Y ซึ่งลักษณะต่างๆนั้น จะปรากฏในปลาเพศผู้เท่านั้น

ข) *ยีนบนโครโมโซม X (X-linked gene)* เป็นลักษณะที่ถูกควบคุมโดยยีนบนโครโมโซมX ส่วนใหญ่จะมีปฏิกิริยาของยีนคู่เดียวเป็นแบบข่มสมบูรณ์ ดังนั้นในปลาเพศเมียยีนแฝงจะแสดงฟีโนไทด์ (Phenotype) เมื่ออยู่ในสภาพโฮโมไซโกต (Homozygote) เท่านั้น ส่วนในเพศผู้ทั้งยีนเด่นและยีนแฝงจะแสดงฟีโนไทด์ได้ทันที

3.2.2) *ลักษณะที่จำกัดของยีนต่อการแสดงออกในเพศใดเพศหนึ่ง (Sex-limited phenotype)* ยีนที่ควบคุมลักษณะอาจจะเป็นยีนบนร่างกายหรือเป็นยีนบนโครโมโซมเพศก็ได้ แต่การแสดงออกจะพบในเพศใดเพศหนึ่งเท่านั้น เนื่องจากลักษณะนั้นๆจำเป็นต้องมีฮอร์โมนเพศใดเพศหนึ่งมากระตุ้น เช่น ลักษณะลายบนลำตัวของปลาหางนกยูงเพศผู้ แต่ถ้าใส่ฮอร์โมนเมทิลเทสโตสเตอโรนลงไปในน้ำ พบว่าปลาเพศเมียก็จะแสดงลักษณะลายบนลำตัวเช่นกัน

### 4) ประเภทฮอร์โมน

กลุ่มของฮอร์โมนแบ่งออกเป็น 2 ประเภท ได้แก่โกนาโดโทรปิน (Gonadotropins) และ ฮอร์โมนเพศกลุ่มสเตอรอยด์ฮอร์โมน (Steroid hormone) ฮอร์โมนเพศได้รับความสนใจทำการศึกษาเป็นอย่างมาก ทั้งนี้เพราะส่วนใหญ่ใช้สำหรับการแปลงเพศปลาซึ่งได้แก่ เอสโตรเจน โปรเจสเตอโรน และแอนโดรเจน เป็นต้น (ดวงเดือน, 2527)

**4.1) เอสโตรเจน** เป็นฮอร์โมนตามธรรมชาติที่สร้างขึ้นจากรังไข่ ต่อมหมวกไต และอัณฑะมีหลายชนิดที่สำคัญ ได้แก่ Estradiol, Estrone และ Estriol โดย Estradiol จะมีประสิทธิภาพสูงที่สุด ในปัจจุบันมีการสังเคราะห์ฮอร์โมนเอสโตรเจนขึ้นจากสารเคมี และมีประสิทธิภาพในการออกฤทธิ์สูง ได้แก่ Diethyl stibestrol (DES), Dienestrol และ Hexestrol นอกจากนี้ยังมีการผลิตออกมาในรูปของเม็ดมีชื่อทางการค้าต่างๆหลายชนิด เช่น Ethinyl estradiol (EE) หรือ Progunon C, Diethyl stibestrol (DES) และ Premarin เป็นต้น

**4.2) โปรเจสเตอโรน** สร้างมาจากคอร์ปัสลูเทียมของรังไข่ รก และต่อมหมวกไตเป็นฮอร์โมนที่จะออกฤทธิ์เมื่ออวัยวะต่างๆ นั้นถูกกระตุ้นด้วยเอสโตรเจนไว้ก่อนแล้ว ในปัจจุบันมีการสังเคราะห์ฮอร์โมนโปรเจสเตอโรน ซึ่งการออกฤทธิ์จะคล้ายกับโปรเจสเตอโรนในธรรมชาติมาก เรียกว่า สารโปรเจสโตรเจน (Progestrogen substance) ซึ่งได้แก่ อนุพันธ์ของโปรเจสเตอโรน เช่น Dydrogesterone,

อนุพันธ์ของเทสโตสเตอโรน, อนุพันธ์ของ 19–Nor testosterone, อนุพันธ์ของ 17–Hydroxy progesterone เป็นต้น

**4.3) แอนโดรเจน** เป็นฮอร์โมนเพศชายที่สร้างขึ้นจากต่อมหมวกไต และ Bilar cell มีการสกัดในรูปเม็ด เช่น Methyltestosterone และในรูปแคปซูล เช่น Testosterone undecanoate

### 5) การแปลงเพศปลา

ในอุตสาหกรรมการเพาะเลี้ยงปลาทั้งปลาเศรษฐกิจและปลาสวยงาม การเปลี่ยนแปลงเพศปลาบางชนิดจะช่วยให้มีคุณค่าทางเศรษฐกิจมากยิ่งขึ้น และช่วยให้ปลามีอัตราการเจริญเติบโตเร็วขึ้น ตัวอย่างเช่น กรณีปลานิลการทำให้ปลาเป็นเพศผู้อย่างเดียวจะช่วยให้ปลาเจริญเติบโตเร็วขึ้นเนื่องจากไม่ต้องเสียพลังงาน ในการสร้างและการวางไข่ตลอดจนการดูแลลูกปลาวัยอ่อน สำหรับในปลาสวยงามการใช้ฮอร์โมนช่วยเปลี่ยนแปลงเพศจะมีส่วนทำให้ปลาสวยงามขึ้น อย่างเช่นในกรณีของปลากัด ปลาหมอสี ปลาปอมปาดัวร์ และปลาหางนกยูง เป็นต้น ฮอร์โมนที่ใช้สำหรับแปลงเพศเป็นพวกสเตอรอยด์ฮอร์โมน เช่น 17 อัลฟ่า เมทิลเทสโตสโตรโรน หรือ 17 เบต้า เอสตาไดออล เพื่อที่จะทำให้ปลาตัวผู้หรือปลาตัวเมียเปลี่ยนแปลงเป็นเพศใดเพศหนึ่งโดยเฉพาะตามความต้องการ (กรมประมง, 2540)

วิธีการใช้ฮอร์โมนในการแปลงเพศปลานั้นมีอยู่ด้วยกันหลายวิธี (จิรศักดิ์, 2540) ได้แก่

**5.1) การฉีด** ส่วนใหญ่จะนิยมฉีดเข้ากล้ามเนื้อบริเวณด้านหลังข้างๆครีบหลัง หรือเข้าช่องท้องโดยแทงเข็มเข้าทางด้านหน้าของทวารหนักหรือทางด้านหลังของครีบท้องผู้ใช้ต้องมีความชำนาญ

**5.2) การฝังในกล้ามเนื้อ** โดยผสมฮอร์โมนกับโคเลสเตอรอล แล้วฝังเข้าไปในกล้ามเนื้อด้านหลังหรือฝังเข้าช่องท้อง ใช้ปริมาณฮอร์โมนค่อนข้างสูงเพื่อให้ฮอร์โมนดูดซึมได้ดี ส่วนใหญ่ใช้กับปลาขนาดใหญ่ในเขตหนาว

**5.3) การจุ่มหรือแช่ในน้ำที่มีฮอร์โมน** ส่วนใหญ่ใช้กับฮอร์โมนสังเคราะห์ ปลาส่วนใหญ่จะได้รับฮอร์โมนทุกตัว

**5.4) การผสมในอาหาร** เป็นวิธีที่สะดวกที่สุด โดยใช้ฮอร์โมนผสมกับอาหารให้ปลากินสามารถใช้กับอาหารสำเร็จรูปหรืออาหารที่มีชีวิต วิธีนี้ปลาอาจได้รับฮอร์โมนไม่เพียงพอในกรณีที่ปลาไม่ค่อยกินอาหาร

### 6) การศึกษาเกี่ยวกับฮอร์โมน

ฮอร์โมนเป็นสารที่สร้างมาจากต่อมไร้ท่อ (endocrine glands) ซึ่งมีอยู่ในสัตว์ทุกชนิด ฮอร์โมนมีหน้าที่สำคัญหลายอย่างต่อสัตว์ที่มีกระดูกสันหลัง และสัตว์ที่ไม่มีกระดูกสันหลัง โดยเฉพาะอย่างยิ่งเกี่ยวกับการสืบพันธุ์ การเจริญเติบโต การเปลี่ยนวัย การลอกคราบ การเผาผลาญอาหาร การควบคุมการดูดซึมของเหลวในร่างกาย ตลอดจนการตอบสนองความเครียดในสัตว์น้ำนั้น (จีรศักดิ์, 2540)

#### 6.1) ประเภทของฮอร์โมน

สามารถจำแนกฮอร์โมนตามโครงสร้างทางเคมีของฮอร์โมนได้ 3 แบบดังนี้ (สุมนา, 2541)

6.1.1) *เปปไทด์หรือโปรตีนฮอร์โมน polypeptides* ได้แก่ Adrenocorticotropic hormone (ACTH) , Growth hormone (GH) , Prolactin (PRL) , Antidiuretic hormone (ADH) , oxytocin , insulin เป็นต้น

6.1.2) *เอมีนฮอร์โมน (amine hormone)* ได้แก่ thyroxine , catecholamine , epinephrine เป็นต้น

6.1.3) *สเตียรอยด์ฮอร์โมน (steroid hormone)* ได้แก่ เอสโตรเจน , โปรเจสเตอโรน , เทสโทสเตอโรน , cortisal กลุ่มของฮอร์โมนโกนาโดโทรปิน (gonadotropin) และกลุ่มฮอร์โมนเพศกลุ่มสเตอรอยด์ฮอร์โมน (steroid hormone) ได้รับความสนใจทำการศึกษาอย่างมาก เพราะส่วนใหญ่ใช้สำหรับการแปลงเพศปลาได้แก่ เอสโตรเจน โปรเจสเตอโรน และแอนโดเจน (ดวงเดือน, 2527)

ก) *เอสโตรเจน* เป็นฮอร์โมนตามธรรมชาติที่สร้างขึ้นจากรังไข่ ต่อมหมวกไต และอัณฑะมีหลายชนิดที่สำคัญ ได้แก่ Estradiol, Estrone และ Estriol โดย Estradiol จะมีประสิทธิภาพสูงที่สุด ปัจจุบันมีการสังเคราะห์ฮอร์โมนเอสโตรเจนขึ้นจากสารเคมี และมีประสิทธิภาพในการออกฤทธิ์สูงได้แก่ Diethyl stibestrol (DES) , Dienestrol และ Hexestrol นอกจากนี้ยังมีการผลิตออกมาในรูปของเม็ดมีชื่อทางการค้าต่างๆหลายชนิด เช่น Ethinyl estradiol (EE) หรือ Progunon C , Diethyl stibestrol (DES) และ Premarin เป็นต้น

ข) *โปรเจสเตอโรน* สร้างมาจากคอร์ปัสลูเทียมของรังไข่ รก และต่อมหมวกไต เป็นฮอร์โมนที่จะออกฤทธิ์เมื่ออวัยวะต่างๆนั้นถูกกระตุ้นด้วยเอสโตรเจนไว้ก่อนแล้ว ในปัจจุบันมีการสังเคราะห์ฮอร์โมนโปรเจสเตอโรน ซึ่งออกฤทธิ์คล้ายกับโปรเจสเตอโรนในธรรมชาติมาก เรียกว่าสารโปรเจสโตรเจน (Progestrogen substance) ซึ่งได้แก่อนุพันธ์ของโปรเจสเตอโรน เช่น Dydrogesterone , อนุพันธ์ของเมสโตสเตอโรน , อนุพันธ์ของ 19 – Nor testosterone , อนุพันธ์ของ 17 – Hydroxy progesterone เป็นต้น

ค) *แอนโดรเจน* เป็นฮอร์โมนที่สังเคราะห์ขึ้นจากเนื้อเยื่อของอัณฑะเป็นส่วนมาก และจากรังไข่กับต่อมหมวกไตชั้นนอกเป็นส่วนน้อย แอนโดรเจนที่สำคัญ คือ เทสโทสเตอโรน (testosterone) (มณฑิรา, 2526) โดยมีรูปแบบต่างๆของแอนโดรเจน (สุมนา, 2541) ซึ่งอนุพันธุ์แต่ละชนิดออกฤทธิ์ให้ผลไม่เท่ากัน (วารุณี, 2542) ได้แก่

| | | |
|---|---|---|
| Testosterone undecanoate (Andriol) | 40 | มิลลิกรัม/เม็ด |
| Fluoxymesterone (Halotestin) | 5 | มิลลิกรัม/เม็ด |
| Methyltestosterone (Metesto) | 25 | มิลลิกรัม/เม็ด |
| Mesterolone (Provironum) | 25 | มิลลิกรัม/เม็ด |
| Testosterone enanthate | 100-200 | มิลลิกรัม/มิลลิลิตร |
| Testosterone cypionate | 100-200 | มิลลิกรัม/มิลลิลิตร |
| Testosterone propionate | 100 | มิลลิกรัม/มิลลิลิตร |

7) เทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท

ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท (Testosterone undecanoate) มีชื่อทางการค้าว่า แอลดริออล (Andriol) เป็นเอสเทอร์กรดไขมันของแอนโดรเจนธรรมชาติ (เทสโตสเตอโรน) ซึ่งเป็นฮอร์โมนเพศชาย เทสโตสเตอโรนใช้รับประทานไม่ได้ผล แต่เทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทสามารถผ่านตับโดยทางระบบน้ำเหลือง ดังนั้นจึงใช้รับประทานได้ผล ขนาดยา 1 แคปซูล ประกอบด้วยเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท 40 มิลลิกรัม ละลายในกรดโอเลอิกใช้ทดแทนเทสโตสเตอโรนในชายที่ผิดปกติเกี่ยวกับอวัยวะสืบพันธุ์ เช่น ภายหลังตัดอัณฑะ ภาวะที่ลูกอัณฑะขาดฮอร์โมนแอนโดรเจน ภาวะที่ต่อมใต้สมองขับฮอร์โมนออกมาน้อย และการเป็นหมันเนื่องจากความผิดปกติของการสร้างเซลล์อสุจิ โดยเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทมีผลทำให้เพิ่มระดับของเทสโตสเตอโรน และเมตาบอไลท์ในพลาสมาให้สูงขึ้น ฮอร์โมนในกลุ่มแอนโดรเจนอาจมีผลทำให้เกิดการคั่งของเกลือและของเหลว ลดการจับตัวของโปรตีนกับไอโอดีน (PBI) และการเกิดปฏิกิริยาแทรกซ้อนอันเนื่องมาจากแอนโดรเจนที่เกิดขึ้น เช่น อวัยวะเพศแข็งนานเกินไป อสุจิลดลง และการหลั่งของน้ำกามลดลง ดังนั้นจึงควรระมัดระวังในการใช้ (บริษัทออร์กานอล, 2541)

อนุพันธ์ของเทสโทสเตอโรนที่สังเคราะห์ขึ้นมาในรูปของ esters และ alkyllation ทำให้ดูดซึมช้าถูกแปรสภาพช้า มีฤทธิ์แรงขึ้นและนานขึ้น เมื่อเข้าสู่ร่างกายโดยการฉีดหรือให้รับประทาน จะต้องมีการ hydrolyzed อนุพันธ์ที่เป็น ester ให้เป็นเทสโทสเตอโรนอิสระก่อน แล้วจึงถูกเปลี่ยนแปลงในร่างกายโดยตับเป็นอวัยวะที่สำคัญ ในการแปลงสภาพของเทสโทสเตอโรนนั้น (สุมนา,2541)

กลไกการออกฤทธิ์ของเทสโทสเตอโรน หรือ ไดไฮโดรเทสโทสเตอโรน ต่อเซลล์เป้าหมายนั้นมีลักษณะเช่นเดียวกับสเตอรอยด์ฮอร์โมนอื่นๆ คือ เทสโทสเตอโรนจะแพร่ผ่านเยื่อหุ้มเซลล์ เข้าไปจับกับตัวรับภายในเซลล์ (cytoplasmic receptor) ซึ่งทำหน้าที่จับกับแอนโดรเจนโดยเฉพาะ (androgen receptor) ได้เป็นสารประกอบเชิงซ้อน (androgen – receptor complex) แล้วขนส่งเข้าสู่นิวเคลียสไปจับกับตำแหน่งภายในนิวเคลียส รวมทั้งการเพิ่มการทำงานของโครมาติน และเอนไซม์อาร์เอนเอโพลีเมอเรส (RNA polymerase) ให้มีการสร้างอาร์เอ็นเอทุกชนิดเพิ่มขึ้นแล้วขนส่งเข้าไปเก็บไว้ในไซโตพลาสซึม (cytoplasm) เป็นผลให้เกิดการสร้างโปรตีน การเจริญเติบโตของเซลล์ และการเปลี่ยนรูปเพื่อไปทำหน้าที่เฉพาะของเซลล์ (ประเสริฐ, 2538) เทสโทสเตอโรนหรือ ไดไฮโดรเทสโทสเตอโรน จะจับกับรีเซปเตอร์ในเซลล์ (intracellular recepter) ของอวัยวะเป้าหมายจะได้เป็น hormone – recepter complex ซึ่งจะเข้าไปในนิวเคลียส ออกฤทธิ์ผ่านทาง specific hormone regulatory element บน chromosome ผลจะเพิ่มการสร้างของโปรตีน และ specific RNAs ซึ่งเชื่อว่าจะทำให้เกิดการสร้างลักษณะเป็นชาย (virilization) เกิดขึ้น (สุมนา, 2541)

### 8) การสร้างสเตียรอยด์ฮอร์โมน

กระบวนการสร้างเซลล์อสุจิ (spermatogenesis และ spermiogenesis) โดยส่วนมากอยู่ภายใต้การควบคุมของ androgen ที่สำคัญคือ testosterone และ 11- ketotestosterone อย่างไรก็ตามในขบวนการผลิตและหลั่งของ androgen ลดลงอย่างเห็นได้ชัดระหว่างที่มีการเจริญพันธุ์ การเจริญและการหลั่งของ sperm จาก geminal cysts และส่งไปยัง sperm duct การปล่อยน้ำเชื้อ (spermiation) ดูเหมือนจะขึ้นอยู่กับ progestogen และการเหนี่ยวนำการปล่อยเซลล์อสุจิในปลาแซลมอนเพศผู้ดูเหมือนว่าจะขึ้นอยู่กับฮอร์โมน 17 $\alpha$ 20 $\beta$ - dihydroxy – 4 – pregnen – 3 – one (17 $\alpha$ 20 $\beta$ - P) เห็นได้ว่าระดับของ serum ของ progestogen เพิ่มขึ้นระหว่างการปล่อยน้ำเชื้อ และการเคลื่อนไหวของเซลล์อสุจิสูงขึ้น ส่วนผลของ progestogen พบว่า ไม่มีผลทำให้การเคลื่อนไหวของเซลล์อสุจิสูงขึ้น อิทธิพลของฮอร์โมนที่เกี่ยวข้องกับการเจริญพันธุ์ดูเหมือนว่าจะส่งผลทางอ้อมต่อค่า pH ของของเหลวในท่อนำอสุจิ testosterone หรือ 11 – ketotestosterone เป็นฮอร์โมนกลุ่มหลักของ androgen ใน teleost ซึ่งฮอร์โมนทั้งสองนี้ ต่างก็ไม่มีผลกระทบต่อ pH ของท่อนำอสุจิ หรือการเคลื่อนไหวของเซลล์อสุจิ แสดงว่าการใช้ progestogen แก่ปลาเพศผู้ pH ของท่อนำอสุจิเป็นด่างมากขึ้นโดยเพิ่มจาก 7.4 เป็น 7.5-8.5 ดังนั้นการกระทำของฮอร์โมนที่ช่วยเร่งการเจริญพันธุ์ 17 $\alpha$ 20 $\beta$ - P จะมีส่วนช่วยในเรื่องของการเพิ่มค่า pH ในท่อนำอสุจิ ฮอร์โมน progestogen อาจมีได้ว่าการสังเคราะห์ขึ้นในเซลล์อสุจิมากกว่าบริเวณรอบๆ เนื้อเยื่ออัณฑะ (testicular tissue) ซึ่งสารตั้งต้นของ 17 $\alpha$ 20 $\beta$ - P คือ 17 $\alpha$ - hydroxyprogesterone (17 $\alpha$ OH - P) ซึ่งกระทำโดยเอนไซม์ 20 $\beta$ - hydroxysteroiddehydrogenase (20 $\beta$ -HSD) โดยอัณฑะมีความสามารถในการสังเคราะห์ androgen และจะผลิต 17 $\alpha$ OH - P ส่วนการทำงานเอนไซม์ 20 $\beta$ -HSD เป็นข้อจำกัดสำหรับเซลล์อสุจิ การสังเคราะห์ 17 $\alpha$ OH - P เกิดขึ้นภายในเซลล์อสุจิจาก 17 $\alpha$ OH - P ที่แพร่กระจายมาจากเนื้อเยื่ออัณฑะ (Jobling, 1995)

### 9) การศึกษาเกี่ยวกับฮอร์โมนเทสโตสเตอโรนที่มีผลต่อระบบสืบพันธุ์

มีรายงานในปลา black porgy (*Acanthopagrus schlegeli*) อายุ 1 ปี โดยศึกษาถึงระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน estradiol – 17 ($E_2$) ต่อการพัฒนาของอวัยวะสืบพันธุ์ การสร้างเซลล์สืบพันธุ์ และระดับของ sex steroid ในเลือด โดยให้อาหารผสมฮอร์โมน $E_2$ ที่ระดับความเข้มข้นที่ 0.25 , 1.0 , 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และกลุ่มควบคุม พบว่า ในกลุ่มที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมน $E_2$ ที่ระดับความเข้มข้นที่ 0.25 และ 1.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีค่า gonadosomatic index สูงกว่ากลุ่มควบคุม และกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ และพบว่ากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน $E_2$ ระดับความเข้มข้น 0.25 และ 1.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นระดับความเข้มข้นต่ำ และช่วยยืดเวลาการสร้างเซลล์อสุจิ (spermatogenesis) ออกไป แต่จะเพิ่มจำนวน และปริมาตรของเซลล์อสุจิในปลาให้สูงขึ้น และฮอร์โมน $E_2$ ยังสามารถกระตุ้นการพัฒนาของเนื้อเยื่ออวัยวะสืบพันธุ์เพศผู้และเพศเมีย ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับระดับความเข้มข้นของ $E_2$ , plasma 11 – ketotestosterone (Chang *et al.*, 1995) เช่นเดียวกับรายงานของ

(Lau *et al.*, 1997) พบว่าในปลาชนิดเดียวกันนี้ที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมน testosterone ที่ระดับความเข้มข้น 0.5 , 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และกลุ่มควบคุม พบว่าที่ระดับความเข้มข้นที่ 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีค่า gonadosomatic index สูงกว่ากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 0.5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ และกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 0.5 และ 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมทั้ง 2 ระดับจะส่งผลกระตุ้นในด้านน้ำหนักของอัณฑะ และการปล่อยเซลล์อสุจิ และน้ำเชื้อเพิ่มสูงขึ้น รวมทั้งปลา catfish (*Heteropneustos fossilis*) , guppy (*Poecilia reticulata*) ที่มีการทำ hypophysectomized ก็มีการกลับคืนมาของเซลล์อสุจิ และอัณฑะ รวมทั้งทำให้มี 17,20 $\beta$ - dihydroxy – 4 – pregnen – 3 – one สูงขึ้นในพลาสมาของ Atlantic salmon (*Salmo salar* L.)

มีรายงานว่าในปลาไหล *Anguilla anguilla* ที่ได้รับฮอร์โมน testosterone ประสบผลสำเร็จในการพัฒนาการเจริญของพันธุ์ (sexual muturation) โดยฮอร์โมนนี้มีผลต่อ gonadotropin ซึ่งจะเหนี่ยวนำให้เกิดการพัฒนาการเจริญของเซลล์สืบพันธุ์ในลูกปลาระยะ eye size (Boetius และ Larsen, 1991 อ้างโดย Rankin และ Jensen, 1993) และฮอร์โมนชนิดเดียวกันนี้ยังมีผลในปลาไหล *Angulla japonica* เพศเมียอีกด้วย หลังจากให้อาหารผสมฮอร์โมน testosterone และ androstenedione มีผลทำให้ค่า gonadosomatic index (GSI) เพิ่มสูงขึ้น (Lin *el al.*, 1991 a,b อ้างโดย Rankin และ Jensen, 1993) ซึ่งโดยปกติแล้วปลาเพศผู้ฮอร์โมน testosterone มีบทบาทในการกระตุ้นการสร้างเซลล์อสุจิโดยตรง เป็นความจริงซึ่งพบในสัตว์ที่มีกระดูกสันหลังโดยทั่วไป (Burzawa – Gerard และ Dumas – Vidal, 1991 อ้างโดย Rankin และ Jensen, 1993)

รายงานในการศึกษาผลของฮอร์โมน 1-dehydrotestosterone acetate และ17$\alpha$- ethynyltestosterone ต่อระบบสืบพันธุ์ ในปลานิล *Tilapia auera* ที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมนดังกล่าว โดยทำการตรวจดูอัณฑะพบว่าทุกระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน ลักษณะอัณฑะทั้งภายนอกและภายในไม่แตกต่างจากที่เลี้ยงด้วยอาหารธรรมดา เช่นเดียวกันในอัณฑะของปลาที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมฮอร์โมน 17$\alpha$- methyltestosterone ในระดับ 15 และ 30 ไมโครกรัมต่ออาหาร 1 กรัม ก็ไม่ต่างกันด้วย ส่วนปลาที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมฮอร์โมน 17$\alpha$- methyltestosterone ในระดับ 60 ไมโครกรัมต่ออาหาร 1 กรัม จะทำให้เยื่อเกี่ยวพันงอกยาวออกมา และgerminal epithelium เสื่อมสลายไป แต่ไม่พบลักษณะที่เป็นอัณฑะและรังไข่ (ovotestis) ในปลาทดลองเลย (Guerrero, 1975)

ในปลาเทร้าและปลาแซลมอน พบว่า เมื่อปลาได้รับฮอร์โมนเพศผู้หรือเพศเมีย ในระยะเวลาที่สั้นเกินไป หรือในปริมาณที่น้อยเกินไปแล้ว จะมีผลให้การเปลี่ยนเพศปลาเกิดขึ้นไม่สมบูรณ์ มีทั้งอัณฑะและรังไข่ปรากฏในอวัยวะสืบพันธุ์เดียวกัน เรียกว่า กะเทย (hermaphrodite) ซึ่งเมื่อนำไปตรวจสอบทางเนื้อเยื่อวิทยาพบว่า มีทั้งบริเวณที่เป็นรังไข่ อัณฑะ และเป็นหมัน (sterile) (Johnsione *et al.*, 1978) อย่างไรก็ดีพบว่า ในปลา medaka วัยรุ่นที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมฮอร์โมน methyltestosterone ในระดับ 12 IU. ต่ออาหาร 1 กรัม จะส่งผลให้ germ cell เสื่อมสลาย (degenerate) ไปอย่างสมบูรณ์ แต่สาเหตุที่เสื่อมสลายยังไม่ทราบ (Yamamoto, 1958)

**10) การเจริญเติบโต**

การเจริญเติบโต (growth) เป็นผลมาจากการเพิ่มสัดส่วนของโปรตีน แร่ธาตุและองค์ประกอบอื่นๆ ในร่างกาย เป็นการเพิ่มขนาดและน้ำหนักของเนื้อเยื่อที่เป็นโครงสร้างของร่างกายตลอดทั้งเนื้อเยื่อส่วนอื่นๆและอวัยวะต่างๆมีปัจจัยหลายอย่างที่มีผลต่อการเจริญเติบโต ขนาด สัดส่วน และองค์ประกอบทางเคมีของร่างกาย ปัจจัยหลักๆมีดังนี้ (ประเสริฐ, 2538)

**10.1) พันธุกรรม**

ส่วนประกอบทางพันธุกรรม (gene) มีอิทธิพลต่อขนาดร่างกายสัตว์หน่วยพันธุกรรมนี้ได้รับมาจากพ่อแม่ของสัตว์เอง สัตว์ต่างชนิดต่างพันธุ์กันจะมีความแตกต่างในขนาดของร่างกาย

**10.2) ระบบต่อมไร้ท่อ**

ฮอร์โมนที่ถูกส่งออกจากต่อมไร้ท่อ จะถูกส่งไปตามกระแสเลือดและไปมีผลต่อส่วนต่างๆของร่างกาย ถ้าหากมีการผิดปกติปกติเกิดขึ้นกับต่อมไร้ท่อ ร่างกายก็จะมีการเจริญขนาดสัดส่วนผิดปกติไปด้วย สำหรับฮอร์โมนที่มีผลต่อการเจริญเติบโตได้แก่

10.2.1) *Growth hormone* ผลิตได้จากต่อมใต้สมองส่วนหน้า เป็นฮอร์โมนที่มีความสำคัญต่อการเจริญเติบโตของเนื้อเยื่อส่วนต่างๆ เกือบทั้งหมดของร่างกาย

10.2.2) *Thyroid hormone* ทำหน้าที่เกี่ยวกับการเมตาบอลิซึมและการใช้ประโยชน์ของโภชนะในร่างกาย ก่อให้เกิดการเจริญเติบโต และการพัฒนาร่างกายและเซลล์เกือบทุกส่วนของร่างกาย

10.2.3) *Insulin* ผลิตได้จากตับอ่อน ทำให้เกิดการสะสมของกลูโคส กรดไขมัน (fatty acid) และกรดอะมิโน

10.2.4) *Androgen* ทำหน้าที่เกี่ยวกับการพัฒนาและรักษาลักษณะทางเพศผู้ และช่วยก่อให้เกิดการสร้างโปรตีนในร่างกาย มีผลต่อการเจริญเติบโต

10.2.5) *Estrogen* ทำหน้าที่หลักเกี่ยวกับการพัฒนาและรักษาลักษณะทางเพศ เพิ่มอัตราการสร้างโปรตีนในร่างกายได้บ้างเล็กน้อย แต่เป็นการเพิ่มปริมาณสะสมไขมัน

**10.3) อาหาร**

สาเหตุของการผิดปกติในการเจริญเติบโตและขนาดของร่างกาย คือ การขาดอาหารซึ่งส่งผลอย่างไรขึ้นอยู่กับระดับและระยะเวลาของอาหารที่ขาด

**10.4) ปัจจัยทางสิ่งแวดล้อม ซึ่งรวมถึงการติดเชื้อ**

**11) การศึกษาเกี่ยวกับฮอร์โมนเทสโตสเตอโรนที่มีผลต่อการเจริญเติบโต**

มีรายงานในการศึกษาในปลานิล *Tilapia auera* ที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมน 1-dehydrotestosterone acetate , 17α- ethynyltestosterone และ17α- methyltestosterone ที่ระดับความเข้มข้น 15 , 30 และ 60 ไมโครกรัมต่ออาหาร 1 กรัม ระยะเวลา 25 วัน และเลี้ยงต่อไปอีก 120 วันด้วยอาหารที่ไม่ผสมฮอร์โมน พบว่า หนักเฉลี่ยของปลาที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมนทุกกลุ่มสูงกว่ากลุ่มควบคุมอย่างมี

นัยสำคัญ (Guerrero, 1975) ขณะที่ในปลา channel catfish ถึงผลของฮอร์โมน 17α- methyltestosterone ต่อการเจริญเติบโตและอวัยวะภายนอกของปลา พบว่า ปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 1 , 5 และ 10 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 16 สัปดาห์ พบว่า กลุ่มควบคุมมีการเจริญเติบโตในด้านน้ำหนักและความยาวปลามากที่สุด แสดงว่าฮอร์โมนดังกล่าวไม่ทำให้การเจริญเติบโตเพิ่มขึ้น และเมื่อระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเพิ่มขึ้นทำให้อัตราการเจริญลดลง เป็นผลมาจากน้ำหนักและความยาวลดลง และพบว่า renosomatic indices (RSI) ของกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 17α- methyltestosterone จะสูงกว่ากลุ่มควบคุม และ hepatosomatic indices (HIS) ของกลุ่มที่ได้รับ 17α- methyltestosterone 1 และ 5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม จะมีค่าสูงกว่ากลุ่มควบคุม ทำให้คาดว่าขณะที่ระดับของ 17α- methyltestosterone เพิ่มสูงขึ้นจะมีการยับยั้งการสังเคราะห์โปตีนและ/หรือการเพิ่มขึ้นของการสลายโปรตีนในร่างกาย ขณะที่เพิ่มการสังเคราะห์โปรตีนในอวัยวะภายใน (Simone, 1990) รวมถึงการให้ฮอร์โมนในระดับที่สูงเกินไปส่งผลเสียต่อการเจริญเติบโตของปลาดังรายงานการศึกษาปลาไหล (*Anguilla anguilla*, L.) ที่ได้รับฮอร์โมน17α- methyltestosterone ระดับความเข้มข้น 1 , 5 , 10 , 15 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม วันละ 2 ครั้ง โดยให้ปริมาณวันละ 5 %ของน้ำหนักร่างกาย เป็นระยะเวลา 3 เดือน พบว่า ปลาไหลที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้นที่ 1 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมจะมีน้ำหนักมากกว่าทุกกลุ่มการทดลองรวมถึงกลุ่มควบคุม และพบว่าอัตราการเจริญเติบโตลดลงเมื่อความเข้มข้นของฮอร์โมนสูงขึ้น (Degani, 1985)

### 12) การใช้และผลของฮอร์โมนเพศผู้ในปลา

การแปลงเพศปลาให้เป็นเพศผู้ส่วนใหญ่จะใช้วิธีการผสมลงในอาหาร และทำกันมากในกลุ่มปลานิล ทั้งนี้เพื่อต้องการปลาเพศผู้ล้วนซึ่งพบว่ามีการเจริญเติบโตดีกว่าปลาเพศเมีย จากการทดลองในปลาหลาย ๆ ชนิด พอจะสรุปได้ว่ามีปัจจัยหลายประการที่มีผลต่อความสำเร็จในการแปลงเพศ ได้แก่ ความเข้มข้นของฮอร์โมน ระยะเวลาในการรับฮอร์โมน อายุปลาที่เริ่มได้รับฮอร์โมน ช่วงของอุณหภูมิขณะให้ฮอร์โมน ชนิดของปลาที่ทำการทดลอง และวิธีการที่ให้ปลาได้รับฮอร์โมน (Nagy *et al.*, 1981) นอกจากนั้นอวัยวะของปลาที่เกิดจากการแปลงเพศ เนื่องมาจากได้รับฮอร์โมนจะไม่เปลี่ยนแปลงกลับเป็นปรกติหลังจากเลี้ยงปลาต่อด้วยอาหารธรรมดา (Sower et al., 1983)

ส่วนอัตราการรอดตายของปลาที่ได้รับฮอร์โมนจะสูงหรือต่ำขึ้นอยู่กับ วิธีการให้ฮอร์โมนแก่ปลา จากการทดลองในกลุ่มปลานิล ปลาหมอเทศ และปลากระบอกเทา (grey mullet) พบว่าปลาที่ได้รับฮอร์โมนโดยการผสมในอาหาร มีอัตราการตายไม่แตกต่างกับปลาที่ไม่ได้รับฮอร์โมน แต่ถ้าปลาได้รับการฝังแคปซูล และโดยการฉีดเข้าช่องท้องจะมีผลทำให้อัตราการรอดตายต่ำกว่ากลุ่มควบคุม และพบว่าปลาที่มีขนาดเล็ก เมื่อได้รับฮอร์โมนโดยการฝังแคปซูลจะมีอัตราการตายสูงถึง 100 % นอกจากนี้ยังพบว่าชนิดของฮอร์โมนยังมีผลต่ออัตราการรอดตาย กล่าวคือในการเปลี่ยนแปลงเพศปลามอลลี่ดำ (*Poecilia sphenops*) โดยใช้ฮอร์โมนสังเคราะห์ (diethylstilbestrol) เปรียบเทียบกับฮอร์โมนจากธรรมชาติ (βestradiol) ที่ระดับความเข้มข้นเดียวกันพบว่า $\beta$-estradiol มีอัตราการรอดที่ดีกว่าการใช้ฮอร์โมนสังเคราะห์ diethylstilbestrol (Goerge and Pandian, 1995)

การแปลงเพศปลาด้วยฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทยังไม่มีรายงานว่ามีผู้ใดทำการศึกษา แต่ก็มีรายงานการใช้ฮอร์โมนในกลุ่มเดียวกันนี้ ซึ่งพบว่าในการแปลงเพศปลากัดจีนให้เป็นเพศผู้ทั้งหมดโดยใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และ 400 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ติดต่อกันเป็นระยะเวลา 14 วัน จะแสดงลักษณะภายนอกเป็นเพศผู้หมดทุกตัว (มานพ ตั้งตรงไพโรจน์ และคณะ, 2531) และการให้ฮอร์โมนชนิดนี้ในลูกปลานิลสีแดง (*Oreochromis niloticus* x *Oreochromis mossambicus*) โดยใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนระดับความเข้มข้น 5 มิลลิกรัมต่ออาหาร 1 กิโลกรัม เป็นระยะเวลานาน 28 – 30 วัน พบว่าเป็นเพศผู้ทั้งหมด (Phelps et *al.*, 1992 อ้างโดยพรรณศรี และ คณะ, 2538) ในลูกปลานิล (*Oreochromis niloticus*) พบว่าการใช้อาหารผสมฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนระดับความเข้มข้น 5 และ 3 มิลลิกรัมต่ออาหาร 1 กิโลกรัม เลี้ยงลูกปลาอายุ 7 วัน เป็นเวลานาน 40 วัน ปรากฏว่าสามารถแปลงเพศปลาให้เป็นเพศผู้ได้ 96-100 % ตามลำดับ และมีผลต่อการเจริญเติบโต อัตราการเจริญเติบโต รวมทั้งผลผลิตรวมของปลาที่ผ่านการแปลงเพศด้วยฮอร์โมน โดยมีแนวโน้มที่สูงกว่าปลาที่ไม่ได้รับการแปลงเพศ อีกทั้งยังไม่มีผลต่ออัตราการรอดตายของปลานิลด้วย (บุญรัตน์ และ กำธร, 2541) ส่วนในปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) ทั้งระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนและระยะเวลาในการได้รับฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนร่วมกันมีอิทธิพลต่อการแปลงเพศและการเกิดสีของปลาหางนกยูงให้เป็นเพศผู้ โดยให้ที่ระดับความเข้มข้นไม่น้อยกว่า 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นระยะเวลา 30 วัน จะให้ผลผลิตสูงสุด และไม่มีผลต่ออัตราการรอดตายของปลาหางนกยูงเช่นเดียวกัน (บุญรัตน์ และสมพล, 2542)

### 13) คาโรทีนอยด์ (carotenoid)

คาโรทีนอยด์ (carotenoid) จัดอยู่ในสารประกอบพวกเทอปีนอยด์ (terpenoid) ซึ่งพบได้อย่างแพร่หลายในธรรมชาติ คาโรทีนอยด์ถูกค้นพบเมื่อประมาณศตวรรษที่ 19 โดยพบมากในใบไม้สีเหลืองที่หลุดร่วงจากต้น ในใบไม้ประกอบด้วยเม็ดสีสีแดงหรือเม็ดสีสีเหลืองซึ่งพืชสามารถจะมีการสังเคราะห์คาโรทีนอยด์ขึ้นในระยะที่ใบแก่เต็มที่ โครงสร้างของคาโรทีนอยด์ประกอบด้วยเม็ดสีที่มีคุณสมบัติในการเลือกดูดกลืนแสง คือแซนโทฟิลล์ (xanthophyll) หรือ ฟิลโลแซนทีน (phylloxanthine) (xanthos = สีเหลือง, phyllon = ใบไม้) ในใบไม้สีเหลืองไม่ได้มีเม็ดสีเพียงชนิดเดียวแต่อาจประกอบด้วยคาโรทีนอยด์อย่างน้อย 4 ชนิดได้แก่ ลูทีน (lutein) เบต้าคาโรทีน ($\beta$ - carotein) ไวโอโลแซทิน (violoxanthin) และ นีโอแซนทิน (neoxanthin) คาโรทีนอยด์ทั้ง 4 ชนิดนี้สามารถพบได้ในพืชเกือบทุกชนิด อย่างไรก็ตามสีของคาโรทีนอยด์ก็เป็นสีที่มีจำนวนมาก และเด่นชัดในใบไม้ที่แก่ ในกลีบดอกไม้ที่มีสีแดงและเหลือง เช่นดอกทิวลิป ดอก Dandelion และในผักผลไม้เช่น ข้าวโพด มะเขือเทศ ส้ม แครอท แอปเปิล และเห็ด เป็นต้น ในกลุ่มสัตว์คาโรทีนอยด์พบมากในสัตว์พวก ครัสเตเชียน เช่นกุ้ง ในแมลง เช่น เต่าทอง ในปลา เช่น ปลาทอง

ปลาแซลมอน และพบในนกหลายชนิดเช่นนกฟลามิงโก (flamingoes) นอกจากนี้ยังพบมากในอาหารที่มนุษย์รับประทานได้แก่ นม เนย ไข่แดง เป็นต้น นอกจากกลุ่มของคาโรทีนอยด์แล้วยังมีของกลุ่มสารสีธรรมชาติอีก 2 กลุ่มได้แก่ 1) กลุ่มอนุพันธ์ของเตตระไพโร (tetrapyrrole derivatives) ประกอบด้วยสีของเลือดและน้ำดี 2) กลุ่มอนุพันธ์ของเบนโซไพราน (benzopyran derivertives) ประกอบด้วย แอนโทไซยานิน (anthocyanins) และฟลาโวนอยด์ (flavonoids) ในกลุ่มของเม็ดสีธรรมชาติคาโรทีนอยด์เป็นชื่อที่รู้จักกันดีมากกว่าชื่อ แซนโทฟิลล์ และคาโรทีนอยด์ได้รับความสนใจจากนักวิทยาศาสตร์สาขาต่างๆในการศึกษาวิจัยเกี่ยวกับคาโรทีนอยด์มากกว่าเม็ดสีธรรมชาติชนิดอื่นๆ (Latsha, n.d.)

### 13.1 การแบ่งหมวดหมู่ของคาโรทีนอยด์

การแบ่งหมวดหมู่ของคาโรทีนอยด์สามารถแบ่งออกได้เป็น 2 กลุ่มใหญ่โดยขึ้นอยู่กับระดับการเข้าแทนที่ กลุ่มคาโรทีนอยด์ที่ไม่มีคุณสมบัติการเข้าแทนที่ รู้จักกันในชื่อคาโรทีน ซึ่งเป็นสารไฮโดรคาร์บอนบริสุทธิ์ไม่มีออกซิเจนเป็นองค์ประกอบ คาโรทีนมักมีสีส้ม คาโรทีนชนิดที่รู้จักกันมากที่สุดคือกลุ่มโปรวิตามินเอหรือเบตาคาโรทีน ($\beta$-carotene) อีกกลุ่มหนึ่งคือ คาโรทีนอยด์ที่มีสีเหลืองแดง มีคุณสมบัติในการเข้าแทนที่ และมีออกซิเจนเป็นองค์ประกอบที่รู้จักกันมากก็คือ แซนโทฟิลล์ (xanthophyll) การตั้งชื่อของคาโรทีนอยด์ขึ้นอยู่กับกฎของ IUPAC ซึ่งดูโครงสร้างของเบตาคาโรทีนที่อยู่ด้านปลายสายโครงสร้างเป็นหลักสำคัญ คำนำหน้าตั้งชื่อจากหมู่ functional group และดูตำแหน่งของอะตอมในโมเลกุลของคาโรทีนอยด์

### 13.2) การดูดซึมและการขนส่งของคาโรทีนอยด์ (Absorption and Transport of carotenoid)

คาโรทีนอยด์ขณะที่อยู่ในพืชจะมีการสะสมเอาไว้ ในสัตว์จะมีความแตกต่างคือ สัตว์ไม่สามารถสังเคราะห์คาโรทีนอยด์ได้ด้วยตัวเอง ซึ่งขึ้นอยู่กับแหล่งโภชนาการของสัตว์ คาโรทีนอยด์จะถูกสัตว์กินเข้าไปพร้อมกับอาหารและถูกดูดซึมที่ลำไส้เล็ก (duodenum) เช่นเดียวกับไขมันอื่นๆ สัตว์แต่ละชนิดจะมีอัตราการดูดซึมเม็ดสีแต่ละชนิดบริเวณลำไส้ในชั้น mucosa ได้แตกต่างกัน สัตว์มักแสดงระดับของการเลือกดูดซึมคาโรทีนอยด์ เช่น ในแพะ และแกะระดับของคาโรทีนอยด์ในพลาสมามีน้อยมากอาจเป็นเพราะเบตาคาโรทีนเปลี่ยนรูปร่างไปเป็นวิตามินเอ สัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม สามารถดูดซึมคาโรทีนและแซนโทฟิลล์ได้น้อยมากซึ่งมีความแตกต่างกันกับสัตว์จำพวกนก และปลา ที่สามารถดูดซึมแซนโทฟิลล์ในรูปของ 3 – hydroxy, 4 – hydroxy ketocarotenoid ได้มากกว่า การดูดซึมคาโรทีนอยด์มีลักษณะเฉพาะเจาะจงมากขึ้นอยู่กับ receptor proteins อย่างไรก็ตามอัตราการดูดซึมคาโรทีนอยด์ขึ้นอยู่กับความสามารถในการใช้ประโยชน์ของคาโรทีนอยด์และสภาพแวดล้อมบริเวณ grastointestine เป็นอย่างมาก และยังขึ้นอยู่กับคุณสมบัติของเยื่อชั้นใน milieu เช่นความเป็นกรด คาโรทีนอยด์อาจถูกสลายด้วยตัว oxidant เอนไซม์ หรือแบคทีเรีย นอกจากนี้คาโรทีนอยด์อาจถูกเผาผลาญเปลี่ยนไปเป็นวิตามินเอในบริเวณ mucosa วิตามินเอ มีความแตกต่างจาก lipophilic ชนิดอื่นคือไม่พบว่ามีคาโรทีนอยด์ในระบบน้ำเหลือง คาโรทีนอยด์จะถูกขนส่งไปตามกระแสเลือดในรูปของ lipoprotein complex lipoprotein นี้ได้มาจากไขมันและ lipoids ที่ไม่

ละลายในน้ำ เช่นคาโรทีนอยด์จะเข้ารวมตัวกับน้ำโดยการจับกับโปรตีนคล้ายๆกับการสร้างแคปซูล ด้วยเหตุนี้คาโรทีนอยด์จึงขนส่งได้ในเลือดบริเวณ milieu lipoproteins เป็นกระบวนการที่จับกันบริเวณจับจำเพาะ (specific binding side) และระดับของความจำเพาะเจาะจงสัมพันธ์กับโครงสร้างของ lipoproteins เหตุผลเหล่านี้เป็นไปได้ที่จะใช้อธิบายการแข่งขันการดูดซึมระหว่างวิตามินเอ และ lipoprotein (Brush, 1981 ; Karlson, 1977 ; Papiz et al., 1986 อ้างโดย Latsha, n.d.)

### 13.3) กระบวนการสันดาปและการสะสมคาโรทีนอยด์ (Metabolism and Deposition of Carotenoid)

คาโรทีนอยด์ถูกดูดซึมบริเวณลำไส้ (gastrointestinal tract) จุดสิ้นสุดของการดูดซึมคาโรทีนอยด์ขึ้นอยู่กับชนิดของสิ่งมีชีวิต เมื่อกระบวนการเมตาบอลิซึมสารประกอบคาโรทีนอยด์ผ่านไป และมีการสะสมคาโรทีนอยด์ตามเนื้อเยื่อและอวัยวะซึ่งมีความหลากหลายและมีความเฉพาะเจาะจงต่อการดูดซึมในสิ่งมีชีวิตแต่ละชนิด ซึ่งเป็นแบบแผนที่มีลำดับขั้นและต่อเนื่องกัน การเปลี่ยนสภาพของโมเลกุลเป็นไปอย่างมีขอบเขต สัตว์เลี้ยงลูกด้วยนมส่วนใหญ่การสะสมคาโรทีนอยู่ในเนื้อเยื่อจะไม่มีความหมายเลยถ้ามันไม่มีคุณสมบัติเป็นวิตามินเอ การเปลี่ยนคาโรทีนอยด์ในสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนมจะถูกจำกัดในสภาวะที่เบตาคาโรทีนเปลี่ยนไปเป็นวิตามินเอ ในขณะที่คาโรทีนอยด์ตัวอื่นถ้าถูกจำกัดก็จะมีการสะสมในรูปที่ยังไม่มีการเปลี่ยนโครงสร้าง ในสัตว์พวกนกมีรูปแบบการสะสมที่แตกต่างออกไปคือ มีการสะสมคาโรทีนอยด์ในเนื้อเยื่อผิว (epidermal tissue) โครงสร้างของสิ่งปกคลุมเช่น ขน เนื้อเยื่อไขมันและไข่แดง คาโรทีนอยด์จะถูกดูดซึมในรูปแบบโครงสร้างที่ยังไม่มีการเปลี่ยนแปลง เช่น ลิวทีน (lutein)โรโดแซนทิน (rhodoxanthin) ซีเอแซนทิน (zeaxanthin) หรือถูกเปลี่ยนกลับไปมาโดยขบวนการเมตาบอลิซึมไปเป็น canthaxanthin phoenicoxanthin astaxanthin หรือ guaraxanthin ความสามารถของการเปลี่ยนแปลงและการสะสมคาโรทีนอยด์มีความเฉพาะต่อชนิดของเนื้อเยื่อโดยถูกควบคุมด้วยพันธุกรรม (Brush, 1981 อ้างโดย Latsha, n.d.) พบมากในนกคลาส avian ขณะที่นกฟินช์ (Finch sp.) สามารถเปลี่ยนโครงสร้างเบตาคาโรทีนไปเป็น canthaxanthin แต่สัตว์ปีกในจีนัส Gallus ไม่มีความสามารถดังกล่าว อย่างไรก็ตามนกสามารถดูดซึม oxycarotenoid ได้เป็นส่วนมาก ยังพบอีกว่าเบตาคาโรทีน สามารถเปลี่ยนไปเป็นอนุพันธุ์ของ monodetone และ diketone ได้ในบริเวณตับ ในขณะเดียวกัน oxidate xanthophyll จะยังไม่ถูกเปลี่ยนจนกว่ามันจะเปลี่ยนไปเป็น feather aollide ในสัตว์จำพวกนกปริมาณคาโรทีนอยด์ที่มีการสะสมและวิเคราะห์ออกมาได้พบว่าคาโรทีนมีรูปแบบแตกต่างกัน Non – oxidized carotenoid คาโรทีนพบมากบริเวณเรตินาของนก ในตับและปริมาณเล็กน้อยในไขมันตามร่างกาย ส่วน oxycarotenoids มีการสะสมในหลายบริเวณ เช่น ผิวหนัง เนื้อเยื่อไขมัน ขนนกทั้งตัว และในไข่แดง คาโรทีนอยด์จะสะสมบริเวณผิวหนังในรูปของ ester (free carotenoids) ในขนและไข่แดงมีการสะสมในรูป hydroxy และ ketocarotenoid (Fox *et al.* , 1967, Fox 1975)

ในสัตว์น้ำพันธุกรรมเป็นตัวควบคุม metabolic ของคาโรทีนอยด์ ซึ่งเม็ดสีที่พบในสัตว์น้ำ คือ แอสตาแซนทิน (astaxanthin) แต่มันอาจมีความแตกต่างกันโดยขึ้นอยู่กับความสามารถในการสังเคราะห์ oxidated detocarotenoid จากสารตั้งต้นเป็นสำคัญ ซึ่งสามารถแบ่งความสามารถดังกล่าวได้เป็น 3 กลุ่ม

กลุ่มที่ 1 ประกอบด้วยสัตว์กลุ่มครัสเตเชียนที่กินทั้งพืชและสัตว์เป็นอาหารซึ่งสัตว์ที่พัฒนาประสิทธิภาพการสังเคราะห์คาโรทีนอยด์ สัตว์กลุ่มนี้สามารถเปลี่ยนคาโรทีนอยด์ในสาหร่ายทะเลได้แก่ lutein และ zeaxanthin และยังสามารถเปลี่ยนเบตาคาโรทีนไปเป็นเม็ดสีสำคัญได้แก่ astaxanthin

กลุ่มที่ 2 ประกอบด้วยปลาที่กินพืชเป็นอาหารโดยเฉพาะปลาในวงศ์ Carp ซึ่งมีความสามารถในการสังเคราะห์คาโรทีนอยด์ต่างจากสัตว์ในกลุ่มแรก คือ สัตว์กลุ่มนี้สามารถทำให้เกิด oxidation เฉพาะที่ตำแหน่ง 4,4 ในวงแหวนเบตาคาโรทีนเท่านั้น สัตว์กลุ่มนี้มีการสะสมเบตาคาโรทีน แคนตาแซนทิน และอาจรวมถึง ลูทีน ในรูปแบบที่ยังไม่มีการเปลี่ยนแปลงรูปร่าง (unchange form) และสัตว์กลุ่มนี้ไม่สามารถเปลี่ยนคาโรทีนดังข้างต้นไปเป็น astaxanthin

กลุ่มที่ 3 ประกอบด้วยปลาที่กินเนื้อเป็นอาหาร ได้แก่ ปลาแซลมอน เป็นต้น สัตว์กลุ่มนี้มีข้อจำกัดในการสังเคราะห์คาโรทีนอยด์ เพราะสามารถเปลี่ยนเบตาคาโรทีน หรือ xanthophylls, lutein, zeaxanthin หรือ canthaxantin ในรูปที่ยังไม่มีการเปลี่ยนแปลงรูปร่างเท่านั้นจึงจะเก็บสะสมไว้ในรูปของ astaxanthin ได้ ดังนั้นการสะสม astaxanthin ในปลาแซลมอนจึงขึ้นอยู่กับอาหารที่กินเข้าไป แล้วจึงเกิดกระบวนการย่อยสลายของ zeaxanthin หรือ antheraxanthin (Schiedt et al., 1985 อ้างโดย Latsha, n.d.)

ด้วยเหตุผลที่ปลาส่วนใหญ่มีการสะสม astaxanthin ในรูปแบบอิสระในกล้ามเนื้อและเนื้อเยื่อไขมัน หรือในรูป monoester และ diester ในผิวหนังและไข่ ในสัตว์พวกครัสเตเชียน คาโรทีนอยด์จะอยู่ในรูป สารประกอบโปรตีน อิสระ หรือ monoester และ diester ในโครงสร้างของร่างกาย เบตาคาโรทีนสามารถเปลี่ยนไปเป็นวิตามินเอได้บริเวณลำไส้ชั้น mucosa ให้สมมติฐานไว้ว่า เบตาคาโรทีนถูกเปลี่ยนไปเป็นวิตามินเอโดยเอนไซม์ $\beta$ - carotene 15,15 – dioxygenase ทางเรตินา เบตาคาโรทีนจะให้ผลผลิตเป็นวิตามินเอ 2 โมเลกุล โดยผ่านการสลายตรงกลางของสายคาโรทีน หรือจากการย่อยด้านปลายสายทีละตำแหน่งจนถึงเรตินอลคาร์บอนตำแหน่งที่20ก็จะได้ apocarotenals และ apocarotoic acid ซึ่งเป็นผลจากการย่อยสลายกระบวนการนี้ได้มีรายงานว่าพบในพืช รายงานว่ากระบวนการย่อยสลายดังกล่าวก็พบในสัตว์เช่นกัน โดยผลิตภัณฑ์จากกระบวนการได้แก่ gall oxanthin ซึ่งเป็น $C_{27}$ – apocarotenoid ซึ่งแยกได้จากเรตินาของนก (Glover และ Redfearn, 1954 อ้างโดย Latsha, n.d. )

### 13.4) การแพร่กระจายของคาโรทีนอยด์ในธรรมชาติ (Distribution of Natural Carotenoids)

ในธรรมชาติ พบว่าคาโรทีนอยด์เป็นเม็ดสีที่พบได้ทั้งในพืชและสัตว์ และได้รับความสนใจศึกษาในนักวิทยาศาสตร์เรื่อยมาตามลำดับ เพื่อจะได้สำรวจถึงการแพร่กระจายของคาโรทีนอยด์ในสิ่งมีชีวิตชั้นสูงและชั้นต่ำ จากอดีต 100 ปีที่แล้ว คาโรทีนอยด์ถูกค้นพบและคนรู้จักมากขึ้นอย่างรวดเร็ว คาโรทีนอยด์พบได้ในสิ่งมีชีวิต 7 กลุ่ม คาโรทีนอยด์ที่แพร่กระจายในธรรมชาติมีความหลากหลายมาก สามารถตรวจ

วัดได้จากประสิทธิภาพของคาโรทีนอยด์ เช่น lipochrome โดยดูคุณสมบัติสารถูกดูดซึม การ metabolized ในสัตว์นั้นๆ คาโรทีนอยด์อาจจะมีเมลานินที่มีสีน้ำตาลดำ ละลายน้ำได้ เป็นส่วนประกอบในคาโรทีนอยด์ได้ และมักพบว่าคาโรทีนอยด์ชนิดนี้เป็นเม็ดสีที่มีการแพร่กระจายในธรรมชาติอย่างหลากหลายมาก ยกตัวอย่างเช่น ระหว่างกลุ่มแมลง ครัสเตเชียน นก และปลา จะมีการสร้างเม็ดสีที่มีความแตกต่างกันเพียงเล็กน้อย เช่น ตั้งแต่สีเหลืองสดถึงสีแดง การแพร่กระจายของคาโรทีนอยด์ในสัตว์มีความแตกต่างจากพืชทั้งในด้านปริมาณและคุณภาพ การแพร่กระจายของคาโรทีนอยด์ในสัตว์ เป็นผลมาจากภาวะโภชนการและการดูดซึมจึงทำให้คาโรทีนอยด์ในสัตว์มีความหลากหลายน้อยกว่าคาโรทีนอยด์ที่พบในพืช เพราะในพืชสามารถพบคาโรทีนอยด์ได้ทั้งในส่วนของกลีบดอก ผล และเมล็ด ในสัตว์พวก แพะ แกะ หมู กระต่าย และสุนัข มีการสะสมคาโรทีน หรือ แซนโทฟิลล์ในจำนวนจำกัด ในกระบือ และม้า มีการสะสมคาโรทีนโดยเฉพาะวิตามินเอเป็นหลัก เป็นที่ทราบกันว่าในสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนมจะมีการสะสมทั้งคาโรทีนและแซนโทฟิลล์ (Goodwin, 1984) ในทางตรงกันข้ามสิ่งมีชีวิตที่ไม่มีกระดูกสันหลังตามชายฝั่งทะเลหรือในทะเล เช่น ฟองน้ำ ซีเลนเตอเรต เอคไคโนเดิร์ม หอยทาก แมลง มีคาโรทีนอยด์เป็นจำนวนมาก เช่นเดียวกับในปลา และ นก แต่ในสัตว์พวก Annelida และ Orthoptera จะมีการเลือกดูดซึมคาโรทีนคือ เลือกดูดซึมเฉพาะเบต้าคาโรทีน ตามปกติแล้ว xanthophyll ก็พบมากในสัตว์ การแพร่กระจายของคาโรทีนอยด์แปรผันตามอนุพันธ์ของเบตาคาโรทีน และแปรผันตามกลุ่มของสิ่งมีชีวิต พบว่า astaxanthin มีการแพ่กระจายมากที่สุดในอาณาจักรสัตว์ รองลงมาคือ คาโรทีนอยด์สีเหลือง lutein และ zeaxanthin ซึ่ง xanthophyll ดังกล่าวก็พบได้ในพืชเช่นกัน ในนกมีปริมาณของ canthaxanthin และ astaxanthin มากกว่าคาโรทีนอยด์ชนิดอื่น

### 13.5) หน้าที่ทางชีววิทยาของคาโรทีนอยด์ในสิ่งมีชีวิตอาณาจักรสัตว์ (Physiological Functions in the Animal Kingdom)

คาโรทีนอยด์มีเป็นจำนวนมาก และหลายชนิด พบได้ทั้งในพืช และสัตว์ จากรายงานการวิจัยต่าง ๆ ทำให้ทราบว่าคาโรทีนอยด์ มีหน้าที่สำคัญต่อสัตว์เป็นอย่างมาก เช่น สัตว์ไม่สามารถสังเคราะห์วิตามินเอได้เอง แต่มันได้รับวิตามินเอจากการเปลี่ยนคาโรทีนอยด์ วิตามินเอมีความจำเป็นต่อการมองเห็น การเจริญเติบโต การสืบพันธุ์ การต้านทานต่อโรคที่เกิดจากแบคทีเรีย และฟังไจในสัตว์เป็นอย่างมาก (Czeczuga, 1979 อ้างโดย Latsha, n.d.) ในปลาและนกพบว่าโปรวิตามินเอ มีหน้าที่สำคัญในระบบต่อมไร้ท่อมีหน้าที่ควบคุมการเจริญของอวัยวะสืบพันธุ์ การเจริญเติบโตและการปฏิสนธิ (Deuful, 1975 อ้างโดย Latsha, n.d.) และนอกจากนี้พบว่า คาโรทีนอยด์ ยังมีหน้าที่สำคัญอย่างมากในกระบวนการสืบพันธุ์ในสัตว์พวก แมว ม้า และหมู (Bauernfeind, 1981; Goodwin, 1984 อ้างโดย Latsha, n.d.) หน้าที่อย่างอื่นของคาโรทีนอยด์ได้แก่ การทำหน้าที่เป็นตัวเชื่อมโปรตีน เช่น carotenoprotein เป็นโมเลกุลขนาดเล็กหรือเรียกว่า allosteric effectors ซึ่งมีหน้าที่เป็นตัวจัดเรียงโครงสร้างของโปรตีนด้วยเหตุนี้มันจึงมีความสำคัญอย่างมากต่อการทำงานของโปรตีนและกิจกรรมของเอนไซม์ นับได้ว่าคาโรทีนอยด์ เช่น canthaxanthin astaxanthin และคาโรทีนอยด์ในรูปแบบของ carotenoprotein เช่น ovorubin และ crustaxyanin มีหน้าที่ทางชีววิทยาที่สำคัญเป็นอย่างมาก (Wald และ Hubbard, 1960, Cheesman et al., 1966 อ้างโดย Latsha, n.d.)

ผลของการเคลื่อนย้าย astaxanthin จาก protein complex อาจทำให้โครงสร้างระดับ tertiary โปรตีนเกิดการไม่เสถียรแล้วสลายตัวกลายเป็น dimer Protein (Chessman et al., 1966 อ้างโดย Latsha, n.d.) และด้วยสาเหตุนี้จึงมีผลไปลดความคงตัวของ apoprotein และคาโรทีนอยด์ซึ่งมีผลต่อองค์ประกอบทางสรีรวิทยาเช่นปฏิกิริยาสัมพันธุ์ระหว่างคาโรทีนอยด์และโปรตีนในรูป carotenoprotein complexes เป็นสมมติฐานที่อ้างได้ว่าเป็นสาเหตุของการเปลี่ยนการทำหน้าที่เป็นเยื่อเลือกผ่านของผนังเซลล์ (Hubbard, 1956 อ้างโดย Latsha, n.d.) นอกจากนี้คาโรทีนอยด์มีหน้าที่สำคัญในการรักษาสมดุลของน้ำ (Chessman, 1958; Chessman *et al.*, 1967 อ้างโดย Latsha, n.d. ) คาโรทีนอยด์ยังมีหน้าที่เป็น olfactory reception และ chemoreception ในแมลง นก สัตว์เลี้ยงลูกด้วยนมและมนุษย์ (Monerieff, 1951 อ้างโดย Latsha, n.d.) จากข้อมูลข้างต้นสามารถใช้เป็นข้อยืนยันได้ว่า xanthophyll เป็นองค์ประกอบสำคัญในการสะสมออกซิเจนในลูกโซ่การหายใจ (Karnaukhov, 1979, Perurnyaka, 1982 อ้างโดย Latsha, n.d.) และเป็นแหล่งให้ออกซิเจนแก่เซลล์และเนื้อเยื่อ (Czeczuga, 1979 อ้างโดย Latsha, n.d.) นอกจากนี้ Petrunyaka (1982) พบว่าเมื่อมีคาโรทีนอยด์ปริมาณมากจะทำให้แคลเซียมในไมโตคอนเดรียสูงขึ้นด้วย ทำให้ทราบว่าคาโรทีนอยด์น่าจะมีบทบาทในการขนส่งแคลเซียมผ่านผนังเซลล์อีกด้วย และ Muller *et al.* (1980) ยังพบว่า คาโรทีนอยด์มีหน้าที่สำคัญในการปกป้องรังสี และสิ่งที่จะเป็นอันตรายบางอย่างต่อสัตว์ได้ หรือนับได้ว่าคาโรทีนอยด์ เป็นสาร antioxidant ในเนื้อเยื่อต่าง ๆ (Tacon, 1981 อ้างโดย Latsha, n.d.) ในมนุษย์ และสัตว์พบว่าคาโรทีนอยด์มีบทบาทสำคัญในการทำหน้าที่คล้ายภูมิคุ้มกันได้ (Goodwin, 1986 อ้างโดย Latsha, n.d.) ยกตัวอย่าง เช่น ในปลาที่มีระดับคาโรทีนอยด์สูง จะมีความต้านทานต่อโรคที่เกิดจากแบคทีเรียและรา คาโรทีนอยด์ช่วยป้องกัน encephaolmalacia ในลูกไก่ (Weiser และ Streiff, 1980 อ้างโดย Latsha, n.d. ) คาโรทีนอยด์จะช่วยเพิ่มกิจกรรมกำจัดสารพิษของ killer cells ทำให้ก้อนเนื้อร้ายที่อาจกลายเป็นมะเร็งเกิดขึ้นช้าลง (Morere, 1971 อ้างโดย Latsha, n.d. )

### 13.6) คาโรทีนอยด์กับการทำให้เกิดสี (Caroteniod and Colouration)

อาหารเลี้ยงสัตว์มีส่วนประกอบที่เพิ่มเติมลงไปได้แก่ ข้าวโพด หญ้า ถั่วอัลฟาฟา กุ้งและหอย เป็นต้น ซึ่งอาจมีคุณสมบัติไม่เป็นที่น่าพอใจในการทำให้เกิดสี นักวิทยาศาสตร์ในปัจจุบันจึงพยายามหาแหล่งอาหารที่มีคาโรทีนอยด์ที่ดีกว่า คาโรทีนอยด์ที่ถูกสังเคราะห์ขึ้นตามธรรมชาติ มักถูกนำไปใช้ประโยชน์โดยทางอ้อม เช่น เบตาคาโรทีนจะถูกสันดาปไปเป็นวิตามินเอในลำไส้ชั้น mucosa ซึ่งมีผลทำให้เกิดสีขึ้นในพวกสัตว์ปีก คาโรทีนอยด์จะถูกขับออกไปเพราะว่ามันอาจมีสีน้อย หรือถูกดูดซึมหรือถูกสะสมในอัตราที่ต่ำ ความเหมาะสมของการทำให้เกิดเม็ดสีโดยคาโรทีนอยด์มักเป็นหน้าที่ของออกซิเจน

อย่างไรก็ตามการที่คาโรทีนอยด์ที่ถูกออกซิไดส์นี้ เช่น xanthophyll จะมีประสิทธิภาพในการทำให้เกิดเม็ดสีแตกต่างกัน การดูดซึมและการสะสมก็จะมีลักษณะเฉพาะ

แคนทาแซนทินรู้จักกันว่าเป็นเม็ดสีธรรมชาติสีเหลืองส้มของ Chanterelle (Cantharellus cinnabarinnus) และพบว่ามีในสัตว์ชั้นต่ำหลายชนิด ในเอคไคโนเดิร์ม ในครัสเตเชียน และในแมลง แคนทาแซนยังพบใน epidermis ของนก พบในขนของนกฟลามิงโก ซึ่งมีลักษณะเหมือน apocarotenoic acid ethyl ester ดังที่กล่าวไว้ข้างต้น แคนทาแซนมีหน้าที่ทางสรีรวิทยาหลายประการ เช่น เป็นโปรวิตามินเอ (Schiedt *et al.*, 1985; Weiser และ Streiff,1964 อ้างโดย Latsha, n.d.)

แอสตาแซนทิน เกิดขึ้นทั้งในพืช และสัตว์ แต่จะพบมากในสัตว์น้ำ เช่น พบในปลาหลายชนิด, กลุ่มคลัสเตเชียน และแพลงก์ตอน ในปลามีแอสตาแซนทิน เข้มข้นมากบริเวณเยื่อหุ้มกล้ามเนื้อ ในพวกคลัสเตเชียนพบว่ามีแอสตาแซนทิน เข้มข้นมากบริเวณผิวหนัง, กระดอง และในไข่ ซึ่งแอสตาแซนทินมีหน้าที่เกี่ยวกับการสืบพันธุ์ และเป็นโปรวิตามินเอ (Schiedt *et al.*, 1985 อ้างโดย Latsha, n.d.)

CAROPHYLL เป็นชื่อทางการค้าของผลิตภัณฑ์คาโรทีนอยด์ที่ผ่านกระบวนการผลิตแล้ว ซึ่งการให้คาโรทีนอยด์เป็นอาหารแก่สัตว์แต่ละชนิดจะให้ผลที่แตกต่างกัน และมีคุณสมบัติเฉพาะตัวแตกต่างกัน รวมถึงอัตราการทำให้เกิดสี การถูกดูดซึม และการสะสมในสัตว์ก็ต่างกันด้วยเช่นกัน

### 13.7) ผลของคาโรทีนอยด์ในอาหารต่อการเกิดสีของสัตว์น้ำ

Storebakken et al. (1987) รายงานการศึกษาการเกิดสีของปลาแซลมอน (Atlantic salmon) ที่ได้รับอาหารผสม astaxanthin สังเคราะห์ , astaxanthin dipalmitate และ canthaxanthin สังเคราะห์ ที่ระดับความเข้มข้น 30 , 60 , และ 90 มิลลิกรัม/กิโลกรัม และกลุ่มควบคุม ให้อาหารแก่แซลมอนเป็นเวลา 56 สัปดาห์ น้ำหนักเฉลี่ยของปลาเมื่อสิ้นสุดการเลี้ยงเท่ากับ 406 กรัม พบว่า astaxanthin สังเคราะห์มีประสิทธิภาพมากกว่า canthaxanthin สังเคราะห์ และมากกว่า astaxanthin dipalmitate ในการทำให้เกิดสีในเนื้อปลาความแตกต่างนี้ สามารถอธิบายได้ด้วยการดูความสามารถ ในการย่อยคาโรทีนอยด์ สีในเนื้อปลาเพิ่มขึ้นเมื่อเพิ่มความเข้มข้นของคาโรทีนอยด์ในอาหาร คาโรทีนอยด์ในผิวหนังของปลาที่เลี้ยงด้วยอาหารที่มีคาโรทีนอยด์สูงทุกกลุ่มปลามีค่ามากกว่ากลุ่มควบคุม แต่ไม่มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญ ระหว่างปลาที่เลี้ยงด้วยอาหารที่มีคาโรทีนอยด์ เช่นเดียวกับรายงานของ Torrissen (1984) พบว่าในปลาชนิดเดียวกันนี้ที่ได้รับอาหารผสม astaxanthin สังเคราะห์ และ canthaxanthin สังเคราะห์ ช่วยในการกระตุ้นการเจริญเติบโตตลอดการให้อาหารในช่วงแรก

astaxanthin และ canthaxanthin เป็นตัวที่ทำให้เกิดสีชมพูในเนื้อปลาโดย astaxanthin จะถูกเปลี่ยนรูปไปเป็น zeaxanthin และ canthaxanthin จะถูกเปลี่ยนรูปไปเป็น $\beta$-carotene ในขั้นสุดท้ายทั้ง 2 ชนิดถูกเปลี่ยนรูปไปเป็นวิตามินเอ และถูกดูดซึมเข้าผนังลำไส้เป็นส่วนใหญ่ จากนั้นจะถูกขนส่งไปยังเลือดโดย lipoprotein พบว่าในน้ำดีของปลาเทราท์ที่ยังไม่สมบูรณ์เพศมีคาโรทีนอยด์อยู่ ซึ่งแสดงให้เห็นว่าตับเป็นอวัยวะหลักของขบวนการเมตาบอลิซึมของคาโรทีนอยด์ในตัวปลา และยังพบว่าปลาช่วงผสม

พันธุ์ส่วนใหญ่จะสะสมคาโรทีนอยด์รูปอิสระในเนื้อถูกขนส่งไปยังผิวหนัง และอวัยวะสืบพันธุ์ ต่อไป (Storebakken และ No, 1992)

รายงานการศึกษาการเกิดสีของปลาเรนโบว์เทราท์ที่ได้รับอาหารผสมสาหร่าย (*Haematococcus pluvialis*) พบว่าระดับคาโรทีนอยด์ และ astaxanthin ในเนื้อปลาสดเพิ่มขึ้นสัมพันธ์กับการเพิ่มปริมาณสาหร่าย *Haematococcus pluvialis* ในอาหาร จาก 20 เป็น 80 มิลลิกรัมคาโรทีนอยด์ / กิโลกรัมอาหาร ผลของการสะสมคาโรทีนอยด์ในผิวหนังของปลาเทราท์ ก็แสดงผลเหมือนกัน ในปลาที่ได้รับสารสีน้อยหรือไม่ได้รับเลยจะมีการเจริญเติบโตที่ต่ำกว่า ถึงแม้ว่าจะมีจะมีความสัมพันธ์แบบเส้นตรงอย่างไม่มีนัยสำคัญ อาหารผสมสารสีไม่มีผลต่ออัตราการรอดตาย (Sommer *et al.*, 1992) เช่นเดียวกับรายงานของ Choubert และ Heinrich (1993) พบว่าในปลาชนิดเดียวกันนี้ เลี้ยงด้วยอาหารผสมสาหร่าย *Haematococcus pluvialis*, astaxanthin สังเคราะห์, canthaxanthin สังเคราะห์ และ astaxanthin (48%) ผสมกับ canthaxanthin (52%) 4 สัปดาห์หลังการให้อาหาร พบว่ามีการเพิ่มขึ้นของสารสีในกล้ามเนื้อของปลาเทร้าท์ โดยกลุ่มปลาเทร้าท์ที่เลี้ยงด้วยอาหารที่มี astaxanthin (48%) ผสมกับ canthaxanthin (52%) ให้ผลดีที่สุด ขณะที่ผลของสาหร่ายสไปรูไลน่า ที่ผสมลงในอาหารเลี้ยงปลาเทร้าท์จะทำให้%คาโรทีนอยด์เพิ่มขึ้นในผิวของปลาถึง 11 เท่า แต่นับว่าเล็กน้อยมากเมื่อเปรียบเทียบกับปริมาณที่ใช้สไปรูไลน่าในอาหาร (Choubert, 1979)

รายงานการศึกษาการเกิดสีของปลาเรนโบว์เทราท์ ที่ได้รับอาหารผสมกุ้งป่น 30 % ด้วยระดับไขมันที่แตกต่างกัน 3 ระดับคือ 9.4, 12.08 และ17.4 %น้ำหนักอาหารแห้ง ทั้งหมดส่งผลให้ทั้งเนื้อและผิวมีการสะสมสารสีแดงแต่ไม่แตกต่างกัน พบว่าที่ผิวของปลามี astaxanthin ในรูปของ diester และพบ astaxanthin ในรูปอิสระ ในส่วนของกล้ามเนื้อ อย่างไรก็ตามอาหารไม่ส่งผลต่อการสะสมสารสีในตัวปลา (Choubert and Luquet, 1983)

**13.8) การศึกษาเกี่ยวกับคาโรทีนอยด์ที่มีผลต่อปลาหางนกยูง**

มีรายงานการศึกษาผลของสไปรูไลนาต่อการเกิดสีของปลาหางนกยูงสายพันธุ์คอบร้า (Cobra) ที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมสาหร่ายสไปรูไลนา 0, 2.5, 5, 7.5, และ 10 %ตามลำดับ พบว่า ปลาหางนกยูงเพศผู้และเพศเมียที่ได้รับอาหารผสมสาหร่ายสไปรูไลนา 10 % มีปริมาณคาโรทีนอยด์สูงที่สุด โดยแตกต่างจากอาหารสูตรอื่น อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P< 0.05$) (รุ่งโรจน์, 2542) เช่นเดียวกันในปลาหางนกยูงสายพันธุ์ นีออน ทักซิโด มีการให้อาหารผสมแกลบกุ้ง 0, 2.5, 5, 7.5, และ 10 %ตามลำดับ พบว่าอาหารผสมแกลบกุ้ง7.5 %มีจำนวนปลาสีเข้มมากที่สุดแต่ให้ผลไม่แตกต่างกันกับสูตรอาหารผสมแกลบกุ้ง 10% ($P > 0.05$) และมีปริมาณคาโรทีนอยด์ไม่แตกต่างจากปลากลุ่มทดลองอื่น ๆ ($P >0.05$) ส่วนในปลาเพศเมียที่เลี้ยงด้วยสูตรอาหารผสมแกลบกุ้ง 10 % มีจำนวนปลาสีเข้มมากกว่ากลุ่มทดลองอื่นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) (พบพร, 2542)

# บทที่ 3

# วิธีการทดลอง

## 1) การแปลงเพศปลาหางนกยูง

### 1.1) สถานที่ทำการทดลอง

การทดลองการแปลงเพศปลาหางนกยูงโดยการใช้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทได้ดำเนินการภายในบริเวณห้องปฏิบัติการภาควิชาวาริชศาสตร์ คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยบูรพา จังหวัดชลบุรี

### 1.2) การเตรียมสัตว์ทดลอง

ใช้ปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) ที่ฟักออกมามีอายุไม่เกิน 1 วัน จากการเพาะพันธุ์ ห้องปฏิบัติการภาควิชาวาริชศาสตร์ คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยบูรพา จังหวัดชลบุรี

ทำการเพาะพันธุ์ปลาหางนกยูง โดยเตรียมตู้ปลาสำหรับเพาะพันธุ์ขนาด 40x80x40 ลูกบาศก์เซนติเมตร มีปริมาตรน้ำประมาณ 108 ลิตร แล้วทำการรองด้วยอวนตาถี่หน้ากว้าง 60 เซนติเมตรให้เหมาะสมกับขนาดของตู้ เพื่อง่ายและสะดวกในการรวบรวมลูกปลา หลังจากนั้นจึงทำการใส่กระชังพลาสติกขนาด 33x60x30 ลูกบาศก์เซนติเมตร มีขนาดตา 0.5 เซนติเมตร สำหรับกั้นพ่อแม่พันธุ์ปลาออกจากลูกปลา และกันไม่ให้พ่อแม่พันธุ์ออกมากินลูกปลา ทำการปล่อยพ่อแม่พันธุ์ในอัตราส่วนพ่อพันธุ์ต่อแม่พันธุ์เท่ากับ 1:1 โดยมีการควบคุมอุณหภูมิที่ 27-29 $^{o}$C มีระบบกรองน้ำและให้อากาศอย่างเพียงพอ ทำการตรวจนับแยกลูกปลาทุกวัน เพื่อนำไปใส่ตู้ทดลอง ให้อาหารชนิดเม็ดในตอนเช้าและให้ตัวอ่อนอาร์ทีเมียตอนเย็นในปริมาณที่เพียงพอ

### 1.3) การเตรียมอาหารทดลอง

อาหารที่ใช้เป็นอาหารสำเร็จรูปชนิดผง (Powder feed) สำหรับลูกปลาวัยอ่อน ซึ่งมีปริมาณของโปรตีน ไขมัน เยื่อใย และความชื้นประมาณ 40, 10, 8 และ 12 % ตามลำดับ ประกอบด้วยปลาป่น เกล็ดถั่วเหลือง รำละเอียด ปลายข้าว ถั่วเหลืองนึ่ง วิตามิน และเกลือแร่

การเตรียมฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทผสมอาหารทดลอง ในการทดลองใช้ฮอร์โมนชนิดแคปซูล มีชื่อทางการค้าว่า แอนดริออล (Andriol) ประกอบด้วยเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท (Testosterone undecanoate) ที่ละลายในกรดโอเลอิกมีขนาด 40 มิลลิกรัมมีสภาพเป็นสารละลาย ฉีดสเปรย์ฮอร์โมนที่ผสมกับน้ำมันปลา ปริมาตร 20 มิลลิลิตรลงไปในอาหารที่เตรียมไว้แล้วจำนวน 200 กรัม คลุกเคล้าอาหารตลอดเวลาขณะฉีดพ่นฮอร์โมนลงไปเพื่อให้ฮอร์โมนกระจายทั่วเป็นเนื้อเดียวกันโดยให้มีระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน 25, 50, 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เมื่อคลุกเคล้าฮอร์โมนผสมกับอาหาร

สำนักหอสมุด มหาวิทยาลัยบูรพา
ต.แสนสุข อ.เมือง จ.ชลบุรี 20131

จนทั่วแล้ว จึงนำไปผึ่งลม 1 คืน เพื่อให้น้ำบางส่วนระเหยออกไปเสร็จแล้วจึงนำไปบรรจุในภาชนะที่ปิดสนิท เก็บรักษาในที่ไม่ถูกแสง มีอุณหภูมิและความชื้นต่ำ

**1.3) วิธีดำเนินการทดลองการแปลงเพศปลาหางนกยูง**

1.3.1) วางแผนการทดลองแบบ Factorial Design รวม 12 การทดลอง โดยแต่ละการทดลองให้อาหารผสมฮอร์โมนที่ระดับความเข้มข้น 25, 50, 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ร่วมกับระยะเวลาในการให้อาหารผสมฮอร์โมนในแต่ละความเข้มข้นตั้งแต่แรกเกิดจนถึง 10, 20 และ 30 วันตามลำดับ และกลุ่มที่ไม่ผสมฮอร์โมน (กลุ่มควบคุม) โดยแต่ละกลุ่มการทดลองทำ 3 ซ้ำ

1.3.2) ทำการแยกลูกปลาหางนกยูงอายุ 1 วัน ลงเลี้ยงในตู้ทดลองขนาด 30x60x30 ลูกบาศก์เซนติเมตร ปริมาตรน้ำ 30 ลิตร ระดับน้ำสูง 16 นิ้ว จำนวนลูกปลาตู้ละ 50 ตัว ทั้งหมด 39 ตู้

1.3.3) ให้อาหารผสมฮอร์โมนความเข้มข้นต่างๆที่เตรียมไว้ข้างต้นในปริมาณที่มากพอ โดยให้ประมาณ 10 % ของน้ำหนักตัว โดยให้วันละ 2 เวลาคือ 10.00 และ 17.00 นาฬิกา ตามลำดับ

1.3.4) เมื่อครบกำหนดการให้อาหารผสมฮอร์โมนตามระยะเวลาที่กำหนดไว้ข้างต้นแล้วจึงเปลี่ยนเป็นอาหารสำเร็จรูปเม็ดปกติ และเสริมด้วยตัวอ่อนอาร์ทีเมีย จนลูกปลาหางนกยูงมีอายุได้ประมาณ 90 วัน ซึ่งสามารถแยกเพศได้อย่างชัดเจน ควบคุมสภาพแวดล้อมให้เหมือนกันในแต่ละการทดลอง

1.3.5) ในระหว่างการทดลองจะมีการดูดตะกอนทุกวัน และถ่ายน้ำออก 2 ใน 3 ของปริมาตรทุก ๆ 3 วัน

1.3.6) เมื่อเลี้ยงครบ 90 วัน แล้วทำการจดบันทึกผลการทดลอง โดยทำการนับจำนวนปลาเพศผู้ และเพศเมีย โดยดูจากการปรากฏของ Gonopodium ซึ่งเป็นอวัยวะในการสืบพันธุ์ของปลาเพศผู้ สังเกตรูปร่าง สีสรร ความสั้น-ยาวของหาง ความสั้น-ยาวของโกโนโปเดียมที่ปรากฏ ชั่งน้ำหนัก วัดความยาว อัตราการรอดตาย และตรวจสอบการเกิดเพศ (Sexual differentiation) ด้วยการศึกษาทางเนื้อเยื่อวิทยาตามวิธีการของ Humason (Humason, 1979 อ้างโดย ชลอ และคณะ, 2530)

**1.4) วิธีดำเนินการทดลองการตรวจสอบผลของการแปลงเพศปลาหางนกยูงต่อการพัฒนาระบบสืบพันธุ์**

นำปลาที่เหลือ (ข้อ 1.3.6) มาทำการเลี้ยงต่อด้วยการให้อาหารสำเร็จรูปที่ไม่ผสมฮอร์โมนจนอายุ 12 เดือน ซึ่งแยกเพศได้ชัดเจน สุ่มตัวอย่างปลาหางนกยูงเพศผู้ 30 % ของปลาหางนกยูงเพศผู้ทั้งหมดในแต่ละกลุ่มการทดลองมาตรวจสอบน้ำหนักของอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะ โดยมีวิธีการศึกษาดังนี้

ก) ทำการสลบปลาโดยแช่ปลาที่อุณหภูมิ 4 $^{o}$C

ข) ซับตัวปลาให้แห้งทำการชั่งน้ำหนักโดยใช้เครื่องชั่งทศนิยม 4 ตำแหน่ง

190650

ค) ทำการวัดความยาวลำตัวปลาโดยใช้เวอร์เนียแคลิปเปอร์

ง) นำปลาวางลงบนสไลด์ ทำการเปิดช่องท้องโดยใช้เครื่องมือผ่าตัด นำถุงอัณฑะออกมาชั่งน้ำหนัก

จ) นำถุงอัณฑะที่ได้มาทำการบดด้วยที่บดเนื้อเยื่อ (tissue grinder) ให้ละเอียดจากนั้นใช้ autopipette ดูดน้ำกลั่นปริมาตร 1 มิลลิลิตร ลงในที่บดเนื้อเยื่อผสมให้เข้ากันเทใส่ในหลอดทดลอง

ฉ) นำหลอดทดลองเข้าเครื่องเหวี่ยงเนื้อเยื่อให้ตกตะกอน (centrifuge) ที่ความเร็วรอบ 500 rpm เวลา 2 นาที ที่อุณหภูมิ 4°C เพื่อแยกเศษเนื้อเยื่อออกจากเซลล์อสุจิ ใช้ autopipette ดูดของเหลวด้านบน (supernatant) ทำการปรับปริมาตรให้ได้ 5 มิลลิลิตร

ช) ใช้ autopipette ดูดของเหลวหยดใน haemacytometer ปิด cover นับเซลล์อสุจิภายใต้กล้องจุลทรรศน์กำลังขยาย 40 เท่า

ฎ) ทำการคำนวณเซลล์อสุจิที่นับได้โดยคำนวณจากสูตร

$$\text{ความหนาแน่น(เซลล์/มล.)} = \frac{\text{จำนวนเฉลี่ยเซลล์อสุจิที่นับได้ทั้งหมด}}{10 \times 40 \times 10^{-6}}$$

**2) กระตุ้นการเกิดสีปลาหางนกยูง (*P. reticulata*) เพศผู้สายพันธุ์ Red platinum**

**2.1) การออกแบบการทดลอง**

วางแผนการทดลองแบบสุ่มตลอด (Completely Randomized Design) ผลของแคนทาแซนทินสังเคราะห์ ซึ่งอยู่ในรูปของคาโรฟิลล์เรด (Carophyll Red) โดยมีองค์ประกอบของแคนทาแซนทิน อยู่ 100 มิลลิกรัม/1กรัม ผสมในอาหารสำเร็จรูปสำหรับเลี้ยงปลาดุกโปรตีนไม่ต่ำกว่า 41 % ไขมันไม่ต่ำกว่า 6 % ความชื้นไม่มากกว่า 12 % กากไม่มากกว่า 5 % ในปริมาณแคนทาแซนทิน 0, 50, 100 และ150 มิลลิกรัม/กิโลกรัมอาหาร ตามลำดับโดยแต่ละการทดลองทำ 3 ซ้ำ

**2.2) การเตรียมอาหาร**

นำแคนทาแซนทินสังเคราะห์ มาละลายด้วยน้ำกลั่นที่อุณหภูมิ 60 °C ปริมาตร 30 มิลลิลิตร พ่นเป็นฝอยกระจายให้ทั่วอาหารปลาดุกที่มีโปรตีน 40% ทำการคลุกเคล้าให้ทั่วแล้วจึงผึ่งให้แห้งในที่มืดอุณหภูมิห้อง เมื่อแห้งแล้วจึงเคลือบอาหารด้วยสารละลายกลูโคซามีนในปริมาณ 20 มิลลิลิตร เพื่อลดการละลาย โดยการฉีดพ่นเป็นฝอยให้ทั่วเช่นกัน ทำเช่นนี้ทุกความเข้มข้นรวมถึงชุดควบคุมเก็บในภาชนะที่ปิดสนิทไว้ที่มืดในตู้เย็นอุณภูมิ 4 °C

**2.3) การเตรียมน้ำและตู้ปลา**

น้ำที่ใช้ในการทดลองนี้เตรียมโดยใช้น้ำประปามาเก็บไว้ในถังไฟเบอร์ ทิ้งไว้ให้คลอรีนระเหยออกโดยมีการให้ฟองอากาศประมาณ 2 วัน ก่อนนำน้ำมาใช้จะทำการตรวจสอบคลอรีนด้วยโปแตสเซียมไอโอไดด์ (KI) ตู้ปลาที่นำมาใช้ทดลองใช้ขนาด 30x60x30 ลูกบาศก์เซนติเมตร จำนวน 12 ตู้ ก่อนใช้ต้องมีการทำความสะอาดเสียก่อน ใส่น้ำสูง 20 เซนติเมตร มีปริมาตรน้ำ 36 ลิตร

**2.4) วิธีดำเนินการทดลอง**

2.4.1) นำปลาหางนกยูงมาทำการสุ่มใส่ตู้ทดลองขนาด 30x60x30 ลูกบาศก์เซนติเมตรระดับน้ำสูง 20 เซนติเมตร มีปริมาตรน้ำ 36 ลิตร จำนวนปลาตู้ละ 50 ตัว จำนวน 12 ตู้

2.4.2) ในการทำการทดลองแบ่งออกเป็น 4 กลุ่มการทดลอง แต่ละกลุ่มทดลองทำ 3 ซ้ำทุกกลุ่มทดลองต้องได้รับอาหารที่ผสมแคนทาแซนทิน 0, 50, 100 และ 150 มิลลิกรัม/กิโลกรัม ตามลำดับ เป็นเวลา 30 วัน

2.4.3) ให้อาหารวันละ 3 เวลาได้แก่เวลา 9.00 น., 12.00 น. และ 17.00 น. โดยให้ในปริมาณที่มากเกินพอ

2.4.4) เมื่อครบกำหนด 30 วันแล้วการให้อาหารที่ผสมแคนทาแซนทิน สังเคราะห์ ตามระยะเวลาที่กำหนด 30 วันแล้วจึงเปลี่ยนเป็นอาหารที่ไม่มีแคนทาแซนทินต่อไปอีก 10 วัน

2.4.5) มีการดูดตะกอนทุกวัน และถ่ายน้ำออก 1 ใน 3 ของปริมาณเดิมทุก ๆ 2 วัน

2.4.6) ตลอดการทดลองทุก 10 วัน สุ่มปลาหางนกยูง 20 %ในแต่ละซ้ำของการทดลองมาเปรียบเทียบสีลำตัวและหางปลาหางนกยูงด้วยสายตา โดยให้คะแนนจาก 1 ถึง 4 ในการเปรียบเทียบแต่ละครั้ง จากนั้นสุ่มปลาหางนกยูง ตู้ละ 3 ตัว/ซ้ำ ไปวิเคราะห์หาปริมาณ คาโรทีนอยด์ โดยมีลำดับการปฏิบัติการดังนี้ ทำการสลบปลาโดยแช่ปลาในน้ำแข็งที่อุณหภูมิประมาณ 2-6 °C

2.4.7) นำปลามาเปิดช่องท้องโดยใช้มีดผ่าตัด แยกหางออกจากลำตัว และนำอวัยวะภายในช่องท้องออกทั้งหมดเพื่อป้องกันอาหารที่ตกค้างอยู่ทำให้ค่าในการวิเคราะห์คาโรทีนอยด์คาดเคลื่อนได้

2.4.8) ซับลำตัวและหางปลาให้แห้งด้วยกระดาษทิชชู ทำการแยกชั่งน้ำหนักระหว่างหางปลากับลำตัว โดยใช้เครื่องชั่งทศนิยม 4 ตำแหน่ง

2.4.9) นำหางจำนวน 3 หางน้ำหนักประมาณ 0.05 กรัม หรือลำตัวปลานกยูงจำนวน 3 ตัวน้ำหนักประมาณ 0.5 กรัม บดให้ละเอียดโดยใช้ homogenizer เติมอะซีโตนปริมาตร 3 มิลลิลิตร นำออกมาใส่หลอดทดลองทิ้งไว้ 30 นาที ในตู้เย็นอุณหภูมิ 4 °C

2.4.10) นำไปเหวี่ยงเพื่อให้ตกตะกอน จำนวน 3,000 รอบ ที่อุณหภูมิ 4 °C เป็นเวลา 3 นาที

2.4.11) นำสารละลายสีเหลืองใสที่ได้ นำมาวัดค่าดูดกลืนแสง (absorbance) โดยใช้เครื่อง Spectrophotometer (UV - visible GBC Intrument – 3127) ความยาวคลื่นแสง 472 นาโนเมตร (Blank test ใช้ acetone 3 มิลลิลิตร)

2.4.12) นำข้อมูลมาคำนวณหาคาโรทีนอยด์ได้จากสมการ $E^{1\%}_{1cm} = 1900$ ทำการตรวจสอบสเปกตรัมของค่าดูดกลืนแสง (absorbance spectum) ตั้งแต่ 400 – 700 นาโนเมตร

2.4.13) เมื่อสิ้นสุดการทดลองโดยการสุ่มวัดตู้ละ 20 % ทำการชั่งน้ำหนักตัว วัดความยาวทั้งหมดของ และตรวจสอบอัตราการรอดตาย

### 3) การวิเคราะห์ข้อมูล

นำข้อมูล ที่ได้มาวิเคราะห์หาความแตกต่างทางสถิติ จำนวนเพศผู้ จำนวนเพศผู้ปกติ จำนวนเพศผู้ปกติหางใหญ่ จำนวนเพศผู้ปกติหางเล็ก จำนวนเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้น จำนวนเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้นหางใหญ่ จำนวนเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้นหางเล็ก จำนวนปลาที่มีครีบหางใหญ่ อัตราการรอดตาย และการเจริญเติบโต ที่มีผลมาจากฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท การเจริญเติบโต อัตราการรอดตาย การปรากฏของสี และปริมาณสารสี ที่มีผลมาจากระดับโปรตีน ไขมัน และวัตถุดิบอาหารที่ใช้ในการเร่งสีในอาหาร โดยใช้ Analysis of Variance และทดสอบความแตกต่างระหว่างกลุ่มด้วย Duncan's New Multiple Range Test ด้วยโปรแกรม SPSS

# บทที่ 4

## ผลการทดลอง

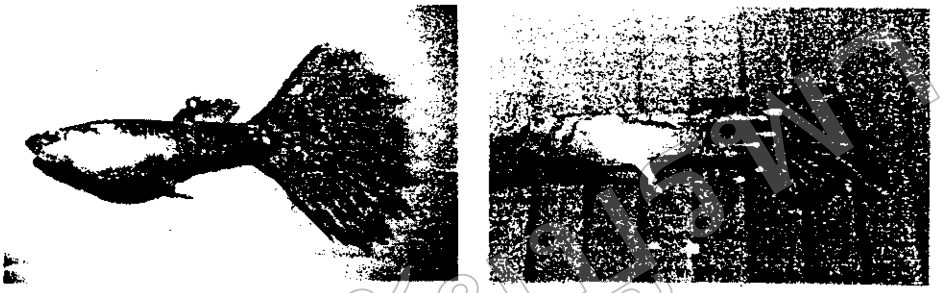
ในการทดลองเมื่อเลี้ยงลูกปลาหางนกยูงด้วยอาหารผสมฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ที่ระดับความเข้มข้น 25 , 50 , 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ในช่วงระยะเวลา 10 , 20และ 30 วัน หลังจากนั้นจึงให้อาหารสำเร็จรูปที่ไม่ผสมฮอร์โมน และเสริมด้วยตัวอ่อนอาร์ทีเมีย จนปลาหางนกยูงมีอายุครบ 90 วัน จึงทำการตรวจสอบอัตราส่วนเพศ อัตราการรอดตาย ชั่งน้ำหนักและวัดความยาวมาตรฐาน (Standard length) พบว่าการแปลงเพศปลาหางนกยูงโดยใช้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท พบปลาที่มีลักษณะภายนอกที่แตกต่างกัน 6 รูปแบบ (รูปที่ 1) ได้แก่

1. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้ โดยปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) ยาว และมีครีบหางใหญ่ (รูปที่ 1 ก.)
2. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้ โดยปรากฏโกโนโปเดียมยาว และมีครีบหางเล็ก (รูปที่ 1 ข)
3. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้ โดยปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางใหญ่ (รูปที่ 1 ค)
4. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้ โดยปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางเล็ก (รูปที่ 1ง)
5. ปลาเพศเมียปกติไม่ปรากฏโกโนโปเดียม (รูปที่ 1 จ)
6. ปลาเพศเมียที่ปรากฏโกโนโปเดียม กล่าวคือโกโนโปเดียมมีลักษณะสั้นไม่ชัดเจนเหมือนในปลาเพศผู้ปกติ (มีโกโนโปเดียมยาว) แต่ก็ไม่เหมือนครีบก้นของปลาเพศเมีย (รูปที่ 1ฉ) ดังรายละเอียดต่อไปนี้

### 1. จำนวนปลาเพศผู้ทั้งหมด

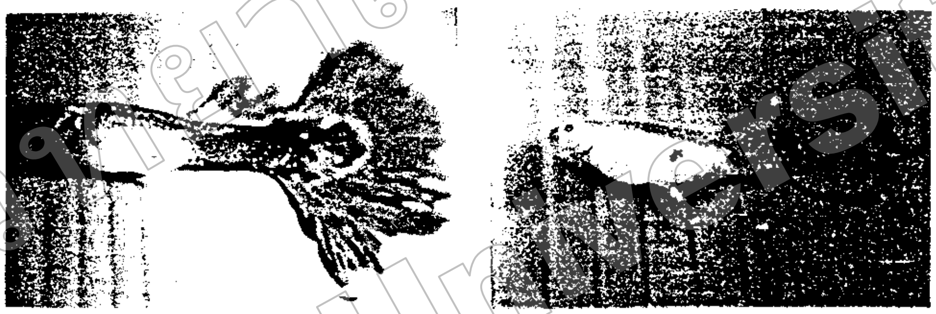
การตรวจสอบอัตราส่วนเพศโดยพิจารณาจากเพศผู้รวมทั้ง 4 ลักษณะดังกล่าวข้างต้น พบว่ากลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 30 วัน มีผลในการแปลงเป็นเพศผู้ได้ 100 % อย่างไรก็ดีผลที่ได้ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P>0.05$) ไปจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ให้นาน 10 ถึง 20 วัน (90.3 – 96.7%) และปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 20 ถึง 30 วัน (91.7– 97.3%) ที่ระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 30 วัน (87.0%) ซึ่งปลาทุกกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้นและระยะเวลาดังกล่าวข้างต้นจะมี % ปลาเพศผู้สูงกว่าระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 20 วัน (67.7 %) และที่ระดับความเข้มข้น 25 และ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 วัน (53.3 และ 62.7%) อย่างมี

นัยสำคัญทางสถิติ (*$P<0.05$*) ในขณะที่กลุ่มควบคุมซึ่งให้อาหารปกติไม่ผสมฮอร์โมนพบว่ามีปลาเพศผู้ เพียง 31.3% ซึ่งต่ำกว่าปลาที่แปลงเพศด้วยฮอร์โมนทุกช่วงระยะเวลาและระดับความเข้มข้นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*$P<0.05$*) (ตารางที่ 1)



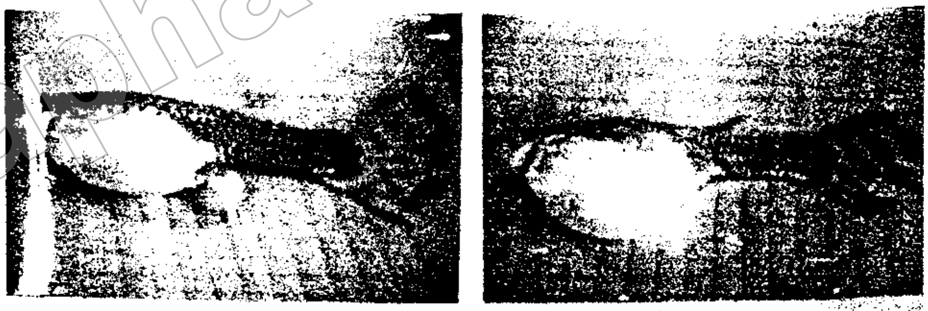
ก. ปลาเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียมยาว และครีบหางใหญ่

ข. ปลาเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียมยาว และมีครีบหางเล็ก



ค. ปลาเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางใหญ่

ง. ปลาเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางเล็ก



จ. ปลาเพศเมียปกติ ไม่ปรากฏโกโนโปเดียม

ฉ. ปลาเพศเมียที่ปรากฏโกโนโปเดียม

**รูปที่ 1** ลักษณะภายนอกที่แตกต่างกันของปลาหางนกยูงหลังจากการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรนอันเดคาโนเอท

**2. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมปกติ (โกโนโปเดียมยาว) ทั้งหมด**

กลุ่มควบคุมปรากฏโกโนโปเดียมยาว 100 % จากจำนวนเพศผู้ทั้งหมดที่พบ และไม่แตกต่างไปจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน (86.0 - 98.3%) รวมทั้งที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 วัน (97.3%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) โดยปลาทุกกลุ่มดังกล่าวข้างต้นมี %ปลาเพศผู้ปรากฏโกโนโปเดียมยาวสูงกว่าปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 ถึง 30 วัน (77.7 – 79.7%) และที่ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน (61.0– 66.8%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) นอกจากนั้นยังพบว่ากลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ให้นาน 10 , 20 และ 30 วัน จะมี %ปลาเพศผู้ปรากฏโกโนโปเดียมยาวต่ำที่สุด (44.7-53.3%) โดยต่ำกว่าทุกกลุ่มการทดลองอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) ยกเว้นกลุ่มปลาที่ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 20 และ 30 วัน (ตารางที่ 1)

**2.1. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมยาว และมีครีบหางใหญ่**

จากการทดลอง เมื่อพิจารณาถึงระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทร่วมกับช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมน ที่มีผลต่อปลาเพศผู้ปรากฏโกโนโปเดียมยาวและมีครีบหางใหญ่ พบว่ากลุ่มควบคุมจะปรากฏโกโนโปเดียมยาวและมีครีบหางใหญ่สูงที่สุด (85.3%) ซึ่งสูงกว่ากลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน (28.0 – 55.3%) และที่ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 20 วัน (60.7 %) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) ยกเว้นกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนที่ระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ทั้ง 3 ระยะเวลา (64.3 – 76.0%) และที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 และ 30 วัน (65 -77 %) ซึ่งให้ผลไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) ขณะที่กลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน มี %ปลาเพศผู้ปรากฏโกโนโปเดียมยาว และมีครีบหางใหญ่ต่ำสุด (28.0 – 35.7 %) แต่ไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 20 และ 30 วัน (40.7 - 49.7%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) (ตารางที่ 1)

**2.2. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมยาว และมีครีบหางเล็ก**

ทุกกลุ่มการทดลองปรากฏโกโนโปเดียมยาว และครีบหางเล็ก ไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) โดยมีค่า 11.3- 22.3% (ตารางที่ 1)

### 3. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้นทั้งหมด

กลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 วัน จะปรากฏโกโนโปเดียมสั้นสูงที่สุด (55.3%) ไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนในระดับเดียวกัน ช่วงระยะเวลา 20 ถึง 30 วัน (46.7– 51.0 %) (*P>0.05*) แต่สูงกว่ากลุ่มอื่นๆ และกลุ่มควบคุมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) และไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน (1.7–14.0 %) และที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 วัน (2.7%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) (ตารางที่ 1)

#### 3.1. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางใหญ่

กลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 วัน จะปรากฏโกโนโปเดียมสั้นและมีครีบหางใหญ่สูงที่สุด (41.0%) อย่างไรก็ดีไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับเดียวกัน ที่ช่วงระยะเวลา 20 และ 30 วัน (27.0 – 29.3%) และที่ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 และ 30 วัน (28.5– 31.7%) (*P<0.05*) แต่สูงกว่ากลุ่มปลาที่เหลืออย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) โดยกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นเวลานาน 20-30 วัน (20.3–22.0 %) ไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนที่ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ทุกระยะเวลา และความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 20 และ 30 วัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) ในขณะที่กลุ่มควบคุมจะไม่พบปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้นและมีครีบหางใหญ่ และไม่แตกต่างไปจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ทุกช่วงระยะเวลา (1.7– 14.0%) และที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 วัน (2.7%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P> 0.05*) (ตารางที่ 1)

#### 3.2. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้น และมีครีบหางเล็ก

กลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 30 วัน ปรากฏโกโนโปเดียมสั้นและมีครีบหางเล็กสูงที่สุด (24.0%) ซึ่งไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับเดียวกัน ระยะเวลา 20 วัน (17.3%) (*P>0.05*) และสูงกว่าปลากลุ่มที่เหลืออย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) อย่างไรก็ดีกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน และกลุ่มควบคุมมี %เพศผู้ปรากฏโกโนโปเดียมสั้นและมีครีบหางเล็กต่ำที่สุด (0%) แต่ไม่แตกต่างจากกลุ่มปลาที่ได้รับ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน (0 – 0.7%) และระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 และ 30 วัน (4.7- 7.3%) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) (ตารางที่ 1)

ตารางที่ 1 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน และช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อลักษณะภายนอกของปลาหางนกยูง

| ความเข้มข้นของฮอร์โมน (มก./กก.) | ระยะเวลาที่ให้ฮอร์โมน (วัน) | จำนวนปลาเพศผู้ทั้งหมด (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมยาว (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมยาวหางใหญ่ (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมยาวหางเล็ก (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้น (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้นหางใหญ่ (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีโกโนโปเดียมสั้นหางเล็ก (%) | จำนวนปลาเพศผู้มีครีบหางใหญ่ (%) |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| กลุ่มควบคุม | - | $31.33\pm5.93^{D}$<br>(N=147) | $100\pm0.00^{A}$<br>(N=46) | $85.33\pm7.42^{A}$<br>(N=46) | $14.66\pm7.42^{A}$<br>(N=46) | $0\pm0.00^{F}$<br>(N=46) | $0\pm0.00^{E}$<br>(N=0) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=0) | $85.33\pm7.42^{A}$<br>(N=46) |
| 25 | 10 | $53.33\pm1.33^{C}$<br>(N=148) | $91.00\pm9.00^{AB}$<br>(N=79) | $72.33\pm9.28^{ABC}$<br>(N=72) | $18.66\pm1.45^{A}$<br>(N=72) | $9.00\pm9.00^{EF}$<br>(N=79) | $9.00\pm9.00^{DE}$<br>(N=7) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=7) | $81.33\pm1.45^{A}$<br>(N=79) |
| | 20 | $67.66\pm4.05^{B}$<br>(N=143) | $98.33\pm1.66^{A}$<br>(N=97) | $76.00\pm9.00^{AB}$<br>(N=95) | $22.33\pm8.29^{A}$<br>(N=95) | $1.66\pm1.66^{F}$<br>(N=97) | $1.66\pm1.66^{E}$<br>(N=2) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=2) | $77.67\pm8.29^{A}$<br>(N=97) |
| | 30 | $87.00\pm7.37^{A}$<br>(N=136) | $86.00\pm2.65^{AB}$<br>(N=119) | $64.33\pm11.85^{ABC}$<br>(N=103) | $21.66\pm10.87^{A}$<br>(N=103) | $14.00\pm2.65^{EF}$<br>(N=119) | $14.00\pm2.65^{CDE}$<br>(N=16) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=16) | $78.33\pm10.87^{A}$<br>(N=119) |
| 50 | 10 | $62.66\pm8.68^{BC}$<br>(N=147) | $97.33\pm2.66^{A}$<br>(N=92) | $77.00\pm7.50^{AB}$<br>(N=89) | $20.33\pm6.49^{A}$<br>(N=89) | $2.66\pm2.66^{F}$<br>(N=92) | $2.66\pm2.66^{E}$<br>(N=3) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=3) | $79.67\pm6.48^{A}$<br>(N=92) |
| | 20 | $91.66\pm3.76^{A}$<br>(N=141) | $77.66\pm6.23^{BC}$<br>(N=129) | $60.66\pm12.13^{BCD}$<br>(N=100) | $16.66\pm8.21^{A}$<br>(N=100) | $22.66\pm5.90^{DE}$<br>(N=129) | $22.00\pm6.56^{BCD}$<br>(N=29) | $0.66\pm0.66^{D}$<br>(N=29) | $82.67\pm7.84^{A}$<br>(N=129) |
| | 30 | $97.33\pm1.33^{A}$<br>(N=147) | $79.66\pm2.85^{BC}$<br>(N=143) | $65.00\pm5.51^{ABC}$<br>(N=114) | $14.66\pm6.17^{A}$<br>(N=114) | $20.33\pm2.85^{DE}$<br>(N=143) | $20.33\pm2.85^{BCD}$<br>(N=29) | $0\pm0.00^{D}$<br>(N=29) | $85.33\pm6.17^{A}$<br>(N=143) |
| 100 | 10 | $90.33\pm3.93^{A}$<br>(N=144) | $66.83\pm6.57^{CD}$<br>(N=130) | $55.33\pm2.73^{BCDE}$<br>(N=87) | $11.50\pm4.51^{A}$<br>(N=87) | $33.16\pm6.57^{CD}$<br>(N=130) | $28.50\pm4.25^{ABC}$<br>(N=43) | $4.66\pm2.35^{D}$<br>(N=43) | $83.83\pm2.24^{A}$<br>(N=130) |
| | 20 | $96.33\pm1.66^{A}$<br>(N=123) | $62.00\pm1.15^{DE}$<br>(N=118) | $40.66\pm4.63^{DEF}$<br>(N=73) | $21.33\pm5.24^{A}$<br>(N=73) | $38.00\pm1.15^{BC}$<br>(N=118) | $22.66\pm3.93^{BCD}$<br>(N=45) | $15.333.18^{B}$<br>(N=45) | $63.33\pm8.41^{AB}$<br>(N=118) |
| | 30 | $100\pm0.00^{A}$<br>(N=149) | $61.00\pm2.89^{DE}$<br>(N=149) | $49.66\pm2.03^{CDEF}$<br>(N=91) | $11.33\pm2.40^{A}$<br>(N=91) | $39.00\pm2.89^{BC}$<br>(N=149) | $31.66\pm0.88^{AB}$<br>(N=58) | $7.33\pm2.40^{CD}$<br>(N=58) | $81.33\pm2.40^{A}$<br>(N=149) |
| 200 | 10 | $96.00\pm2.31^{A}$<br>(N=148) | $44.66\pm3.18^{F}$<br>(N=142) | $35.66\pm3.28^{EF}$<br>(N=64) | $9.00\pm1.00^{A}$<br>(N=64) | $55.33\pm3.18^{A}$<br>(N=142) | $41.00\pm3.61^{A}$<br>(N=78) | $14.33\pm0.88^{BC}$<br>(N=78) | $76.67\pm1.85^{AB}$<br>(N=142) |
| | 20 | $96.66\pm2.40^{A}$<br>(N=148) | $53.33\pm6.93^{DEF}$<br>(N=143) | $35.66\pm7.80^{F}$<br>(N=77) | $17.66\pm7.84^{A}$<br>(N=77) | $46.66\pm6.94^{ABC}$<br>(N=143) | $29.33\pm7.31^{AB}$<br>(N=66) | $17.33\pm5.81^{AB}$<br>(N=66) | $65.00\pm12.53^{AB}$<br>(N=143) |
| | 30 | $100\pm0.00^{A}$<br>(N=145) | $49.00\pm6.66^{EF}$<br>(N=148) | $28.00\pm1.53^{F}$<br>(N=72) | $21.00\pm5.13^{A}$<br>(N=72) | $51.00\pm6.66^{AB}$<br>(N=148) | $27.00\pm2.65^{ABC}$<br>(N=76) | $24.00\pm4.62^{A}$<br>(N=76) | $55.00\pm1.53^{B}$<br>(N=148) |

หมายเหตุ ค่าเฉลี่ย ± ค่าความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน

อักษรที่เหมือนกันตามแนวคอลัมน์แสดงถึงไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P>0.05$)

อักษรที่แตกต่างกันตามแนวคอลัมน์แสดงถึงมีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$)

### 4. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏครีบหางใหญ่ทั้งหมด

ปลากลุ่มควบคุมจะมีครีบครีบหางใหญ่สูงที่สุด (85.3%) ซึ่งไม่แตกต่างไปจากปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 , 50 และ 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน และที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 ถึง 20 วัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P >0.05*) โดยปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับเดียวกัน ระยะเวลา 30 วันจะมีครีบหางใหญ่ต่ำที่สุด (55.0%) และต่ำกว่าทุกกลุ่มการทดลอง (*P<0.05*) ยกเว้นปลาที่ได้รับฮอร์โมน 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 20 วัน และที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 และ 20 วัน ซึ่งให้ผลไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) (ตารางที่ 1)

### 5. อัตราการรอดตายของปลาหางนกยูง

ทุกกลุ่มการทดลองยกเว้นกลุ่มปลาที่ได้รับระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน (90.7%) และปลาที่ได้รับฮอร์โมน 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 20 วัน (82.0%) มีอัตราการรอดตายไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) โดยมีอัตราการรอดตายอยู่ระหว่าง 93.3-94.0% (ตารางที่ 1 และรูปที่ 12) โดยพบว่าลูกปลาที่มีอัตราการตายเนื่องมาจากเกิดการติดเชื้อโรคกลุ่มโปรโตรซัว จึงทำให้ปลาทั้งสองกลุ่มดังกล่าวมีอัตราการตายสูงประมาณ 14 % ซึ่งต่อมาสามารถควบคุมได้โดยการใช้ฟอร์มาลินความเข้มข้น 10-20 ppm ร่วมกับยาเหลืองฟูราซาน โกลด์ ความเข้มข้น 10-20 ppm (ตารางที่ 2)

### 6. การเจริญเติบโต

#### 6.1. น้ำหนักของปลาหางนกยูง

ปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นเวลานาน 30 วัน มีน้ำหนักมากที่สุด (0.41 กรัม) แต่ให้ผลไม่แตกต่างจากปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 และ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน (0.32 - 0.39 กรัม) ที่ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 วัน (0.31 กรัม) และกลุ่มควบคุม (0.39 กรัม) อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) ขณะที่กลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วัน มีน้ำหนักต่ำที่สุด (0.23 กรัม) ซึ่งต่ำกว่ากลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ทั้ง 3 ระยะเวลา และกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 และ 30 วัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) ยกเว้นกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 และ 20 วัน (0.29 - 0.28 กรัม) ระดับความเข้มข้น 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 , 20 และ 30 วัน (0.25 - 0.31 กรัม) และระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 20 วัน (0.32 กรัม) ซึ่งให้ผลไม่แตกต่างกัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) (ตารางที่ 2)

ตารางที่ 2 ผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน และช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อขนาด และอัตราการรอดตาย หลังจากเลี้ยงครบ 90 วัน

| ความเข้มข้นของฮอร์โมน (มก./กก.) | ระยะเวลาที่ให้ฮอร์โมน (วัน) | น้ำหนัก (กรัม) | ความยาวมาตรฐาน (มิลลิเมตร) | อัตราการรอดตาย (%) |
|---|---|---|---|---|
| กลุ่มควบคุม | - | $0.39 \pm 0.02^{AB}$<br>(N=30) | $20.33 \pm 0.43^{A}$<br>(N=30) | $98.00 \pm 2.00^{A}$<br>(N=150) |
| 25 | 10 | $0.35 \pm 0.02^{ABC}$<br>(N=30) | $19.23 \pm 0.52^{AB}$<br>(N=30) | $98.66 \pm 1.33^{A}$<br>(N=150) |
|  | 20 | $0.39 \pm 0.03^{AB}$<br>(N=30) | $18.36 \pm 0.84^{BCD}$<br>(N=30) | $95.33 \pm 1.76^{AB}$<br>(N=150) |
|  | 30 | $0.41 \pm 0.05^{A}$<br>(N=30) | $18.90 \pm 0.91^{ABC}$<br>(N=30) | $90.66 \pm 4.81^{B}$<br>(N=150) |
| 50 | 10 | $0.33 \pm 0.02^{ABCD}$<br>(N=30) | $18.36 \pm 0.46^{BCD}$<br>(N=30) | $98.00 \pm 0.00^{A}$<br>(N=150) |
|  | 20 | $0.32 \pm 0.02^{ABCDE}$<br>(N=30) | $17.90 \pm 0.64^{BCDE}$<br>(N=30) | $94.00 \pm 1.15^{AB}$<br>(N=150) |
|  | 30 | $0.37 \pm 0.06^{ABC}$<br>(N=30) | $17.30 \pm 0.91^{CDE}$<br>(N=30) | $98.00 \pm 0.00^{A}$<br>(N=150) |
| 100 | 10 | $0.31 \pm 0.02^{ABCDE}$<br>(N=30) | $17.23 \pm 0.48^{CDE}$<br>(N=30) | $96.00 \pm 2.00^{AB}$<br>(N=150) |
|  | 20 | $0.30 \pm 0.02^{BCDE}$<br>(N=30) | $17.10 \pm 0.47^{CDE}$<br>(N=30) | $82.00 \pm 2.00^{C}$<br>(N=150) |
|  | 30 | $0.25 \pm 0.02^{DE}$<br>(N=30) | $14.80 \pm 0.26^{F}$<br>(N=30) | $99.33 \pm 0.66^{A}$<br>(N=150) |
| 200 | 10 | $0.29 \pm 0.02^{CDE}$<br>(N=30) | $16.63 \pm 0.51^{ED}$<br>(N=30) | $98.66 \pm 1.33^{A}$<br>(N=150) |
|  | 20 | $0.28 \pm 0.02^{CDE}$<br>(N=30) | $16.03 \pm 0.60^{EF}$<br>(N=30) | $98.66 \pm 1.33^{A}$<br>(N=150) |
|  | 30 | $0.23 \pm 0.01^{E}$<br>(N=30) | $14.70 \pm 0.30^{F}$<br>(N=30) | $98.66 \pm 0.66^{A}$<br>(N=150) |

หมายเหตุ ค่าเฉลี่ย ± ค่าความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน

อักษรที่เหมือนกันตามแนวคอลัมน์แสดงถึงไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P>0.05$)

อักษรที่แตกต่างกันตามแนวคอลัมน์แสดงถึงมีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$)

### 6.2. ความยาวของปลาหางนกยูง

กลุ่มควบคุมจะมีความยาวสูงที่สุด (20.3 มิลลิเมตร) ซึ่งสูงกว่าทุกกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนทุกระดับความเข้มข้นและช่วงระยะเวลา อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) ยกเว้นกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 และ 30 วัน ขณะที่กลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วัน มีความยาวต่ำที่สุด (14.8 มิลลิเมตร) แต่ไม่แตกต่างไปจากกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 20 วัน และ 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*) (ตารางที่ 2)

## 7. การตรวจสอบระบบสืบพันธุ์

หลังจากทำการตรวจสอบอวัยวะสืบพันธุ์ของปลาหางนกยูง โดยวิธีทางเนื้อเยื่อวิทยาแล้ว พบว่า ในปลาหางนกยูงที่ผ่านการแปลงเพศเป็นเพศผู้ทั้งที่มีลักษณะของโกโนโปเดียมสั้นและยาวทุกระดับความเข้มข้นและระยะเวลาต่างๆนั้นมีอัณฑะและผลิตเซลล์อสุจิเหมือนปลาเพศผู้ชุดควบคุม

### 7.1 ผลของฮอร์โมนต่อระบบสืบพันธุ์

เมื่อพิจารณาปัจจัยด้านความเข้มข้นของฮอร์โมนปัจจัยเดียว ปรากฏผลดังนี้

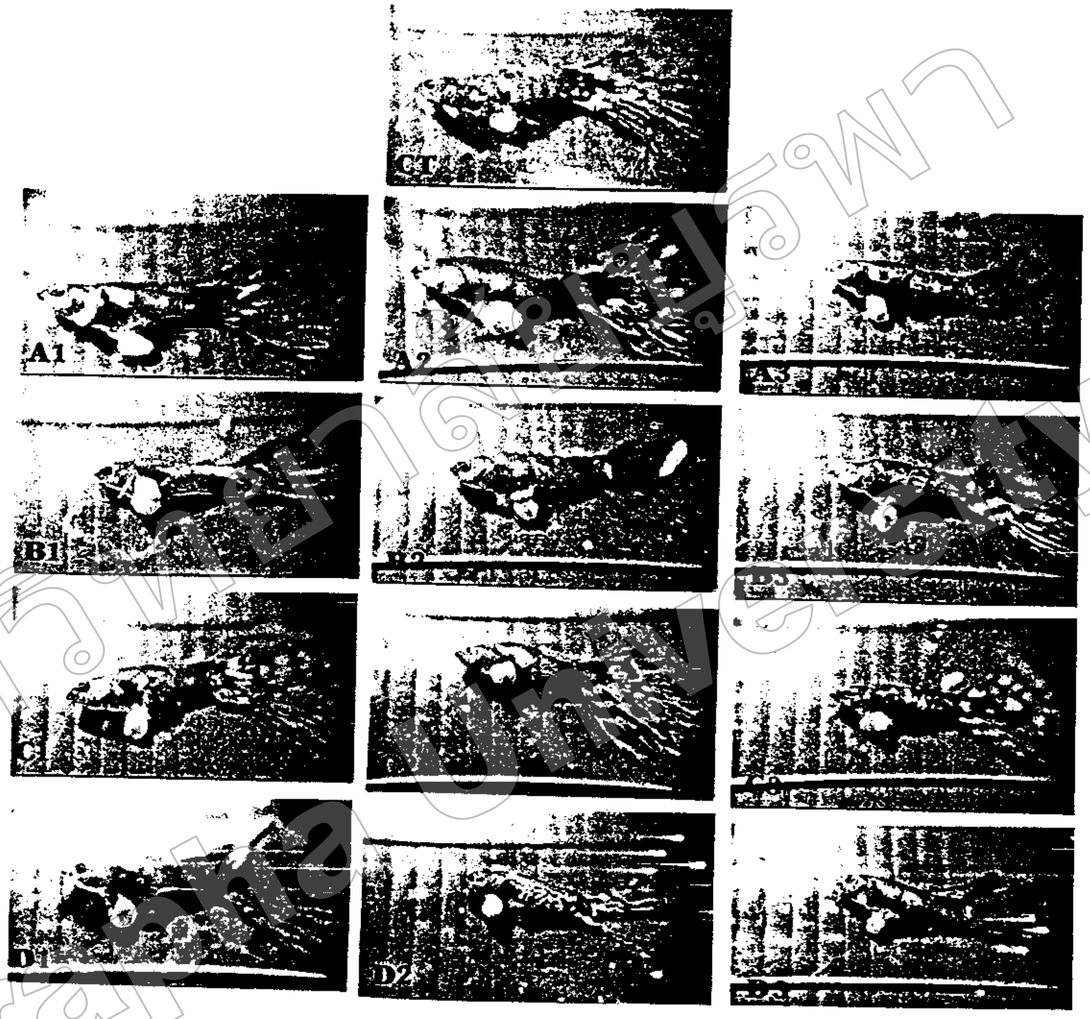
#### 7.1.1 น้ำหนักอัณฑะ และน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา

ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนมีผลต่อน้ำหนักอัณฑะและน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา กล่าวคือ น้ำหนักอัณฑะ และน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา ในปลากลุ่มที่ให้ฮอร์โมนมีแนวโน้มสูงกว่ากลุ่มควบคุม (รูปที่ 2) โดยพบสูงสุดในปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม (16.2 มิลลิกรัม และ 6.58 มิลลิกรัมต่อ 100 มิลลิกรัม) ซึ่งมีน้ำหนักอัณฑะสูงกว่ากลุ่มควบคุม และมีค่าน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลาสูงกว่าทุกกลุ่มอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*) (รูปที่ 3-4 และตารางที่ 3)

#### 7.1.2 จำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะ

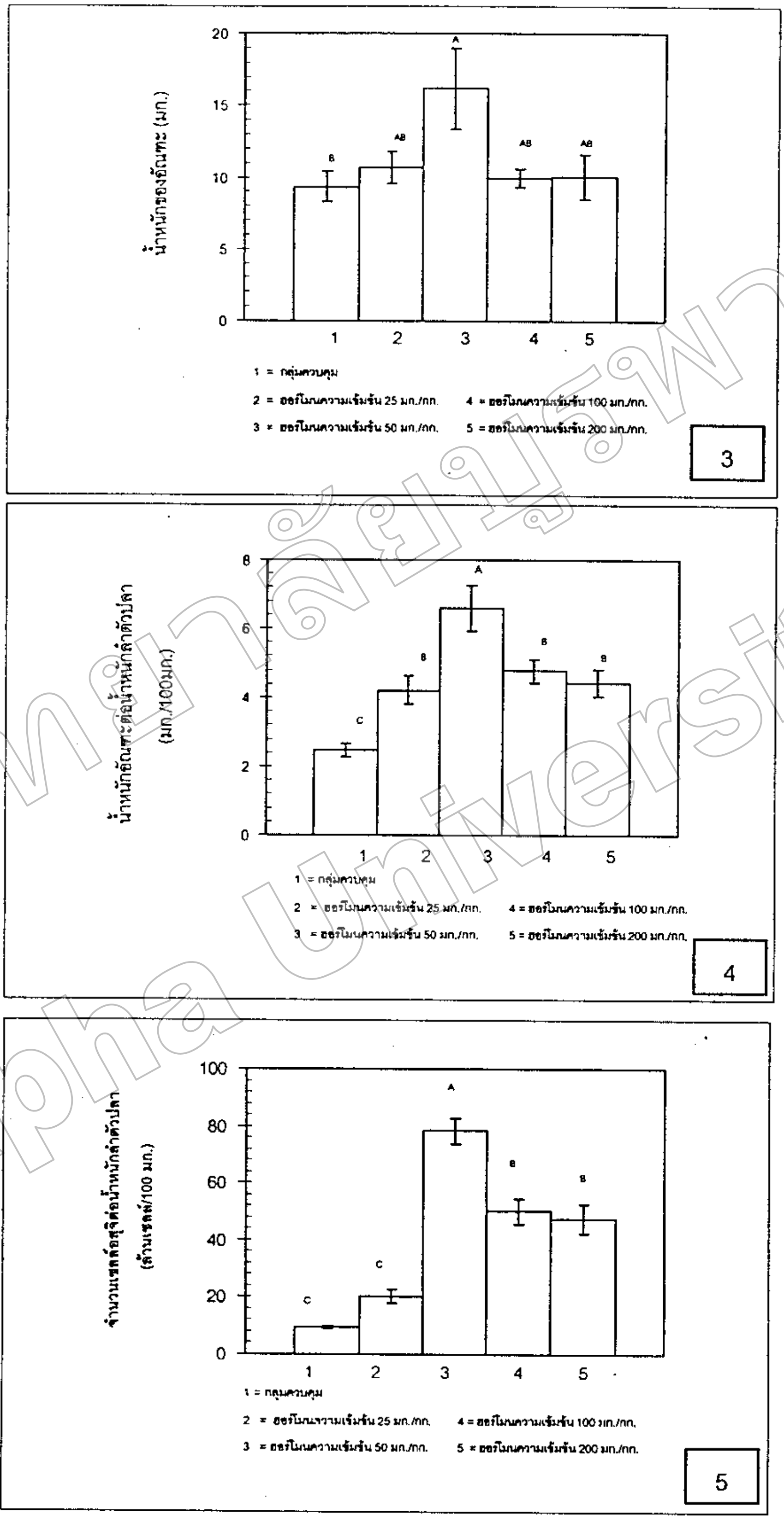
ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน มีผลต่อจำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา และ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะ ปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนทุกกลุ่มยกเว้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมมีค่าพารามิเตอร์ทั้ง 3 สูงกว่ากลุ่มควบคุมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (P<0.05) ทั้ง 3 พารามิเตอร์ ปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนมีแนวโน้มสูงขึ้นจนมีค่าสูงที่สุดในปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ($178.8 \times 10^6$ เซลล์, $78.3 \times 10^6$ เซลล์ต่อน้ำหนักปลา 100 มิลลิกรัม และ

129.0 X $10^{6}$ เซลล์ต่อน้ำหนักอัณฑะ10 มิลลิกรัม) หลังจากนั้นพารามิเตอร์ทุกค่าจะมีค่าลดลงอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*$P<0.05$*) เมื่อปลาได้รับระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนสูงขึ้น (รูปที่ 5-6 และตารางที่ 3)

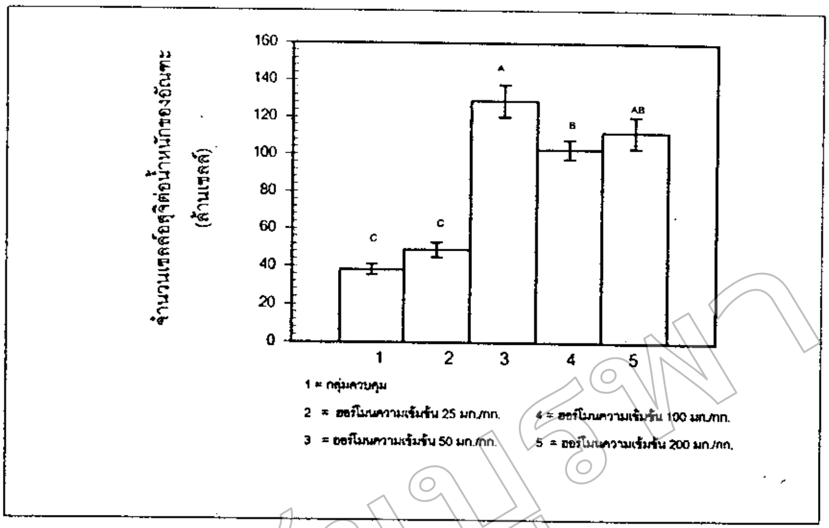


2 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโตสเทอโรน อันเดคาโนเอท ต่อการพัฒนาอัณฑะในปลานกยูงที่ผ่านการแปลงเพศเป็นเพศผู้

: กลุ่มควบคุม , A1 = 25 มก./กก. 10 วัน , A2 = 25 มก./กก. 20 วัน , A3 = 25 มก./กก. 30 วัน , B1 = 50 มก./กก. 10 วัน , 50 มก./กก. 20 วัน , B3 = 50 มก./กก. 30 วัน , C1 = 100 มก./กก. 10 วัน , C2 = 100 มก./กก. 20 วัน , C3 = 100 มก./กก. น , D1 = 200 มก./กก. 10 วัน , D2 = 200 มก./กก. 20 วัน , D3 = 200 มก./กก. 30 วัน



รูปที่ 3-5 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโทสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อน้ำหนักอัณฑะ (รูปที่ 3) น้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา (รูปที่ 4) จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา (รูปที่ 5)



รูปที่ 6 ผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน มีผลต่อจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะของปลาหางนกยูง

### 7.2 ผลของความเข้มข้นฮอร์โมนต่อระบบสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตร่วมกับระยะเวลาที่ให้

เมื่อนำปัจจัยทั้งระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน และระยะเวลาการให้ประกอบกันแล้ว ปรากฏผลดังนี้

#### 7.2.1 น้ำหนักอัณฑะ และน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา

อัณฑะของในปลากลุ่มที่ให้ฮอร์โมนความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 วัน มีน้ำหนักสูงที่สุด (29.4 มิลลิกรัม) และสูงกว่าทุกกลุ่มการทดลองอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$) ขณะเดียวกันปลาในกลุ่มที่ให้ฮอร์โมนทุกกลุ่มที่เหลือไม่แตกต่างกัน และไม่แตกต่างจากกลุ่มควบคุมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P>0.05$) (ตารางที่ 4)

ขณะที่น้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัว มีแนวโน้มสูงขึ้นจากกลุ่มควบคุม จนมีค่าสูงที่สุด ในกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมระยะเวลา 10 วัน (9.24 มิลลิกรัมต่อ 100 มิลลิกรัม) ซึ่งสูงกว่ากลุ่มอื่นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$) และมีแนวโน้มลดลงอย่างมีนัยสำคัญ ($P<0.05$) เมื่อฮอร์โมนสูงขึ้นและระยะเวลาที่ให้ฮอร์โมนนานขึ้น (ตารางที่ 4)

#### 7.2.2 จำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะ

จำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะของปลาทุกกลุ่มส่วนใหญ่ที่ได้รับฮอร์โมน ยกเว้นปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมนาน 10-30 วัน และจำนวนเซลล์อสุจิของปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมนาน 30 วันมีค่าสูงกว่ากลุ่มควบคุมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$) โดยพบจำนวนเซลล์อสุจิจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะมีค่าสูงขึ้นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P<0.05$) ตามลำดับ เมื่อให้ฮอร์โมนเข้มข้นขึ้นและนานขึ้นจนพบสูงสุดในกลุ่มปลา ที่ได้รับฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม

ตารางที่ 3. แสดงผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทต่อระบบสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของปลาหางนกยูงผ่านการแปลง เพศเป็นเพศผู้เมื่ออายุ 12 เดือน

| ความเข้มข้นของฮอร์โมน ( มก./กก.) | น้ำหนักของอัณฑะ (มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิ ( X10$^{6}$ เซลล์ ) | น้ำหนักของอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัว (มก./100 มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัว (X10$^{6}$ เซลล์ /100 มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะ (X10$^{6}$ เซลล์ /10 มก.) | น้ำหนักลำตัว (มก.) | ความยาวลำตัว (ม.ม.) |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| กลุ่มควบคุม | 9.4±1.0$^{B}$ | 35.0±2.3$^{C}$ | 2.47±0.21$^{C}$ | 9.3±0.4$^{C}$ | 38.3±2.8$^{C}$ | 379±38$^{A}$ | 22.5±0.6$^{A}$ |
| 25 | 10.7±1.1$^{AB}$ | 47.0±4.0$^{C}$ | 4.21±0.42$^{B}$ | 20.0±2.4$^{C}$ | 48.8±3.9$^{C}$ | 267±20$^{B}$ | 20.9±0.6$^{A}$ |
| 50 | 16.2±2.8$^{A}$ | 178.8±14.2$^{A}$ | 6.58±0.66$^{A}$ | 78.3±4.5$^{A}$ | 129.0±8.7$^{A}$ | 233±18$^{B}$ | 20.5±0.6$^{A}$ |
| 100 | 10.0±0.6$^{AB}$ | 103.7±8.6$^{B}$ | 4.78±0.33$^{B}$ | 50.2±4.5$^{B}$ | 102.7±5.1$^{B}$ | 222±15$^{B}$ | 20.0±0.5$^{A}$ |
| 200 | 10.1±1.6$^{AB}$ | 100.2±11.6$^{B}$ | 4.43±0.39$^{B}$ | 47.5±5.2$^{B}$ | 112.0±8.4$^{AB}$ | 221±28$^{B}$ | 19.5±1.0$^{A}$ |

หมายเหตุ ค่าเฉลี่ย ± ค่าความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน

- อักษรที่เหมือนกันตามแนวคอลัมน์แสดงว่าไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*$P>0.05$*)
- อักษรที่ต่างกันตามแนวคอลัมน์แสดงว่ามีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*$P<0.05$*)

ตารางที่ 4. ผลของระดับความเข้มข้นฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทร่วมกับระยะเวลาที่ให้ต่อระบบสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของปลาหางนกยูงผ่านการแปลงเพศผู้เมื่ออายุ 12 เดือน

| ความเข้มข้นของฮอร์โมน (มก./กก.) | ระยะเวลาที่ให้ฮอร์โมน (วัน) | น้ำหนักของอัณฑะ (มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิ ($X10^6$ เซลล์) | น้ำหนักของอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัว (มก./100 มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัว ($X10^6$ เซลล์ /100 มก.) | จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะ ($X10^6$ เซลล์ /10 มก.) | น้ำหนักลำตัว (มก.) | ความยาวลำตัว (ม.ม.) |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| กลุ่มควบคุม | - | $9.4\pm1.0^{B}$ | $35.0\pm2.3^{F}$ | $2.47\pm0.21^{C}$ | $9.3\pm0.4^{G}$ | $38.3\pm2.8^{F}$ | $379\pm38^{A}$ | $22.5\pm0.7^{A}$ |
| 25 | 10 | $8.5\pm1.1^{B}$ | $31.5\pm1.2^{F}$ | $2.57\pm0.22^{C}$ | $10.0\pm0.1^{G}$ | $40.0\pm4.4^{F}$ | $332\pm34^{AB}$ | $23.3\pm0.6^{A}$ |
|  | 20 | $13.5\pm2.3^{B}$ | $53.6\pm5.2^{EF}$ | $5.17\pm0.47^{B}$ | $22.9\pm3.7^{FG}$ | $45.7\pm7.5^{F}$ | $257\pm37^{ABC}$ | $19.0\pm1.1^{A}$ |
|  | 30 | $10.2\pm2.0^{B}$ | $54.4\pm8.0^{EF}$ | $4.81\pm0.82^{B}$ | $26.1\pm3.8^{FG}$ | $59.0\pm6.4^{EF}$ | $219\pm23^{BC}$ | $20.7\pm0.6^{A}$ |
| 50 | 10 | $29.4\pm9.2^{A}$ | $223.2\pm49.1^{A}$ | $9.24\pm2.11^{A}$ | $72.4\pm10.0^{ABC}$ | $82.5\pm7.7^{DE}$ | $306\pm44^{ABC}$ | $22.8\pm0.8^{A}$ |
|  | 20 | $12.1\pm1.9^{B}$ | $157.0\pm15.2^{BC}$ | $5.67\pm0.61^{B}$ | $75.7\pm6.1^{AB}$ | $140.5\pm11.5^{AB}$ | $211\pm24^{BC}$ | $19.9\pm0.9^{A}$ |
|  | 30 | $12.2\pm0.9^{B}$ | $178.1\pm8.6^{B}$ | $5.92\pm0.58^{B}$ | $87.1\pm9.0^{A}$ | $147.7\pm6.5^{A}$ | $210\pm15^{BC}$ | $19.8\pm0.7^{A}$ |
| 100 | 10 | $10.8\pm1.1^{B}$ | $116.0\pm9.3^{CD}$ | $5.17\pm0.24^{B}$ | $56.1\pm3.1^{CD}$ | $109.0\pm3.4^{CD}$ | $211\pm21^{BC}$ | $19.4\pm1.0^{A}$ |
|  | 20 | $11.6\pm0.9^{B}$ | $134.0\pm12.7^{C}$ | $5.01\pm0.72^{B}$ | $57.8\pm9.4^{BCD}$ | $115.6\pm6.5^{BC}$ | $261\pm35^{ABC}$ | $21.0\pm0.9^{A}$ |
|  | 30 | $7.8\pm0.8^{B}$ | $67.6\pm10.9^{EF}$ | $4.27\pm0.58^{BC}$ | $38.7\pm7.6^{DEF}$ | $86.6\pm10.3^{D}$ | $198\pm18^{C}$ | $19.7\pm0.8^{A}$ |
| 200 | 10 | $11.1\pm0.9^{B}$ | $117.0\pm8.0^{CD}$ | $5.03\pm0.53^{B}$ | $54.0\pm7.1^{CDE}$ | $106.3\pm3.8^{CD}$ | $234\pm33^{BC}$ | $20.8\pm1.2^{A}$ |
|  | 20 | $9.7\pm3.1^{B}$ | $80.9\pm20.8^{DE}$ | $4.11\pm0.71^{BC}$ | $36.1\pm4.4^{EF}$ | $102.0\pm12.8^{CD}$ | $212\pm49^{BC}$ | $18.6\pm1.8^{A}$ |
|  | 30 | $9.3\pm3.1^{B}$ | $118.4\pm23.5^{CD}$ | $4.24\pm0.66^{BC}$ | $63.7\pm18.2^{BC}$ | $143.1\pm24.2^{A}$ | $223\pm71^{BC}$ | $19.5\pm2.2^{A}$ |

หมายเหตุ ค่าเฉลี่ย ± ค่าความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน

- อักษรที่เหมือนกันตามแนวคอลัมน์แสดงว่าไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P>0.05*)
- อักษรที่ต่างกันกันตามแนวคอลัมน์แสดงว่ามีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P<0.05*)

นาน 30 วัน โดยมีจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลาเท่ากับ 87.1 X $10^6$ เซลล์ต่อ 100 มิลลิกรัม จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักของอัณฑะเท่ากับ 147.7 X $10^6$ เซลล์ต่อ10 มิลลิกรัม ตามลำดับ หลังจากนั้นค่าทั้งหมดจะมีแนวโน้มลดลง เมื่อให้ความเข้มข้นสูงขึ้นและนานขึ้น (ตารางที่ 4)

### 8. ผลของแคนทาแซนทินต่อการเกิดสีของปลาหางนกยูง

จากการศึกษาผลของแคนทาแซนทินที่มีผลต่อการเกิดสีของปลาหางนกยูง โดยใช้แคนทาแซนทินสังเคราะห์ที่ระดับความเข้มข้น 50, 100, 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมอาหาร และกลุ่มควบคุม (ตารางที่ 5) เป็นเวลานาน 30 วัน หลังจากนั้นจึงทำการเลี้ยงปลาหางนกยูงด้วยอาหารที่ไม่ได้ผสมแคนทาแซนทิน ต่อไปอีก 10 วัน จนครบ 40 วัน ปรากฏผลการทดลองดังนี้

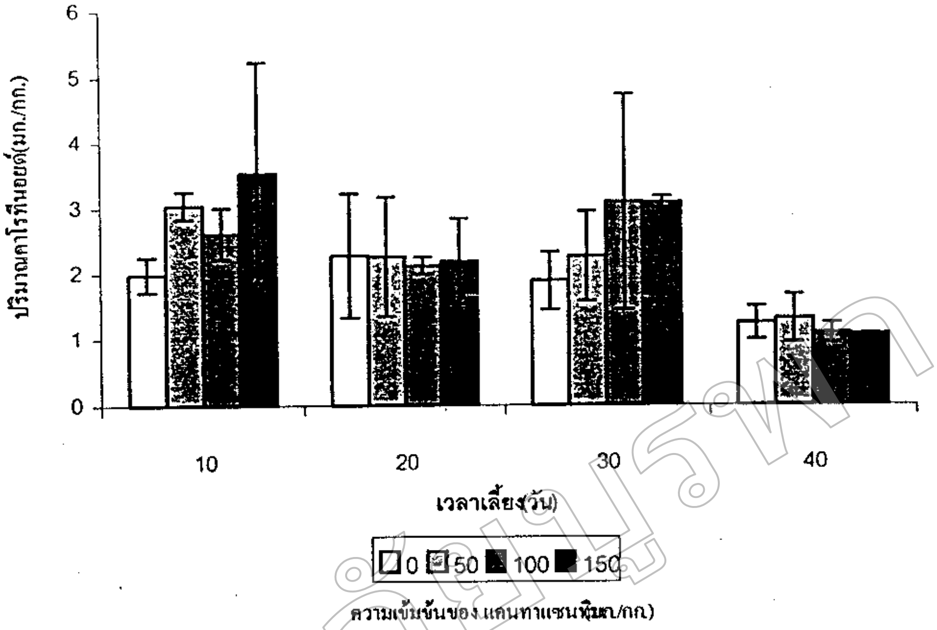
ตารางที่ 5 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหารสูตรต่าง ๆ

| ความเข้มข้นของแคนทาแซนทินที่ผสมลงในอาหาร (มก./กก.อาหาร) | ปริมาณคาโรทีนอยด์ที่พบ (มก./กก.อาหาร) |
|---|---|
| 0 | 3.47 |
| 50 | 24.88 |
| 100 | 39.75 |
| 150 | 72.89 |

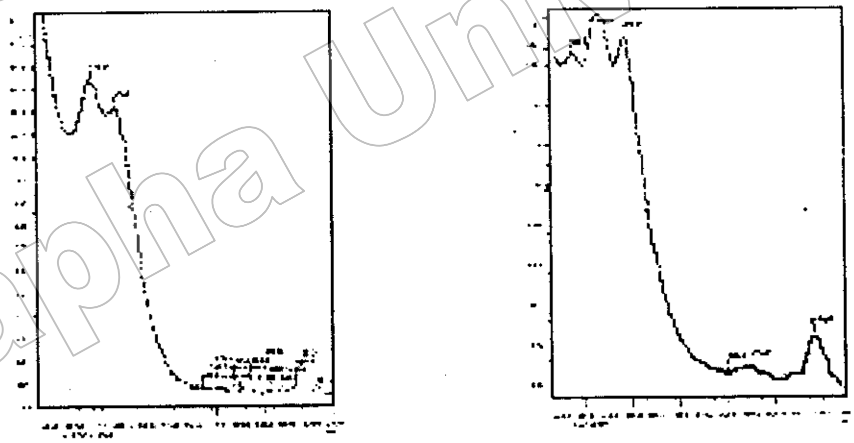
#### 8.1 ปริมาณคาโรทีนอยด์ในลำตัวปลา

ระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินทั้ง 4 ระดับความเข้มข้นในอาหาร ไม่มีผลต่อปริมาณการสะสมของคาโรทีนอยด์ในลำตัวปลาหลังจากเลี้ยงเป็นเวลา 40 วัน โดยทำการตรวจสอบทุก 10 วัน กล่าวคือคาโรทีนอยด์ในเนื้อปลาทุกกลุ่มการทดลองและกลุ่มควบคุมไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P > 0.05$) (รูปที่ 7) แต่พบว่าปริมาณคาโรทีนอยด์ ตลอดการทดลองมีค่าต่ำลงเมื่อเทียบกับปริมาณคาโรทีนอยด์ของปลาก่อนเริ่มการทดลอง โดยเฉพาะกลุ่มควบคุมมีแนวโน้มของปริมาณคาโรทีนอยด์ลดลงอย่างชัดเจน ในขณะที่อาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 150 มิลิกรัมต่อกิโลกรัม มีปริมาณคาโรทีนอยด์ใกล้เคียงกันตลอดการทดลอง

ผลจากการวัดปริมาณคาโรทีนอยด์ด้วยเครื่องสเปกโตโฟโตมิเตอร์ (spectophotometer) ได้ลักษณะของ สเปคตรัม (spectum) (รูปที่ 8) จากการสังเกตพบว่า สเปคตรัมที่ได้ จะเป็นตัวชี้ให้เห็นถึงการเปลี่ยนแปลงสีของลำตัวปลา คือ เริ่มการทดลองจนสิ้นสุดการทดลองสีของลำตัวปลาจางลงเมื่อเทียบกับก่อนการทดลอง ซึ่งสอดคล้องกับผลการวิเคราะห์ปริมาณคาโรทีนอยด์ในตัวปลา



รูปที่ 7 แสดงผลของระดับปริมาณคาโรทีนอยด์ในตัวปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทิน นาน 30 วัน หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุม



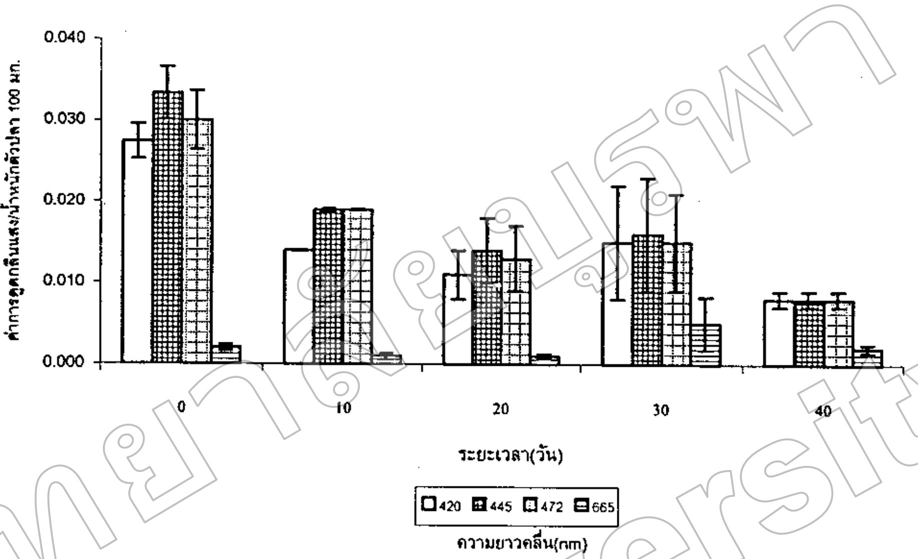
ก่อนการทดลอง

อาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 100 มก./กก. เมื่อเลี้ยงนาน 30 วัน

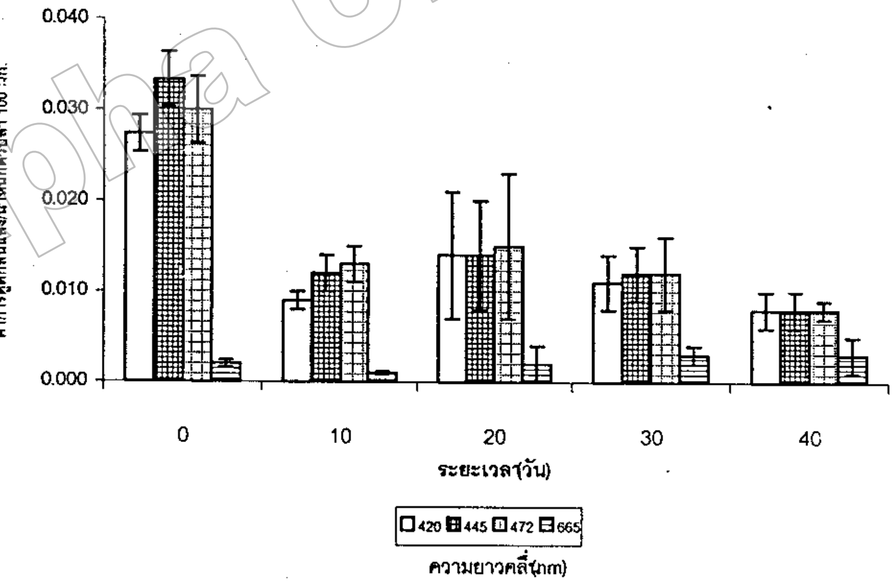
รูปที่ 8 แสดงตัวอย่างสเปคตรัม ของลำตัวปลาหางนกยูงก่อนเริ่มการทดลอง เปรียบเทียบกับสเปคตรัมของปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยสูตรอาหารผสมแคนทาแซนทิน 100 มก./กก. เมื่อเลี้ยงนาน 30 วัน

เนื่องจากสีลำตัวปลามีการเปลี่ยนแปลงจึงทำการตรวจวัดค่าการดูดกลืนแสง (absorbance) ที่ 4 ความยาวคลื่น คือ 420, 445, 472, และ 665 นาโนเมตร (รูปที่ 9-12) พบว่าในส่วนของลำตัวปลามีการเปลี่ยนแปลงสีอย่างชัดเจน แสดงว่า สารสี (pigment) ช่วงความยาวคลื่น 420 ถึง 472 นาโน

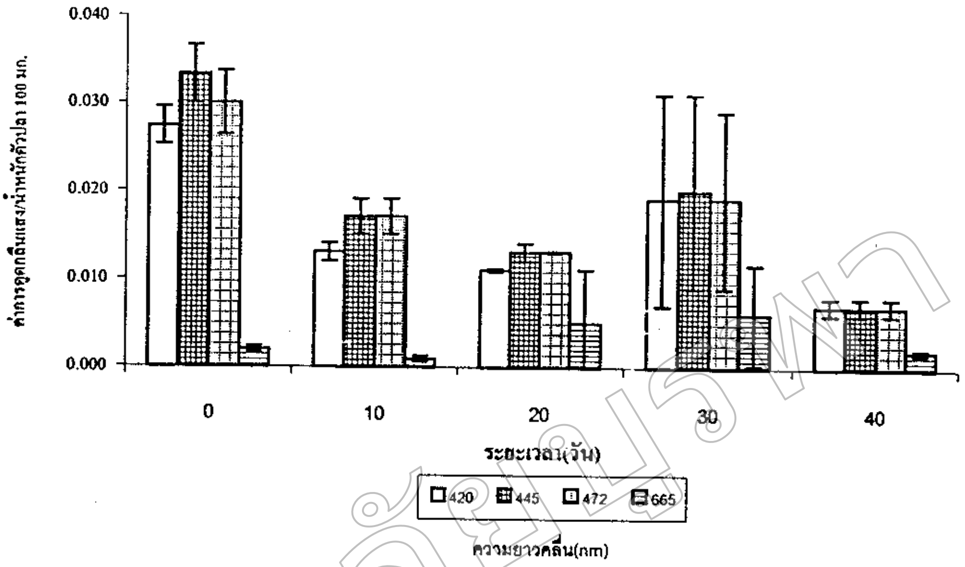
เมตร มีค่าการดูดกลืนแสงมาก ปลาจะมีลักษณะลำตัวเป็นสีเหลืองเข้ม เมื่อเลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทินต่อไป ที่ค่าดูดกลืนแสงช่วงความยาวคลื่น 420 ถึง 472 นาโนเมตร มีค่าต่ำลง ทำให้ปลามีลักษณะของสีที่ลำตัวปลาจางลง ในขณะที่อาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ตลอดช่วงการทดลองให้สีที่ลำตัวปลาใกล้เคียงกัน



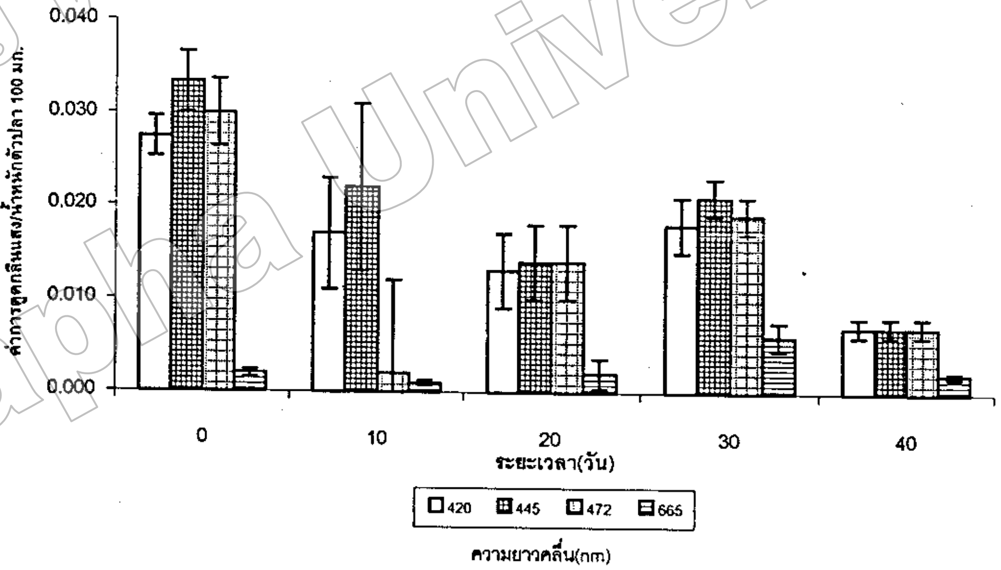
รูปที่ 9 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในตัวปลาหางนกยูงกลุ่มควบคุมซึ่งไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน



รูปที่ 10 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในตัวปลาหางนกยูงกลุ่มความเข้มข้น 50 (มก./กก.) ซึ่งให้อาหารผสมแคนทาแซนทิน ตั้งแต่วันที่ 0 ถึงวันที่ 30 หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุม



รูปที่ 11 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) แต่ละความยาวคลื่นที่พบในลำตัวปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 100 มก./กก. เป็นเวลา 30 วัน

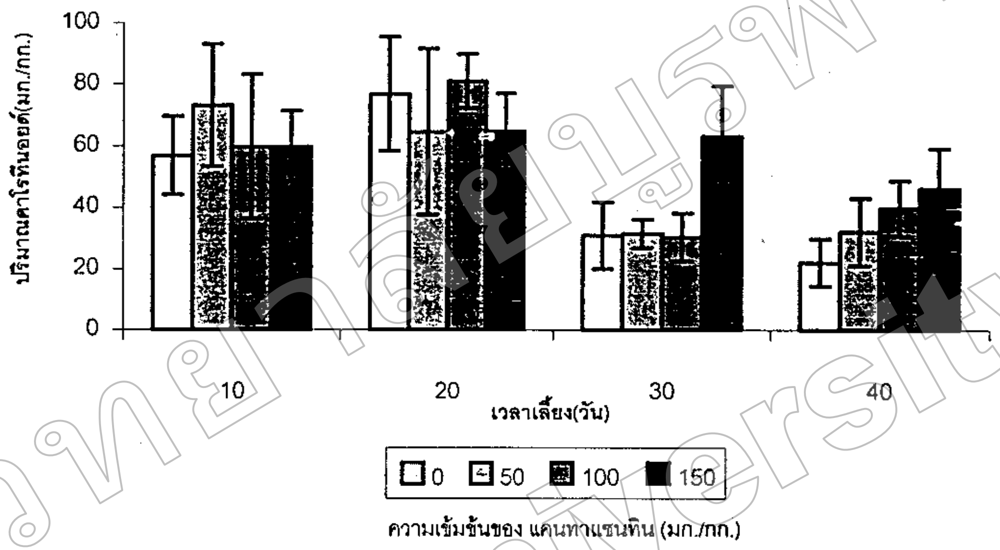


รูปที่ 12 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. ตัวปลา) แต่ละความยาวคลื่นที่พบในลำตัวปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทินความเข้มข้น 150 มก./กก. เป็นเวลา 30 วัน

### 8.2 ปริมาณคาโรทีนอยด์ในหาง

ระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินมีผลต่อการสะสมปริมาณคาโรทีนอยด์ในหางปลาชนิดนี้หลังจากเลี้ยงนาน 30 วัน กล่าวคือ เมื่อตรวจสอบวันที่ 30 ปลากลุ่มที่ได้รับแคนทาแซนทินเข้มข้น 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีปริมาณคาโรทีนอยด์สะสมสูงที่สุด (63.26 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม) และสูง

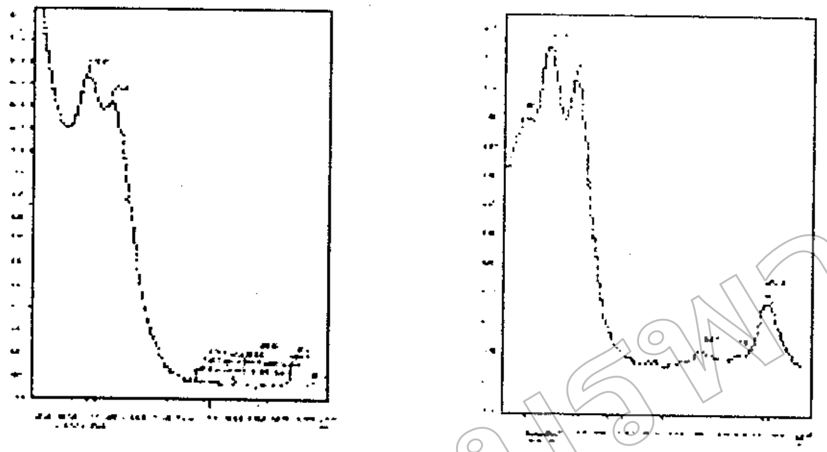
กว่าปริมาณในหางปลากลุ่มการทดลองอื่นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P< 0.05$) ขณะเดียวกันปลาในกลุ่มที่ให้แคนทาแซนทินทุกกลุ่มที่เหลือ ที่ทำการตรวจสอบในช่วงเวลา 10, 20 และ 40 วัน ให้ผลไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P >0.05$) (รูปที่ 13) ตลอดการทดลองปริมาณคาโรทีนอยด์มีค่าต่ำลงในลักษณะเดียวกันกับลำตัวปลา



รูปที่ 13 แสดงผลของระดับปริมาณคาโรทีนอยด์ในหางปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทิน เป็นเวลา 30 วัน หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุม

ผลจากการวัดปริมาณคาโรทีนอยด์ด้วยเครื่องสเปกโตโฟโตมิเตอร์ (spectophotometer) ได้ลักษณะของ สเปคตรัม (spectum) (รูปที่ 14) จากการสังเกตพบว่า สเปคตรัมที่ได้จะเป็นตัวชี้ให้เห็นถึงการเปลี่ยนแปลงสีของหางปลา คือ ก่อนการทดลองหางปลามีสีแดง แต่เมื่อเลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทินจนสิ้นสุดการทดลอง สีของหางปลาเปลี่ยนไปเป็นสีส้ม

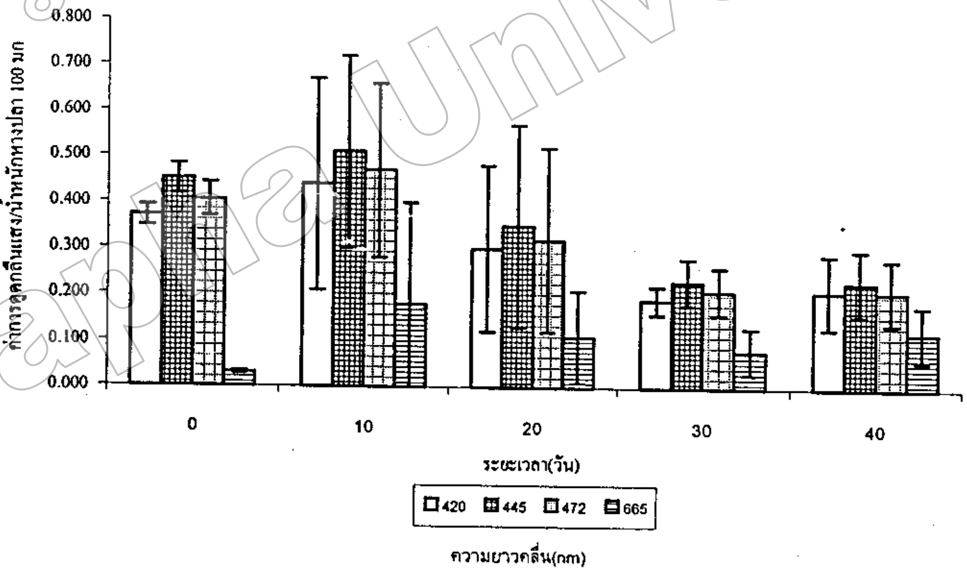
เนื่องจากสีหางปลามีการเปลี่ยนแปลงจึงทำการตรวจวัดค่าการดูดกลืนแสง (absorbance) ที่ 4 ความยาวคลื่น คือ 420, 445, 472, และ 665 นาโนเมตร (รูปที่ 15-18) พบว่าในส่วนของหางปลามีการเปลี่ยนแปลงสีอย่างชัดเจน แสดงว่า สารสี (pigment) ช่วงความยาวคลื่น 420 ถึง 472 นาโนเมตร มีค่าการดูดกลืนแสงมาก ลักษณะหางปลามีสีแดงเข้ม เมื่อเลี้ยงด้วยอาหารผสมแคนทาแซนทินต่อไป ที่ค่าดูดกลืนแสงช่วงความยาวคลื่น 420 ถึง 472 นาโนเมตร มีค่าต่ำลง ทำให้ปลามีลักษณะของสีที่หางปลาเปลี่ยนไปเป็นสีส้ม ในขณะที่อาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ตลอดช่วงการทดลองให้สีหางที่เข้มใกล้เคียงสีเดิมมากที่สุด



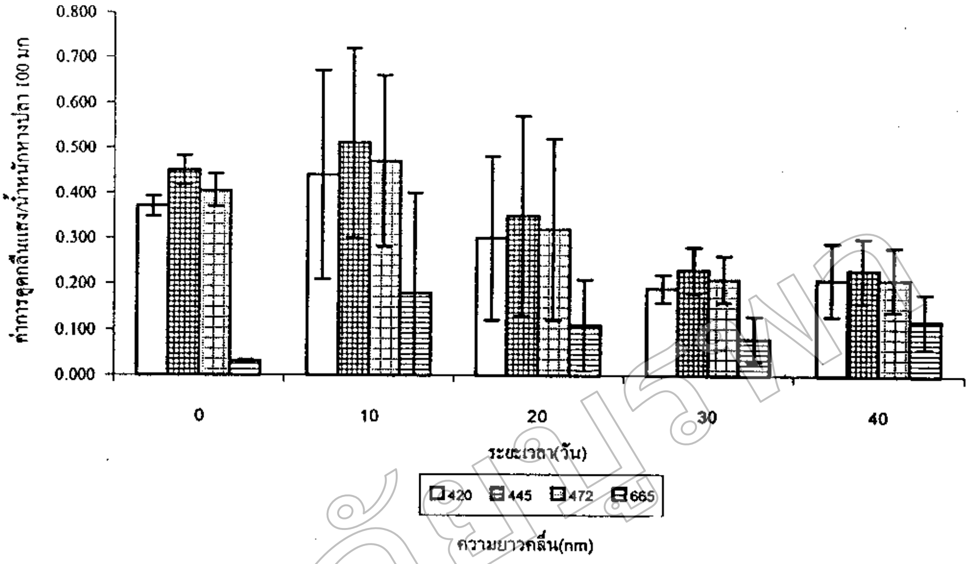
ก่อนการทดลอง

อาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 100 มก./กก. เมื่อเลี้ยงนาน 30 วัน

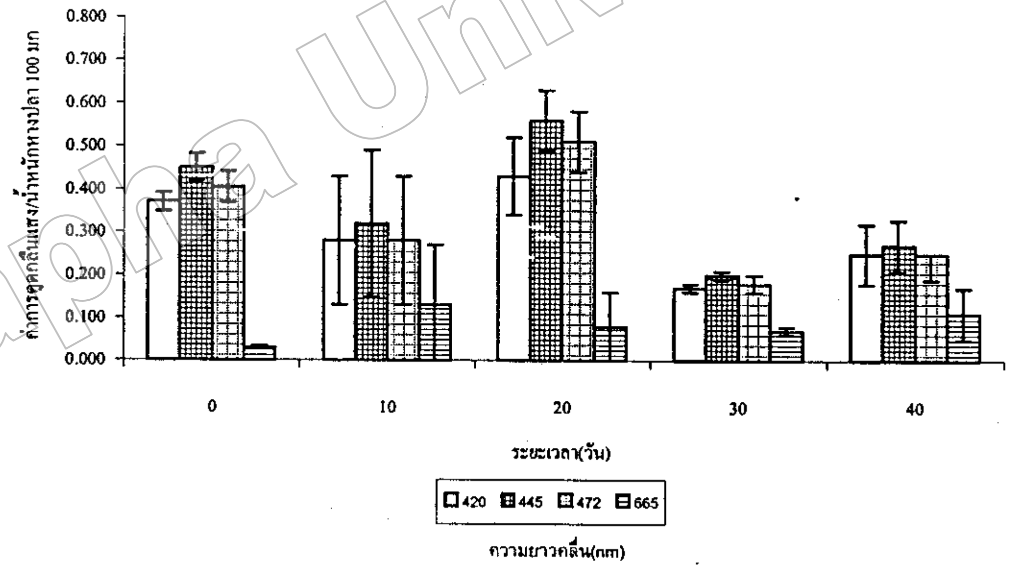
รูปที่ 14 แสดงตัวอย่าง สเปคตรัม ของหางปลาหางนกยูงก่อนเริ่มการทดลอง เปรียบเทียบกับสเปคตรัมของปลาหางนกยูงที่เลี้ยงด้วยสูตรอาหารผสมแคนทาแซนทิน 100 มก./กก. เมื่อเลี้ยงนาน 30 วัน



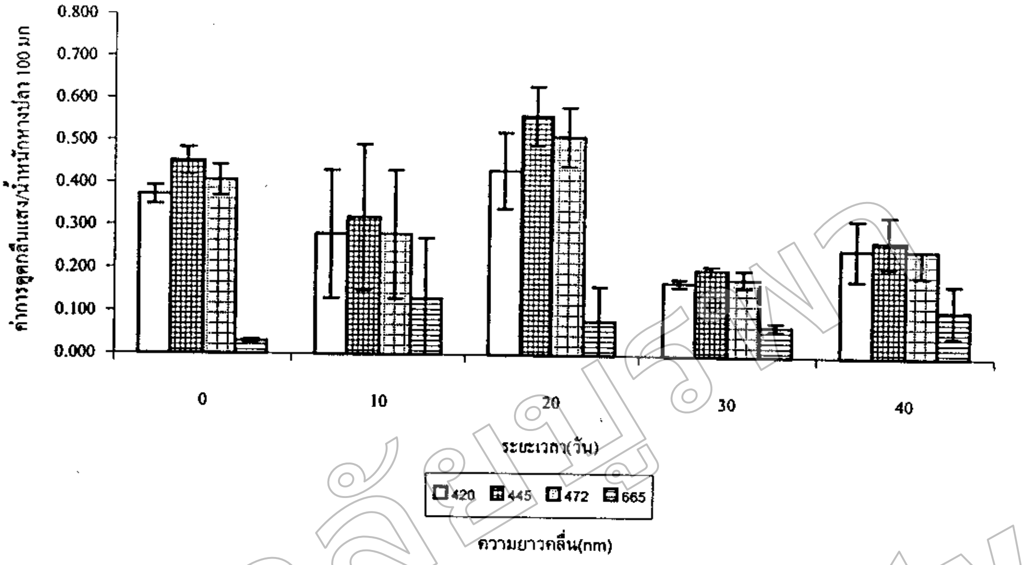
รูปที่ 15 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มควบคุมซึ่งไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน



รูปที่ 16 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทิน ความเข้มข้น 50 มก./กก. เป็นเวลานาน 30 วัน



รูปที่ 17 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทิน ความเข้มข้น 100 มก./กก. เป็นเวลานาน 30 วัน



รูปที่ 18 แสดงค่าดูดกลืนแสงต่อน้ำหนัก (100 มก. หางปลา) ในแต่ละความยาวคลื่นที่พบในหางปลาหางนกยูงกลุ่มที่ให้อาหารผสมแคนทาแซนทิน ความเข้มข้น 150 มก./กก. เป็นเวลานาน 30 วัน

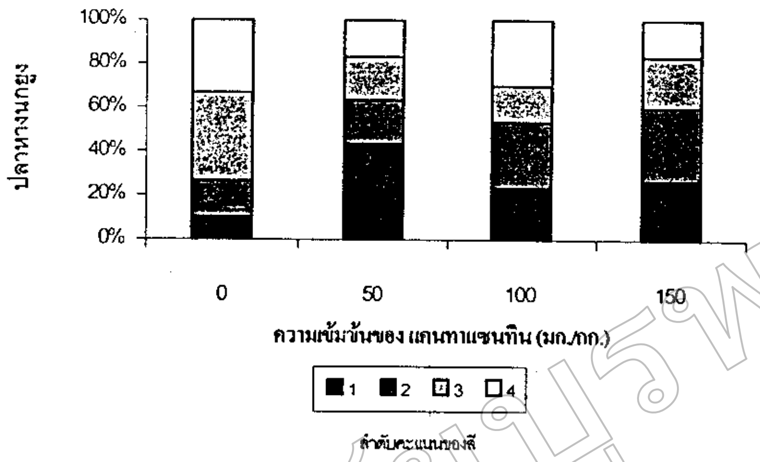
อย่างไรก็ดีผลรวมปริมาณคาโรทีนอยด์ของหางและลำตัวปลา ระยะเวลา 10 วันหลังงดให้อาหารผสมแคนทาแซนทิน พบว่ามีปริมาณคาโรทีนอยด์ลดลง ทุกกลุ่มการทดลอง

**8.3 ผลของการเปรียบเทียบสีของปลาหางนกยูงจากการสังเกต**

นำปัจจัยทั้งระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน และระยะเวลาการให้ประกอบกันแล้วปรากฏผลดังนี้

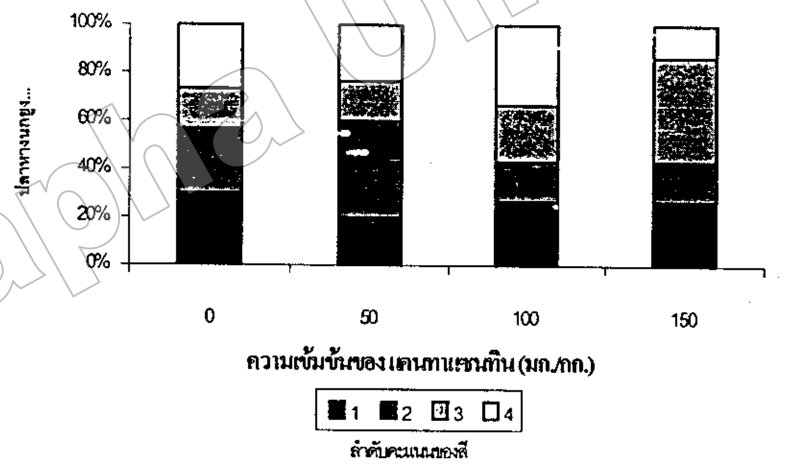
**8.3.1 ความเข้มของสีลำตัวปลา**

จากการสังเกตสีของปลาหางนกยูงตลอดการทดลองทุก 10 วัน โดยการสุ่มปลาหางนกยูง 20% มาเปรียบเทียบสีของลำตัวปลาหางนกยูงด้วยสายตา และให้คะแนน ปรากฏผลดังแสดงรูปที่ 19-23



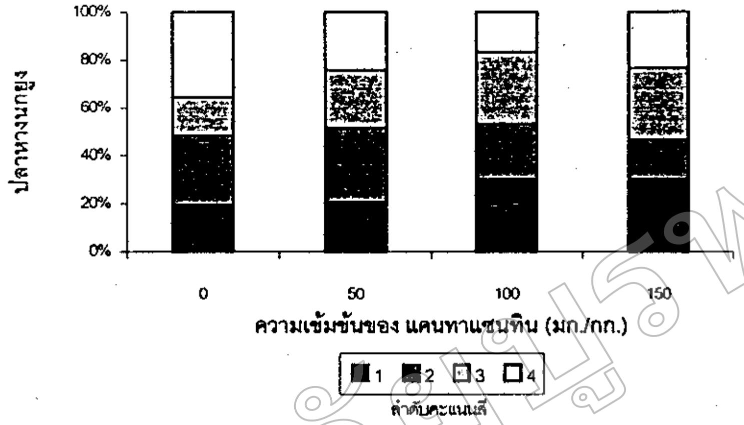
รูปที่ 19 แสดงผลเปรียบเทียบสีตัวของปลาหางนกยูงด้วยสายตา หลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน เป็นเวลา 10 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



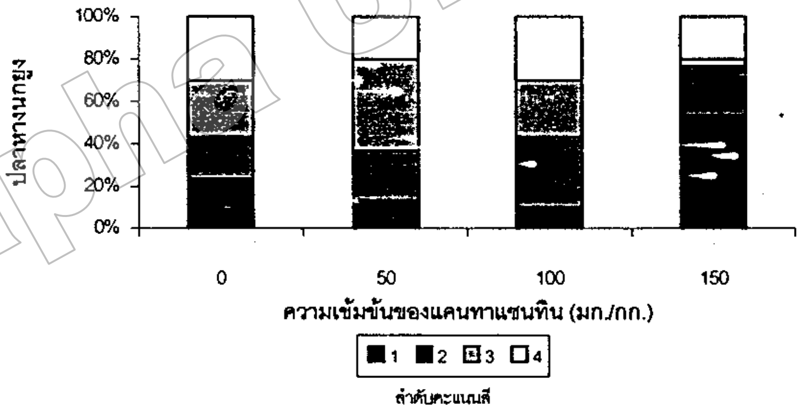
รูปที่ 20 แสดงผลเปรียบเทียบสีตัวของปลาหางนกยูงด้วยสายตา หลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน เป็นเวลา 20 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



รูปที่ 21 แสดงผลเปรียบเทียบสีตัวของปลาหางนกยูงด้วยสายตา หลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน เป็นเวลา 30 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด

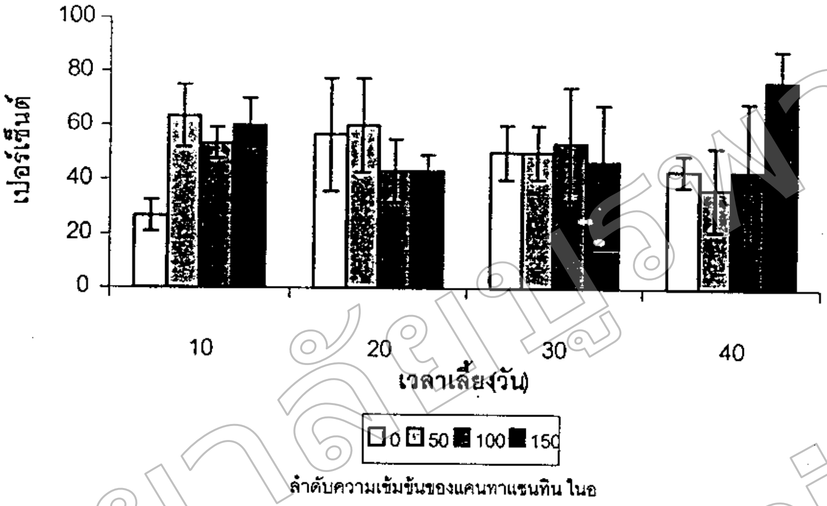


รูปที่ 22 แสดงการเปรียบเทียบสีลำตัวปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมทุกกลุ่มหลังจากวันที่ 30 เป็นเวลา 10 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด

พบว่าระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินทั้ง 4 ระดับความเข้มข้นในอาหาร ไม่มีผลต่อความเข้มสีของลำตัวปลาเมื่อตรวจสอบจากสายตาหลังจากเลี้ยงเป็นเวลา 40 วัน โดยทำการตรวจสอบทุก

10 วัน กล่าวคือความเข้มสีปลาทุกกลุ่มการทดลองและกลุ่มควบคุมไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P> 0.05*) (รูปที่ 23)



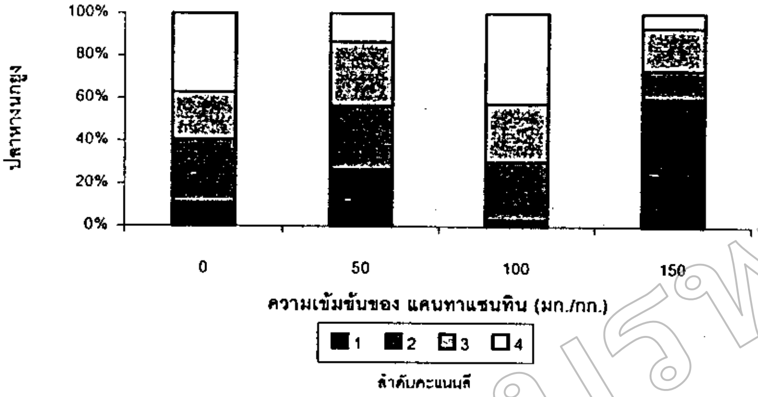
รูปที่ 23 แสดงผลรวมของปลาหางนกยูงที่มีสีลำตัวเข้มอันดับที่ 1 และ 2 จากการเปรียบเทียบจากสายตา หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมเป็นเวลา 10 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด

### 8.3.2 ความเข้มของสีหางปลา

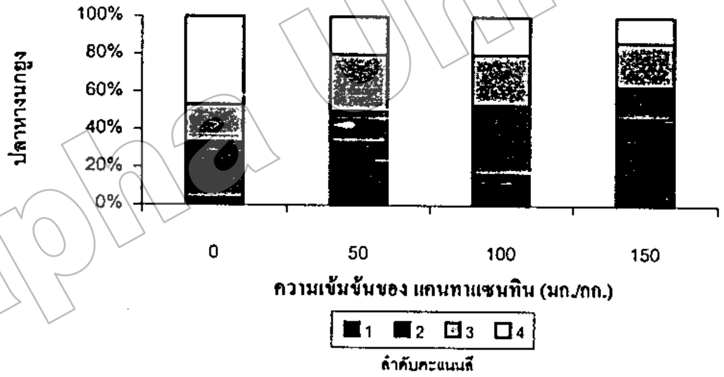
จากการสังเกตสีของปลาหางนกยูงตลอดการทดลองทุก 10 วัน โดยการสุ่มปลาหางนกยูง 20% มาเปรียบเทียบสีหางปลาหางนกยูงด้วยสายตา และให้คะแนน ปรากฏผลดังแสดงรูปที่ 24 ถึง 27

พบว่าที่ระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินมีผลต่อความเข้มสีในหางปลาชนิดนี้หลังจากเลี้ยงนาน 30 วัน กล่าวคือ เมื่อตรวจสอบวันที่ 30 ปลากลุ่มที่ได้รับแคนทาแซนทินเข้มข้น 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมหางปลามีความเข้มสีมากที่สุด และสูงกว่าความเข้มสีหางปลากลุ่มการทดลองอื่นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P< 0.05*) ขณะเดียวกันปลาในกลุ่มที่ให้แคนทาแซนทินทุกกลุ่มที่เหลือ ที่ทำการตรวจสอบในช่วงเวลา 10, 20 และ 40 วัน ให้ผลไม่แตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P >0.05*) (รูปที่ 28) ตลอดการทดลองปริมาณคาโรทีนอยด์มีค่าต่ำลงในลักษณะเดียวกันกับลำตัวปลา



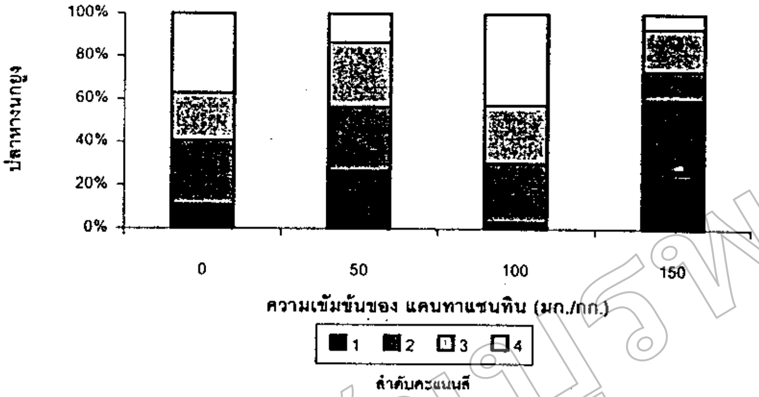
รูปที่ 24 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตา หลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 10 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



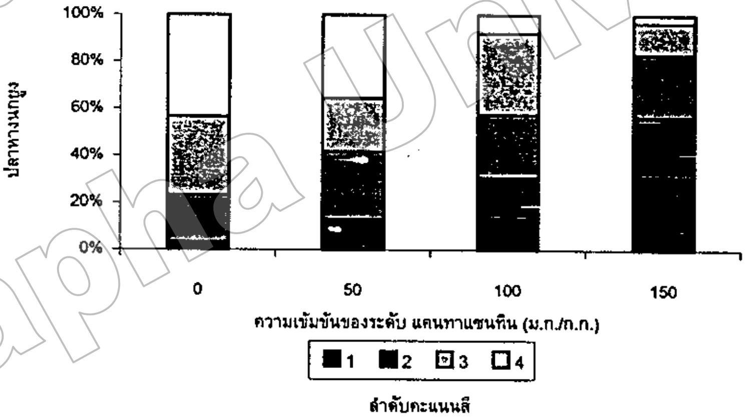
รูปที่ 25 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทินเป็นเวลา 20 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



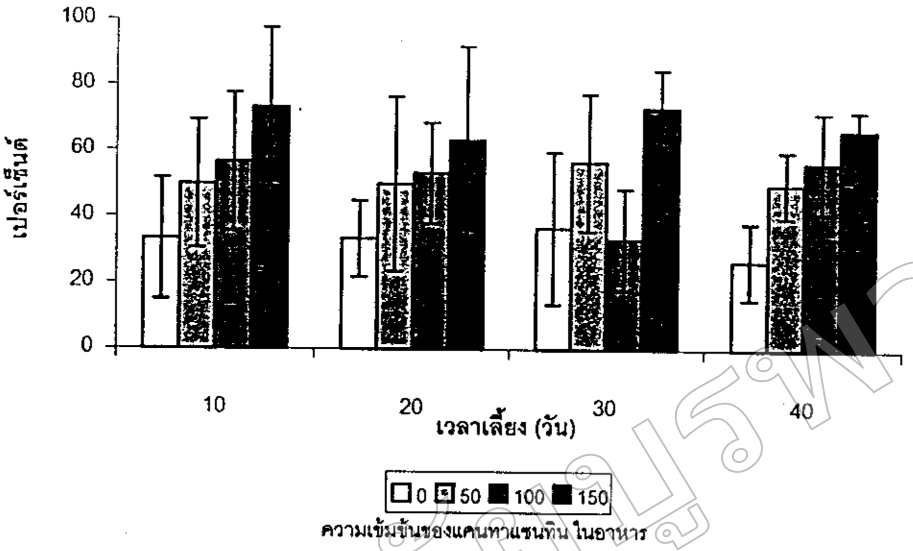
รูปที่ 26 แสดงผลเปรียบเทียบสีหางของปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากให้อาหารผสมแคนทาแซนทินที่กลุ่มความเข้มข้น 50, 100, 150 มก./กก. และกลุ่มควบคุมที่ไม่มีการผสมแคนทาแซนทิน เป็นเวลา 30 วัน

1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



รูปที่ 27 แสดงการเปรียบเทียบสีหางปลาหางนกยูงด้วยสายตาหลังจากเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมทุกกลุ่มหลังจากวันที่ 30 เป็นเวลา 10 วัน

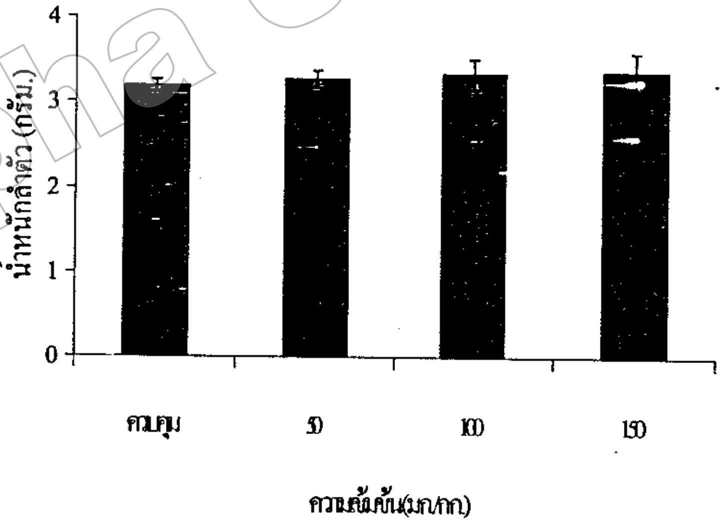
1 = สีเข้มมากที่สุด 2 = สีเข้มมาก 3 = สีเข้มปานกลาง 4 = สีเข้มน้อยที่สุด



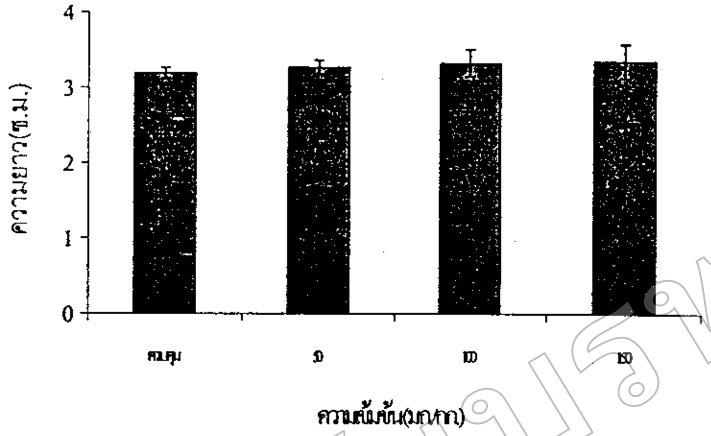
รูปที่ 28 แสดงผลรวมของปลาหางนกยูงที่มีสีหางเข้มอันดับที่ 1 และ 2 จากการเปรียบเทียบจากสายตา หลังจากนั้นเปลี่ยนมาให้อาหารสูตรควบคุมเป็นเวลา 10 วัน

### 8.4 การเจริญเติบโต

ระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินในอาหารที่มากขึ้นมีแนวโน้มส่งผลให้ปลาหางนกยูงมีน้ำหนักและความยาวสูงขึ้น ถึงแม้ว่าผลของการเพิ่มน้ำหนักตัวและความยาวของปลาทุกกลุ่มการทดลองไม่มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (*P> 0.05*) (รูปที่ 29-30)



รูปที่ 29 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหาร ต่อน้ำหนักทั้งหมดที่เพิ่มขึ้นของปลาหางนกยูง



รูปที่ 30 แสดงผลของระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหาร ต่อความยาวทั้งหมดที่เพิ่มขึ้นของปลาหางนกยูง

### 8.5 อัตราการรอดตาย

ระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินในอาหารไม่มีผลต่ออัตราการรอดตาย โดยมีอัตราการรอดตาย 100 % ทุกการทดลอง

# บทที่ 5

# อภิปราย สรุป และข้อเสนอแนะ

## อภิปรายผลการทดลอง

หลังจากทำการทดลองเลี้ยงปลาหางนกยูงเป็นเวลา 90 วัน ด้วยอาหารผสมฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ที่ระดับความเข้มข้น 25, 50, 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน พบว่าระดับความเข้มข้นและช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเป็นปัจจัยร่วมกันที่มีผลต่อการแปลงเพศปลาหางนกยูง ซึ่งสามารถอภิปรายผลการทดลองได้ตามลำดับดังต่อไปนี้

### 1. ลักษณะภายนอกของปลาหางนกยูง

1.1. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) ยาว และมีครีบหางใหญ่ จะพบในกลุ่มควบคุม และที่ให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้นต่ำ คือ 25 และ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน เป็นจำนวนโดยเฉลี่ยมากที่สุด (60-85 %) ในทางกลับกันจะพบปลาในลักษณะดังกล่าวนี้น้อยลง เมื่อเพิ่มระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนให้สูงขึ้นคือ 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน ตามลำดับ

1.2. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) ยาว แต่มีครีบหางเล็ก จะพบปลาลักษณะดังกล่าวในทุกกลุ่มการทดลอง โดยมีค่าเฉลี่ยอยู่ระหว่าง 9-22 % ข้อมูลไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ชี้ให้เห็นว่าการที่ปลาหางเล็กขณะที่มีโกโนโปเดียม สมบูรณ์ น่าจะถูกควบคุมโดยยีนด้อยที่เข้าคู่กัน ซึ่งจะมีจำนวนเพียงเล็กน้อย โดยมีผลกระทบจากฮอร์โมนเป็นปัจจัยรองหรือไม่มีผล

1.3. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) สั้น และมีครีบหางใหญ่จะพบปลาลักษณะดังกล่าวนี้ ในกลุ่มการทดลองที่ให้ฮอร์โมนความเข้มข้นสูง และจะพบน้อยลงเมื่อความเข้มข้นลดลง และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนจนถึงไม่พบเลยในกลุ่มควบคุม ข้อมูลได้ชี้ให้เห็นถึงอิทธิพลของฮอร์โมนดังกล่าวได้อย่างชัดเจนที่ว่าการแปลงเพศปลาหางนกยูงเกิดขึ้นได้ถึงแม้ว่าจะแสดงลักษณะของโกโนโปเดียมสั้น แต่ท่ามกลางปลากลุ่มดังกล่าว ฮอร์โมนยังคงส่งผลให้ปลาแสดงออกในส่สนของหางให้ใหญ่ขึ้น มีแนวโน้มว่าปลาที่ได้รับฮอร์โมนสูงจะมีจำนวนปลาที่หางใหญ่สูงขึ้นด้วย ในทางตรงกันข้ามปลาที่มีโกโนโปเดียมปกติ เมื่อได้รับฮอร์โมนเกิน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีแนวโน้มทำให้ปลามีหางใหญ่ลดลง ทั้งนี้อาจสืบเนื่องมาจากการที่ให้ฮอร์โมนที่สูงเกินไปนั้นจะให้ผลย้อนกลับ (feed back) เหตุผลเช่นเดียวกับการเกิดโกโนโปเดียมสั้น

1.4. ปลาที่มีลักษณะเป็นเพศผู้โดยปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) สั้น และมีครีบหางเล็ก ส่วนมากจะพบปลาในลักษณะดังกล่าวนี้ ที่การให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้นสูง คือ ที่ระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน และแทบจะไม่พบเลยเมื่อให้ฮอร์โมนที่ระดับความเข้มข้นต่ำ ทุกช่วงเวลา รวมทั้งกลุ่มควบคุม

1.5. ปลาเพศเมียซึ่งไม่ปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) จะพบอยู่ในกลุ่มควบคุม และที่ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน 25-50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 และ 20 วัน เป็นส่วนมาก โดยจะพบน้อยลงเมื่อเพิ่มความเข้มข้นของฮอร์โมนให้สูงขึ้นเป็น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ที่ระยะเวลา 10 วันและจะไม่พบลักษณะดังกล่าว หรือพบน้อยมาก ในช่วงระยะเวลาในการให้ฮอร์โมน 20 และ 30 วัน ตามลำดับ

1.6. ปลาเพศเมียปรากฏโกโนโปเดียม (gonopodium) มีลักษณะอยู่ระหว่างปลาเพศผู้และปลาเพศเมีย กล่าวคือมีลักษณะสั้นไม่ชัดเจนเหมือนปลาเพศผู้ปกติ แต่ไม่เหมือนครีบก้นในปลาเพศเมีย โดยจะพบปลาในลักษณะดังกล่าวนี้เมื่อให้ฮอร์โมนนาน 10 วัน ของทุกระดับความเข้มข้น เป็นส่วนใหญ่ และจะพบลดจำนวนลงจนถึงไม่พบเลยเมื่อเพิ่มระยะเวลาการให้ฮอร์โมนเป็น 20 และ 30 วัน ของระดับความเข้มข้นที่สูงขึ้น ซึ่งที่เป็นเช่นนี้น่าจะมีสาเหตุมาจากความเข้มข้น และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนน้อย มีผลทำให้ปลามีการพัฒนาเซลล์บริเวณครีบก้น (anal fin) ให้เกิดการพัฒนาเซลล์บริเวณอวัยวะสืบพันธุ์เพศผู้ (gonopodium) เกิดขึ้นไม่เต็มที่ จึงทำให้มีลักษณะสั้น และก้ำกึ่งระหว่างเพศผู้กับเพศเมีย

## 2. จำนวนปลาเพศผู้ทั้งหมด

ปลาหางนกยูงที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นเวลานาน 30 วัน เป็นความเข้มข้นต่ำที่สุดที่สามารถแปลงเป็นเพศผู้ได้ (87%) ซึ่งให้ผลไม่แตกต่างกับการให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 20-30 วัน และที่ระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน โดยที่ระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ให้นาน 30 วัน สามารถแปลงเป็นเพศผู้สูงถึง 100 % แสดงให้เห็นว่าปลาที่ได้รับฮอร์โมนเทสโตสเตอโรนอันเดคาโนเอท ใช้ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนต่ำกว่าการแปลงเพศในปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) เมื่อใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนระดับความเข้มข้น 100, 200 และ 400 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน สามารถแปลงเป็นเพศผู้ได้ 100 % โดยที่ระดับความเข้มข้นไม่น้อยกว่า 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน จะให้ผลผลิตสูงที่สุด (บุญรัตน์ และสมพล, 2542) ในปลากัดจีน (*Betta splendens*) ใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ความเข้มข้นไม่น้อยกว่า 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมเป็นระยะเวลา 8 วัน โดยทำการแช่ไรแดงในฮอร์โมนระยะเวลา 20 นาที สามารถทำให้ปลากัดจีนแสดงลักษณะภายนอกเป็นเพศผู้อย่างชัดเจน (มานพ และคณะ, 2531) และสอดคล้องที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ให้นาน 14 วัน ของฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน สามารถแปลงเพศปลาสอดหางดาบ (*Xiphophorus helleri*) เป็นเพศผู้ได้ 98.45 % ซึ่งให้ผลชัดเจนต่อการแปลงเพศดีที่สุด และให้ผลผลิตสูงที่สุด (บุญรัตน์ และคณะ, 2543) แต่ใช้ระดับความเข้มข้นสูงกว่าการแปลงเพศปลานิล (*Oreochromis niloticus*) ที่ใช้ฮอร์โมนฟลูออกซี

เมสเตอโรนระดับความเข้มข้นเพียง 3 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลาในการให้ 40 วัน สามารถแปลงเป็นเพศผู้ได้ 100 % (บุญรัตน์ และกำธร, 2541)

### 3. จำนวนปลาหางนกยูงเพศผู้ที่ปรากฏโกโนโปเดียมยาว

ปลากลุ่มควบคุม และในปลาที่ให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลาให้นาน 10, 20 และ 30 วัน พบปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียมยาวสูงที่สุด ในขณะที่เมื่อเพิ่มระดับความเข้มข้นและระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนให้สูงขึ้น จะพบปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียวยาวลดลง และพบน้อยที่สุดที่การให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 วัน (44.7%) ที่เป็นเช่นนี้น่าจะเนื่องมาจากผลของฮอร์โมนไปทำให้ปลามีการพัฒนาอวัยวะสืบพันธุ์แตกต่างกัน ฮอร์โมนที่ความเข้มข้นระดับหนึ่งที่ไม่สูงเกินไปจะส่งผลให้ปลามีการพัฒนาการของอวัยวะสืบพันธุ์ที่เป็นปกติ ดังปรากฏในปลาที่ได้รับฮอร์โมนที่ระดับ 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 ถึง 20 วัน และ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 วัน โดยปลาจะเริ่มผิดปกติเมื่อให้ฮอร์โมนในระดับที่สูงขึ้น อย่างไรก็ดีการที่ปลามีโกโนโปเดียมสั้นหรือยาวนั้นไม่มีผลต่อการซื้อขายปลาตามท้องตลาด

### 4. จำนวนปลาหางนกยูงที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้น

จากการทดลองเห็นได้ชัดเจนว่าได้ผลตรงข้ามกับปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียมยาว ลักษณะดังกล่าวพบในปลาที่ให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน สูงที่สุด และจะพบลดจำนวนลงเมื่อลดระดับความเข้มข้น และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมน จนไม่พบปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียมสั้นเลยในปลาที่ไม่ได้รับฮอร์โมน ตามข้อมูลจะเห็นได้ชัดเจนว่าการใช้ฮอร์โมนมีผลทำให้ปลาสามารถแปลงเพศได้แน่นอนกล่าวคือฮอร์โมนได้เข้าไปมีบทบาทต่อการกระตุ้นให้เกิดลักษณะภายนอก (Secondary sexual characteristics) เพียงแต่จะมีอิทธิพลได้สมบูรณ์หรือไม่ อย่างไรก็ดีระดับฮอร์โมนมีอิทธิพลต่อการกำหนดลักษณะภายนอกของโกโนโปเดียมอย่างชัดเจน โดยปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้นสูงขึ้น ทำให้ได้จำนวนปลาที่มีโกโนโปเดียมสั้นมากขึ้น

### 5. จำนวนปลาหางนกยูงมีครีบหางใหญ่

กลุ่มควบคุมจะมีจำนวนปลาที่มีครีบหางใหญ่สูงที่สุด (85.3%) ซึ่งให้ผลไม่แตกต่างกับปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 , 50 และ 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน และที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 ถึง 20 วัน อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ โดยที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน พบว่าปลามีครีบหางใหญ่ต่ำที่สุด (55%) การที่ปลามีหางใหญ่หรือเล็กนั้นน่าจะเกิดจากพันธุกรรมเป็นหลัก ถ้าปลาได้รับฮอร์โมนไม่สูงเกินกว่า 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และนานกว่า 20 วัน อย่างไรก็ดีถ้าสูงเกินระดับดังกล่าว และ / หรือให้นานขึ้นอาจจะส่งผลให้ปลามีผลต่อกลไกการแสดงออกของลักษณะหางที่ยาวได้

### 6. อัตราการรอดตาย

พบว่าทั้งระดับความเข้มข้นและระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ไม่มีผลต่ออัตราการรอดตายในปลาหางนกยูง มีอัตราการรอดตายเฉลี่ย 97.5% ถึงแม้ว่าจากข้อมูลจะให้ผลอัตราการรอดตายต่ำในกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วัน และ 100 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 20 วัน ทั้งนี้เนื่องจากในปลากลุ่มดังกล่าวมีผลการตายจากสาเหตุของโรค ซึ่งให้ผลเช่นเดียวกันในการแปลงเพศปลานิล (*Oreochromis niloticus*) เมื่อให้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ระดับความเข้มข้น 3 และ 5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 40 วัน พบว่าไม่มีผลต่ออัตราการรอดตาย โดยมีอัตราการรอดตายเฉลี่ย 56 % (บุญรัตน์ และกำธร, 2541) ส่วนในปลาสอดหางดาบ (*Xiphophorus helleri*) ให้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 25 , 50 , 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 7 , 14 และ 28 วัน มีอัตราการรอดตายประมาณ 63.2% (บุญรัตน์ และคณะ, 2544) ซึ่งไม่มีผลต่ออัตราการรอดตายเช่นเดียวกันกับการแปลงเพศปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) โดยใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ระดับความเข้มข้น 50 , 100 , 200 และ 400 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน โดยมีอัตราการรอดตายเฉลี่ยประมาณ 70.8% ซึ่งแสดงว่าฮอร์โมนไม่มีผลต่อปลาชนิดนี้ (บุญรัตน์ และสมพล, 2542) อย่างไรก็ตามอัตราการรอดตายอาจจะสูงกว่าหรือต่ำกว่าก็ตามขึ้นอยู่กับการจัดการเป็นสำคัญ แต่งานวิจัยทั้งหมด รวมทั้งงานวิจัยนี้สอดคล้องกันที่ว่าฮอร์โมนที่ความเข้มข้นดังกล่าว ตามระยะเวลาต่างๆ และชนิดของฮอร์โมนไม่มีผลต่อการตายของปลา

### 7. การเจริญเติบโต

#### 7.1. น้ำหนักของปลาหางนกยูง

ปลากลุ่มที่ระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน จะมีน้ำหนักมากที่สุด (0.41 กรัม) ไม่แตกต่างจากกลุ่มควบคุม และที่ระดับความเข้มข้น 25 ถึง 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ช่วงระยะเวลา 10 , 20 และ 30 วัน อย่างไรก็ดีเมื่อเพิ่มระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนให้สูงขึ้น จะทำให้ปลามีน้ำหนักลดลง แสดงให้เห็นว่าระดับความเข้มข้นและระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนที่นานขึ้นมีผลต่อการเจริญเติบโตด้านน้ำหนักของปลาหางนกยูง สอดคล้องกับในปลาสอดหางดาบ (*Xiphophorus helleri*) เมื่อให้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ระดับความเข้มข้น 25, 50, 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 7, 14 และ 28 วันตามลำดับ พบว่าระดับความเข้มข้น และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนที่ให้มากขึ้นและยาวนานขึ้นอาจมีผลต่อการเจริญเติบโตด้านน้ำหนักได้ (บุญรัตน์ และคณะ, 2543)

#### 7.2. ความยาวมาตรฐานของปลาหางนกยูง

เนื่องจากในการทดลองมีปลาที่มีลักษณะหางเล็กและหางใหญ่เกิดขึ้น ดังนั้นในการศึกษาถึงความยาวจึงใช้ความยาวมาตรฐานของปลาหางนกยูง พบว่ากลุ่มควบคุมจะมีความยาวมากที่สุด (20.3 มิลลิเมตร) ซึ่งไม่แตกต่างกันกับกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 และ 30 วัน แต่เมื่อเพิ่มระดับความเข้มข้นและระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนที่มากขึ้นก็จะทำให้ปลาหางนกยูงมีความยาวลดลงและมีความยาวต่ำที่สุด (14.7 มิลลิเมตร) เมื่อได้รับฮอร์โมนระดับ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมช่วงระยะเวลา 30 วัน

ที่เป็นเช่นนี้ แสดงว่าระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนที่ให้มากขึ้น และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนยาวนานขึ้นจะมีผลต่อการเจริญเติบโตด้านความยาวของปลาหางนกยูงได้

จากข้อมูลทำให้ทราบว่าผลของฮอร์โมนนั้นมีอิทธิพลต่อการเจริญเติบโตอย่างชัดเจน กล่าวคือการใช้ฮอร์โมนในระดับที่สูงขึ้นนั้นมีผลทำให้การเจริญเติบโตด้านน้ำหนัก และความยาวต่ำลง เป็นไปได้ว่าฮอร์โมนที่ความเข้มข้นสูงเกินไปให้ผลลบ (Negative feed back) ต่อขบวนการทางชีวเคมีหรือสรีระเคมีของเมตาบอริซึมก็เป็นได้จึงส่งผลต่อร่างกาย (Somatic growth) และอาจรวมถึงการพัฒนาของอวัยวะสืบพันธุ์ด้วย (Gonad growth)

**8. ผลทางเนื้อเยื่อวิทยา (Histology)**

หลังจากสิ้นสุดการทดลองได้นำปลาที่สามารถแปลงเพศได้ 100% ทั้ง 2 รูปแบบ (โกโนโปเดียมสั้นและยาว) มาตรวจสอบเพศทางลักษณะภายใน โดยวิธีการศึกษาทางเนื้อเยื่อ (Histology) พบว่าปลาที่ได้รับฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นระยะเวลา 30 วัน กับที่ระดับความเข้มข้น 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 10 และ 20 วัน และที่ระดับความเข้มข้น 100 และ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วัน เป็นเพศผู้ 100% และสามารถผลิตสเปอร์มาโตซัว (spermatozoa) ได้เช่นเดียวกับปลานิล (*Oreochromis niloticus*) ที่ผ่านการแปลงเพศด้วยฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ความเข้มข้น 5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 40 วัน สามารถผลิตเซลล์สืบพันธุ์เพศผู้ (บุญรัตน์ และกำธร, 2541) แสดงให้เห็นว่าการใช้ฮอร์โมนดังกล่าวไม่เพียงแต่กระตุ้นให้เกิดการเปลี่ยนแปลงลักษณะภายนอกให้เหมือนเพศผู้เพียงอย่างเดียว แต่จะสามารถกระตุ้นให้เกิดการเปลี่ยนแปลงของระบบสืบพันธุ์ (Male sexual differential) ได้อย่างแน่นอน

เพื่อศึกษาการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางเพศขั้นแรก (primary sexual characteristics)ในปลาที่ผ่านการแปลงเพศหลังจากเลี้ยงจนมีอายุ 12 เดือน ทั้งปลาเพศผู้ที่มีโกโนโปเดียมยาว (เพศผู้ปกติ) และเพศผู้ที่มีโกโนโปเดียมสั้น ปรากฏเซลล์อสุจิทั้งหมด สามารถอภิปรายผลได้ว่า ปลาที่ผ่านการแปลงเพศไม่ว่าจะมีลักษณะโกโนโปเดียมยาวหรือสั้น สามารถสร้างและผลิตเซลล์สืบพันธุ์เพศผู้ได้ตามปกติ เป็นการชี้ให้เห็นว่า ปลาหางนกยูงที่ผ่านการแปลงเพศด้วยฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทนั้นนอกจากจะเหนี่ยวนำลักษณะทางเพศขั้นที่ 2 (secondary sexual characteristics) ในเรื่องของรูปร่างให้มีลักษณะเพศผู้ได้แล้วยังสามารถเหนี่ยวนำให้มีการสร้างลักษณะทางเพศขั้นแรก (primary sexual characteristics) กล่าวคือ สามารถสร้างเซลล์สืบพันธุ์เพศผู้และสามารถผลิตสเปอร์มาโตซัว (spermatozoa) ได้เช่นเดียวกับปลานิล (*Oreochromis niloticus*) ซึ่งแปลงเพศด้วยฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนระดับความเข้มข้น 5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 40 วัน สามารถผลิตเซลล์สืบพันธุ์เพศผู้ (บุญรัตน์ และ กำธร, 2541)

**9. ผลของฮอร์โมนและระยะเวลาที่ได้รับฮอร์โมนต่อระบบสืบพันธุ์**

เมื่อพิจารณาผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนปัจจัยเดียว พบว่าระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมมีโอกาสที่จะทำให้ระบบสืบพันธุ์มีความสมบูรณ์มากขึ้นโดยพิจารณาจากน้ำหนักอัณฑะและน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา จำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลา

จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะ ที่สูงที่สุด ซึ่งสอดคล้องกับรายงานของ Lau *et al.*, (1997) ซึ่งพบว่าในปลา black porgy (*Acanthopagrus schlegeli*) ที่ได้รับฮอร์โมน testosterone ที่ระดับความเข้มข้นที่ 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีค่า gonadosomatic index สูงกว่ากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 0.5 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมและกลุ่มควบคุมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ และกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนทั้ง 2 ระดับจะส่งผลกระตุ้นในด้านน้ำหนักของอัณฑะและปริมาตรของน้ำเชื้อที่ถูกปล่อยออกมาเพิ่มสูงขึ้น รวมทั้งปลา catfish (*Heteropneustos fossilis*), ปลา guppy (*Poecilia reticulata*) ที่ได้รับฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน หลังจากที่มีการทำ hypophysectimized พบว่ามีการกลับคืนมาของเซลล์อสุจิ

แต่เมื่อปลาหางนกยูงได้ฮอร์โมนระดับความเข้มข้นที่สูงขึ้น ความสมบูรณ์ของระบบสืบพันธุ์ของปลามีแนวโน้มลดลง ชี้ให้เห็นว่าฮอร์โมนมีส่วนสร้างเสริมระบบสืบพันธุ์ การพัฒนาการและความสมบูรณ์ให้กับปลาหางนกยูงเมื่อถึงระดับความเข้มข้นหนึ่งเท่านั้น ซึ่งสำหรับปลาหางนกยูงแล้วควรมีค่าความเข้มข้นของฮอร์โมนชนิดนี้ไม่เกิน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม สอดคล้องกับการศึกษาถึงระดับความเข้มข้นของฮอร์โมน estradiol-17 ต่อการพัฒนาของอวัยวะสืบพันธุ์ การสร้างเซลล์สืบพันธุ์ และระดับ sex steroid ในเลือดของปลา black porgy (*Acanthopagrus schlegeli*) อายุ 1 ปี โดย โดยให้อาหารผสมฮอร์โมน estradiol-17 ที่ระดับความเข้มข้นที่ 0.25 , 1.0 , 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และกลุ่มควบคุม พบว่า ปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน estradiol-17 ที่ระดับความเข้มข้น 0.25 และ 1.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีค่า gonadosomatic index สูงกว่ากลุ่มควบคุม และกลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 4.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ และพบว่ากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้นที่ 0.25 และ 1.0 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม เป็นระดับความเข้มข้นที่ต่ำ และช่วยยืดเวลาการสร้างเซลล์อสุจิ ออกไป แต่จะเพิ่มจำนวนและปริมาตรของเซลล์อสุจิในปลาให้สูงขึ้น และฮอร์โมนนี้ยังสามารถกระตุ้นการพัฒนาของเนื้อเยื่ออวัยวะสืบพันธุ์เพศผู้ และเพศเมียทั้งนี้ขึ้นอยู่กับระดับความเข้มข้นของ estradiol-17 และระดับของ 11-ketotestosterone ในเลือด (Chang *et al.*,1995)

เมื่อพิจารณาผลของระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนร่วมกับระยะเวลาพบว่า ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนมีผลต่อระบบสืบพันธุ์ โดยพิจารณาจากน้ำหนักอัณฑะ และน้ำหนักอัณฑะต่อน้ำหนักลำตัวปลา พบว่า ที่ระดับความเข้มข้นฮอร์โมนที่ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10 วันมีแนวโน้มสูงที่สุด โดยที่ระดับความเข้มข้นฮอร์โมนที่ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วันมีจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักลำตัวปลาและจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะสูงสุด ซึ่งแตกต่างจากกลุ่มควบคุมอย่างเห็นได้ชัด และมีแนวโน้มลดลงในระดับความเข้มข้นที่สูงขึ้นและระยะเวลาที่นานขึ้น ยกเว้นในปลากลุ่มระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนที่ 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 30 วันที่ให้ผลของจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะ ไม่แตกต่างจากกลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัม นาน 30 วัน ถึงแม้ว่าเซลล์อสุจิมีจำนวนลดลงก็ตาม น้ำหนักอัณฑะของปลากลุ่มนี้มีขนาดเล็ก ลงอย่างเห็นได้ชัด อย่างไรก็ดี เมื่อปลาได้รับฮอร์โมนความเข้มข้นสูงขึ้นและนานขึ้นแล้วจะส่งผลให้ปลามีขนาดอัณฑะเล็กลงทั้งที่เปรียบเทียบกับน้ำหนักลำตัวหรือไม่เปรียบเทียบก็ตาม จำนวนเซลล์อสุจิ จำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักอัณฑะ และจำนวนเซลล์อสุจิต่อน้ำหนักปลา ทุกปัจจัยมีแนวโน้มลดลงอย่างชัดเจน ดังนั้นในการให้ฮอร์โมนจึงยังคงควรใช้ที่ระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม และให้นานเพียงแค่ 10 วันก็เพียงพอแล้ว

## 10. ผลของความเข้มข้นฮอร์โมนฮอร์โมนและระยะเวลาที่ได้รับฮอร์โมนต่อการเจริญเติบโต

ระดับความเข้มข้นและระยะเวลาการให้ฮอร์โมนที่มีผลต่อการเจริญเติบโตโดยเฉพาะอย่างยิ่งด้านน้ำหนักของปลาหางนกยูง กล่าวคือปลามีการเจริญเติบโตลดน้อยลงเมื่อปลาได้รับฮอร์โมนเข้มข้นขึ้นและนานขึ้น ซึ่งสอดคล้องกับในการแปลงเพศปลาสอดหางดาบ (*Xiphophorus helleri*) เมื่อให้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน โดยบุญรัตน์ และคณะ (2544) ที่กล่าวว่าระดับความเข้มข้น และระยะเวลาการให้ฮอร์โมนที่มากขึ้นนั้นมีผลต่อการเจริญเติบโตด้านน้ำหนักของปลาชนิดนี้ได้ และงานวิจัยที่ได้ใช้ฮอร์โมน 17 $\alpha$- methyltestosterone ผสมอาหารที่ระดับ 1 , 5 และ 10 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมให้แก่ลูกปลา channel catfish (*Ictalurus punctatus*) เป็นเวลา 16 สัปดาห์พบว่ากลุ่มที่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมนมีน้ำหนักตัวเพิ่มขึ้นต่ำกว่ากลุ่มที่ไม่ได้รับอาหารผสมฮอร์โมน และมีแนวโน้มว่าเมื่อระดับความเข้มข้นฮอร์โมนเพิ่มขึ้นส่งผลต่ออัตราการเจริญเติบโตลดลง (Simon, 1991) หรือที่ระดับความเข้มข้น 2.5 และ 10 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม นาน 123 วัน รวมถึงระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนที่สูงเกินไปส่งให้ความแข็งแรงของกระดูกลดลงอีกด้วย (Gannam and Lovell, 1991)

## 11. ผลของแคนทาแซนทินต่อการเกิดสีของปลาหางนกยูง

จากการทดลองได้ทำการศึกษาผลของแคนทาแซนทินที่ระดับความเข้มข้นต่างกันต่อการเกิดสีของปลาหางนกยูง พบว่าปริมาณคาโรทีนอยด์ในตัวปลาและในหางปลาตลอดการทดลองมีค่าต่ำลงเมื่อเทียบกับปริมาณคาโรทีนอยด์ของปลาก่อนเริ่มการทดลอง ในขณะที่ปลาที่ได้รับอาหารสูตรความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 150 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีปริมาณคาโรทีนอยด์ใกล้เคียงกันตลอดการทดลอง ซึ่งสอดคล้องกับการสังเกตสีด้วยสายตา ที่เปลี่ยนสีจากสีแดงเข้มไปเป็นสีส้มโดยจะเห็นได้ชัดเจนว่ามี peak เพิ่มขึ้นที่ความยาวคลื่น 664.8 นาโนเมตร อย่างชัดเจน ขณะที่ไม่ปรากฏในกลุ่มปลาที่ได้รับอาหารผสมแอสตาแซนทิน

ในระหว่างการทดลองปลาหางนกยูงจะมีสีหางเปลี่ยนเป็นสีส้ม แตกต่างจากปลาที่ได้รับมาจากฟาร์มก่อนการทดลอง ซึ่งจากการอาหารปลาของฟาร์มมาวิเคราะห์ปริมาณคาโรทีนอยด์พบว่าในอาหารมีความเข้มข้นของคาโรทีนอยด์ 5. 75 มก./กก. แสดงว่าอาหารสูตรดังกล่าว เป็นสูตรที่มีการเสริมสารสีแอสตาแซนทิน นอกจากนี้ทางฟาร์มยังเลี้ยงปลาในบ่อที่มีสาหร่ายตามธรรมชาติ จึงน่าจะเป็นสาเหตุให้ปลามีสีแดงเข้ม

ผลการทดลองชี้ให้เห็นว่าปลาหางนกยูงสายพันธุ์ Red Platinum ไม่สามารถเปลี่ยนสารสี แคนทาแซนทินไปเป็นแอสตาแซนทินได้ จึงไม่เกิดลักษณะสีแดงเข้มซึ่งเป็นสีที่ได้จากแอสตาแซนทินและซึ่งเป็นลักษณะที่ต้องการของตลาดสำหรับปลาสายพันธุ์นี้ แต่การสะสมจะอยู่ในรูปของสารสีส้มที่ยังไม่ทราบชนิดซึ่งต้องมีการศึกษาเพิ่มเติมต่อไป สอดคล้องกับรายงานของ Schiedt *et al.* (1985) อ้างโดย Latsha, n.d. กล่าวว่า ในปลากินพืชโดยเฉพาะปลาวงศ์ Carp จะมีการสะสมเบตาคาโรทีน แคนทาแซนทิน ในรูปที่ยังไม่เปลี่ยนแปลงรูปร่าง และไม่สามารถเปลี่ยนคาโรทีนดังข้างต้นไปเป็นแอสตาแซนทินได้ สามารถอธิบายได้ว่าในสัตว์น้ำแต่ละชนิด จะมี metabolic ของคาโรทีนอยด์ แตกต่างกันขึ้นอยู่กับความสามารถในการสังเคราะห์ oxidated detocalotenoid จากสารตั้งต้นเป็นสำคัญ จากคำกล่าวดังข้างต้นปลาหางนกยูงสายพันธุ์นี้ อาจไม่สามารถ

เปลี่ยนแคนทาแซนทินไปเป็นแอสตาแซนทินได้ จึงทำให้ปลาเกิดลักษณะสีส้มของแคนทาแซนทินแทนที่จะเป็นสีแดงเข้มของแอสตาแซนทิน

อย่างไรก็ดีการเพิ่มแคนทาแซนทินในอาหารให้กับปลาหางนกยูงสายพันธุ์ดังกล่าว มีส่วนทำให้ปลามีสีเข้มขึ้นเมื่อเปรียบเทียบกับปลาที่ไม่ได้รับสารแคนทาแซนทิน โดยมีแนวโน้มพบสีเข้มมากที่สุดเมื่อได้รับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินมากขึ้น ถึงแม้ว่าจะไม่แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติก็ตาม ขณะที่สีลำตัวปลามีสีจางลงทุกระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินและกลุ่มที่ไม่ได้รับแคนทาแซนทินทั้งนี้อาจเนื่องมาจากผลกระทบของการได้รับแสงสว่างก็เป็นได้ ในลักษณะดังกล่าวทำให้ทราบว่าถ้าต้องการให้ปลาหางนกยูงสายพันธุ์นี้เป็นสีแดงเข้ม ควรให้อาหารผสมแอสตาแซนทิน และถ้าต้องการปลาเป็นสีส้ม ก็ผสมอาหารด้วยแคนทาแซนทิน ถึงจะให้ผลตามต้องการ และยังพบว่าระดับความเข้มข้นแคนทาแซนทินในอาหารที่มากขึ้นมีแนวโน้มส่งผลให้ปลาหางนกยูงมีน้ำหนัก และความยาวสูงขึ้น ถึงแม้ว่าผลของการเพิ่มน้ำหนักตัวและความยาวของปลาทุกกลุ่มการทดลองไม่มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติก็ตามดังรายงานของ Torrissen (1984) ซึ่งทำการศึกษาเรื่องผลของแคนทาแซนทินและแอสตาแซนทินต่อการเกิดสีในปลาแซลมอนพบว่าแคนทาแซนทินและแอสตาแซนทิน ช่วยในการกระตุ้นการเจริญเติบโต ระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทินในอาหารทั้ง 3 ระดับไม่ส่งผลใด ๆ ต่ออัตราการรอดตายของปลาชนิดนี้

## 12. วิเคราะห์ต้นทุนการผลิตปลาหางนกยูงแปลงเพศ

จากผลการทดลอง ใช้ความเข้มข้นของฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน ซึ่งให้ผลดีที่สุดมาทำการวิเคราะห์ต้นทุนการผลิตและรายได้ เมื่อทำการคิดต้นทุนของฮอร์โมนพบว่า ฮอร์โมน 1 แคปซูล 40 มิลลิกรัม ราคาเม็ดละ 12 บาท และต้องใช้ฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่ออาหาร 1 กิโลกรัม ดังนั้นต้นทุนในการใช้ฮอร์โมนต่ออาหาร 1 กิโลกรัมเท่ากับ 15 บาท คิดโดยประมาณปลาหางนกยูงกินอาหารประมาณ 0.1 กรัมต่อตัว ในระยะเวลา 30 วัน เพราะฉะนั้นปลาหางนกยูง 333 ตัว จะกินอาหาร 3 กรัม และเมื่อเลี้ยงครบ 90 วัน ให้อัตราการรอดตายเป็น 100 % (เนื่องจากความเข้มข้น และระยะเวลาในการให้ฮอร์โมนไม่มีผลต่ออัตราการรอดตาย) ต้นทุนในการใช้ฮอร์โมนเฉลี่ย 0.045 บาท ต่อปลา 1 ตัว ดังนั้นต้นทุนในการผลิตปลาหางนกยูง 100 ตัว ต้องเสียค่าฮอร์โมน 4.5 บาท ราคาขายส่งปลาหางนกยูงเพศผู้อายุ 5 เดือน ราคาเฉลี่ยตัวละ 5 บาท ลูกปลาหางนกยูง 100 ตัวจะมีรายได้สุทธิ 500 บาทในขณะที่การผลิตปลาหางนกยูงโดยไม่ใช้ฮอร์โมนจะได้ปลาเพศผู้เพียง 31 % เมื่อคิดปลาเพศเมียราคาเฉลี่ยตัวละ 3 บาท ดังนั้นในปลา 100 ตัว การผลิตปลาหางนกยูงโดยไม่ใช้ฮอร์โมนจะมีรายได้สุทธิ 362 บาท ด้วยเหตุนี้การใช้ฮอร์โมนในการแปลงเพศปลาหางนกยูงทำให้มีกำไรเพิ่มขึ้น 133 บาท หรือมีรายได้เพิ่มขึ้น 27 % (ตารางที่ 6)

จากการศึกษาถึงต้นทุนในการแปลงเพศปลาหางนกยูงด้วยฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท พบว่ากลุ่มปลาที่ได้รับฮอร์โมนระดับความเข้มข้น 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน ทำให้มีรายได้เพิ่มขึ้นจากเดิม 27 %ต่อการผลิตปลา 100 ตัว ซึ่งสอดคล้องกับการแปลงเพศในปลาสอดหางดาบ (*Xiphophorus helleri*) โดยการใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนทำให้มีรายได้เพิ่มขึ้น 28.49 % ต่อจำนวนปลา 100 ตัว (บุญรัตน์ และคณะ, 2544) ปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) โดยใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน

ทำให้มีรายได้เพิ่มขึ้น 62.9 %ต่อจำนวนปลา 100 ตัว (บุญรัตน์ และสมพล, 2542) และการแปลงเพศปลากัดจีน (*Betta splendens*) ใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน ซึ่งทำให้มีรายได้เพิ่มขึ้น 326.9 %ต่อจำนวนปลา 100 ตัว (มานพ และคณะ, 2531) อย่างไรก็ตาม รายได้จะเพิ่มมากน้อยเพียงใดนั้นขึ้นอยู่กับราคาขายปลาหางนกยูงตามสายพันธุ์ต่างๆ กันในท้องตลาดที่มีการเปลี่ยนแปลงตลอดเวลา

ตารางที่ 6 แสดงการเปรียบเทียบผลผลิตและรายได้การเลี้ยงปลาหางนกยูงโดยใช้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท และการเลี้ยงปกติ

| รายการ | ปลากลุ่มที่ได้รับฮอร์โมน 50 มิลลิกรัมต่ออาหาร 1 กิโลกรัม ระยะเวลาในการให้ฮอร์โมน 30 วัน | กลุ่มควบคุม |
|---|---|---|
| ต้นทุนฮอร์โมน | 4.5 บาทต่อปลา 100 ตัว | - |
| ผลผลิต | เพศผู้ 100 % | เพศผู้ 31 %<br>เพศเมีย 69 % |
| รายได้ | 500 บาท | 362 บาท |
| กำไรสุทธิ | 495.5 บาท | 362 บาท |

หมายเหตุ 1. คิดต้นทุนเฉพาะค่าฮอร์โมนไม่รวมค่าอาหารที่ใช้เลี้ยงปลาจำนวน 100 ตัว

2. ราคาขายส่งปลาหางนกยูงอายุ 5 เดือน เพศผู้ราคาตัวละ 5 บาท เพศเมียราคาตัวละ 3 บาท

สรุป

1. การแปลงเพศปลาหางนกยูงให้เป็นเพศผู้ หรือมีลักษณะเหมือนเพศผู้ (ใช้การสังเกตลักษณะของโกโนโปเดียม) ต้องใช้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ระดับความเข้มข้น 25 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 30 วัน เป็นความเข้มข้นต่ำสุดที่สามารถแปลงเป็นเพศผู้ได้ 87 % โดยฮอร์โมนที่มีความเข้มข้นสูงขึ้นมีแนวโน้มทำให้ปลาเปลี่ยนเพศได้สูงขึ้น
2. การให้ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท ระดับความเข้มข้น 25 ถึง 200 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม ระยะเวลา 10, 20 และ 30 วัน ไม่มีอิทธิพลต่ออัตราการรอดตายของปลาหางนกยูง
3. ปลาที่ได้รับฮอร์โมนสูงขึ้นเกิน 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม มีแนวโน้มที่ทำให้การเจริญเติบโตลดลง
4. ปลาที่มีลักษณะโกโนโปเดียมยาวปกติ แต่หางเล็กไม่น่าจะเนื่องมาจากอิทธิพลของฮอร์โมนเป็นสำคัญแต่ขึ้นอยู่กับพันธุกรรมเป็นหลัก
5. การให้ฮอร์โมนในระดับที่สูงขึ้นมีแนวโน้มทำให้ปลามีลักษณะโกโนโปเดียมสั้น และมีหางใหญ่สูงขึ้น
6. ระดับของฮอร์โมนที่สูงเกินไป (เกินกว่า 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัม) อาจจะส่งผลให้ปลาที่ปรากฏโกโนโปเดียมปกติมีจำนวนปลาที่หางใหญ่ลดลงได้

7. ฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอท กระตุ้นให้ปลาหางนกยูงเกิดการเปลี่ยนแปลง ลักษณะทางเพศขั้นแรก (primary sexual characteristics) ได้โดยปลาหางนกยูงเพศผู้ทั้งที่มีลักษณะโกโนโปเดียมยาว และสั้น สามารถผลิตเซลล์อสุจิได้เหมือนกัน

8. ระดับความเข้มข้นของฮอร์โมนและระยะเวลาที่ให้ฮอร์โมนมีผลต่อระบบสืบพันธุ์ โดยที่ระดับความเข้มข้นฮอร์โมนที่ 50 มิลลิกรัมต่อกิโลกรัมนาน 10 วัน เป็นระดับเหมาะสมที่สุดที่ต่อความสมบูรณ์ของระบบสืบพันธุ์ หากให้ความเข้มข้นมากหรือนานขึ้นนั้นจะส่งผลให้การเจริญพันธุ์และการเจริญเติบโตลดลง

9. ระดับความเข้มข้นฮอร์โมนเทสโตสเตอโรน อันเดคาโนเอทที่สูงขึ้น และระยะเวลาที่นานขึ้นมีผลทำให้การเจริญเติบโตลดลง โดยเฉพาะอย่างยิ่งน้ำหนักตัวของปลา

10. แคนทาแซนทินที่ระดับความเข้มข้น 0, 50, 100 และ 150 ไม่มีผลต่อการเกิดสีที่ลำตัวปลา แต่มีผล ต่อการเกิดสีที่หางปลาในระดับความเข้มข้นของแคนทาแซนทิน 150 มก./กก. เมื่อเลี้ยงนาน 30 วัน ให้ผลดีที่สุด

11. ปลาหางนกยูงสายพันธุ์ Red platinum ที่ได้รับอาหารแคนทาแซนทิน จะมีหางสีส้ม

12. ระดับความเข้มข้นที่ให้แคนทาแซนทินไม่มีผลต่อการเจริญเติบโตและอัตราการรอดตาย

**ข้อเสนอแนะ**

1. นำปลาที่ผ่านการแปลงเพศเป็นเพศผู้แล้ว มาทำการผสมพันธุ์กับเพศเมียปกติ เพื่อตรวจสอบดูว่าสามารถสืบพันธุ์ต่อไปได้หรือไม่ โดยทำการศึกษาควบคู่ไปด้วยเพื่อเปรียบเทียบกับเพศผู้ปกติที่ไม่ได้ใช้ ฮอร์โมนในการแปลงเพศ

2. ควรทำการศึกษาอายุของลูกปลาที่เริ่มให้ฮอร์โมนถึงผลแตกต่างในการแปลงเพศเพื่อความสะดวกและง่ายต่อการจัดการ

3. การวัดหาปริมาณคาโรทีนอยด์โดยใช้ความยาวคลื่น 472 นาโนเมตรความยาวคลื่นเดียว จะวัดได้สีปลาเพียงสีเดียว ซึ่งจะบอกการเปลี่ยนแปลงสีปลาไม่ได้ ถ้าต้องการทราบองค์ประกอบของสีที่เกิดขึ้นในตัวปลา จำเป็นต้องวัดความยาวคลื่นในลักษณะสเปกตรัม ซึ่งสามารถนำไปใช้ในการตั้งสีมาตรฐานของปลาได้ และสามารถบอกได้ว่าสีเปลี่ยนโทนเป็นสีอื่น นอกเหนือจากสีที่เราสนใจ ควรมีการศึกษาเมทาบอลิซึมของคาโรทีนอยด์ในปลาชนิดนี้ เพื่อให้เข้าใจขบวนการเปลี่ยนแปลงและการสะสมสารสี และควรมีการวิเคราะห์สารสีด้วย HPLC เพื่อให้ได้รายละเอียดและปริมาณที่ถูกต้อง

# เอกสารอ้างอิง

จิรศักดิ์ ตั้งตรงไพโรจน์. 2540. ฮอร์โมนกับการเพาะเลี้ยงปลาสวยงาม. สัตว์น้ำ. 8(89) :109-114.

ชะลอ ลิ้มสุวรรณ, ปราณีกิจ สวัสดิ์ และสุปราณี ชินบุตร. 2530. เนื้อเยื่อของปลาดุกด้าน. คณะประมง มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์. 120-129 หน้า.

ดวงเดือน คงศักดิ์. 2527. ฮอร์โมนบำบัดและโรคของต่อมไร้ท่อทางสูตินรีเวช. คณะแพทย์ศาสตร์, โรงพยาบาลรามาธิบดี, กรุงเทพฯ. 145 หน้า.

นงนุช เลาหะวิสุทธิ์ และวันเพ็ญ มีกาญจน์. 2539. การเพาะพันธุ์ปลาหางนกยูง. ข่าวกรมประมง.ฝ่ายประชาสัมพันธ์ สำนักงานเลขานุการ, กรมประมง, กรุงเทพฯ, 4 หน้า.

บุญรัตน์ ประทุมชาติ และกำธร เลิศสำรวยพันธุ์. 2541. การใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนในการแปลงเพศปลาหางนกยูง. วารสารกรมประมง 51(6) :499-509.

บุญรัตน์ ประทุมชาติ และสมพล ทองขาว. 2542. การใช้ฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรนในการแปลงเพศปลานิล. วารสารกรมประมง 52(6) :544-552.

บุญรัตน์ ประทุมชาติ ชาติสยาม วงษ์บุญธรรม และ บัลลังก์ เนื่องแสง. 2544. การเปลี่ยนเพศปลาสอดหางดาบด้วยฮอร์โมนฟลูออกซีเมสเตอโรน. วารสารการประมง. 54 (3) :203-211

บริษัทออร์กานอล จำกัด. 2541. แอนดริออล ชนิดแคปซูล คู่มือการใช้ยาแอนดริออล ชนิดแคปซูล.

ประเสริฐ มีรัตน์. 2538. กายวิภาคศาสตร์และสรีรวิทยามนุษย์1. ภาควิชาวิทยาศาสตร์พื้นฐานการพยาบาลมหาวิทยาลัยบูรพา. 207 หน้า

ประมง, กรม. 2540. การทำธุรกิจปลาสวยงาม. สถาบันพัฒนาปลาสวยงามและพรรณไม้น้ำ, กรมประมง กรุงเทพฯ. 98 หน้า.

พรรณศรี จริโมภาส, ภาณุ เทวรัตน์มณีกุล, สุปราณี ชินบุตร และอนุสิน อินทร์ควร. 2538. การเปรียบเทียบประสิทธิภาพของฮอร์โมนเพศชายสองชนิดที่มีผลต่อการเปลี่ยนแปลงเพศปลานิลสีแดง. เอกสารวิชาการฉบับที่ 168. สถาบันวิจัยประมงน้ำจืด, กรมประมง, กรุงเทพฯ. 33 หน้า.

มานพ ตั้งตรงไพโรจน์, กำชัย ลาวัณยวุฒิ, สุจินต์ หนูขวัญ, และพรเลิศ จันทร์รัชกุล. 2531. การใช้ฟลูออกซีเมสเตอโรนในการเปลี่ยนแปลงเพศปลากัดจีน. วารสารการประมง 41(1) : 26-32.

มณฑิรา ตัณฑ์เกยูร. 2526. เภสัชวิทยาของฮอร์โมนและยาต้านฤทธิ์ฮอร์โมน.คณะแพทย์ศาสตร์, จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. 404 หน้า

วันเพ็ญ มีนกาญจน์ และ ศุภรัตน์ ฉัตรจริยเวศน์. 2542. สภาวะการเพาะเลี้ยงปลาหางนกยูง (*Poecilia reticulata*) ในจังหวัดราชบุรี. วารสารการประมง. 52 (1) : 19-29.

วารุณี เกียรติคุริยกุล. 2542. ฮอร์โมนเพศ : การประยุกต์ทางการแพทย์. ภาควิชาเคมีคลินิค, มหาวิทยาลัยมหิดล. กรุงเทพฯ. 160 หน้า

วีรพงศ์ วุฒิพันธุ์ชัย. 2536. การเพาะพันธุ์ปลา. ภาควิชาวาริชศาสตร์, คณะวิทยาศาสตร์, มหาวิทยาลัยบูรพา, 195 หน้า.

สุมนา ชมพูทวีป. 2541. เภสัชวิทยาของฮอร์โมน. ภาควิชาเภสัชวิทยา, จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. 203 หน้า.

ปัญญา โพฐิติรัตน์. 2531. เทคนิคการเลี้ยงและเพาะพันธุ์ปลาสวยงาม. สหวิทยาลัยรัตนโกสินทร์ จัทรเกษม, 364 หน้า

พบพร พรสมมนต์. 2542. ปริมาณแกลบกุ้งในสูตรอาหารที่มีผลต่อการเร่งสีในปลาหางนกยูง. ปัญหาพิเศษปริญญาวิทยาศาสตรบัณฑิต. ภาควิชาวาริชศาสตร์. มหาวิทยาลัยบูรพา, 44 หน้า

อะแควเรี่ยม. 2530. ปลาสอดแดงหรือปลาสอดหางดาบ. 2(15) : 53-54.

อุทัยรัตน์ ณ นคร. 2538. พันธุศาสตร์สัตว์น้ำ. มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์, นครปฐม. 25-26 หน้า.

Axelrod, R. H. and W. Vorderwinkler. 1968. Encyclopedia of tropic fishes. T.F.H. Publication, Jersey City, 800 pp.

Brush, A. H. 1981. Carotenoids as Colorants and Vitamin A Precursors. In Bauernfeind, J. C. (ed) Academic Press, New York, pp. 539 - 562.

Chang, C.F., Lau, E.L. and Lin, B.Y., 1995. Stimulation of Spermatogenesis or of Sex Reversal According to the Dose of Exogenous Estradiol-17 in Juvenile Male of Protandrous Black Porgy, *Acanthopagrous schlegeli*. Gen and Comp Endocrinol. 100(3) : 355-367

Choubert, G. and Heinrich, O. 1993. Carotenoid pigments of the green alga *Haematococus pluvialis* assay on rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, pigmentation in comparison with synthetic astaxanthin and canthaxanthin. Aquacul, 112: 217 – 226.

Choubert, G., Jr. and Luquet, P. 1983. Utilization of shimp meal for rainbow trout (*Salmogairdneri* Rich.) Pigmentation. Influence of fat content of the diet. Aquacul, 32: 19 – 26.

Choubert, G., Jr, 1979. Tentative utilization of spirulin algae as a source of carotenoid pigment for rainbow trout. Aquacul, 18: 134 – 143.

Dawes, J. A. 1986. The tropic fresh water Aquarium. Hamlyn Publishing, London, 160 pp.

Degani, G. 1985. The Influence of 17 $\alpha$ - methyltestosterone on body composition of eels (*Anguilla anguilla*, L.) Aquacul, 50 : 23-30

Frank, S. 1980. Aquarium fish. Octopus Book, London, 351 pp.

Foss, P. And Other. 1984. Caroteniods indiets for salmonids I : Pigmenttation of rainboe trout with the individiual optical isomer of asthaxanthin incomparison with canthaxanthin. Aquacul, 41 : 213-226 p.

Fox, D. L.Smith, V.E. and Wolfson, A. 1967. Experientia. 23, 965 – 967.

George, T. and T. J. Pandian. 1995. Aquaculture. Department of Genetics, Madurai, p. 81-91.

Migdalski, E.C. and G.S. Fichter 1976. Fishes of The World. Green wich House, New York, 315 pp.

Goodwin, T.W. 1984. Biochemistry of the Carotenoids. Vol. 2, Chapman and Hall, London, P. 224.

Guerrero, R.D. 1995. Use of androgens for the production of all-male *Tilapia aurea* (steindachner). Tran American Fish and Aquacul. 104 : 342-348

Jobling, M. 1995. Enviromental Biology of Fishes. Chapman and hall, London, 455 pp.

Johnstone, R., T.H. Simpson and Yongson, A.F. 1978. Sex reversal in salmonid culture. Aquacul. 13 : 115-134

Karlson, P. 1977. Kurzes Lehrbrch der Biochemie, 7th ed. Thieme Verlag, Stuttgart.

Latscha, Thierry. Nd. Department of Animal Natrition and Health. F.Hoffmann-La Roche Ltd. Basel,Switzerland.

Lau, E.L., Lin , B.Y., Lee, F.Y., Sun, L.T., Dufour, S. and Ghang, C.F. 1997. Stimulation of testicular function by exogenous testosterone function by exogenous testosterone in male protandrous black porgy, *Acanthopagrus schlegeli*. J of Fish Biol. 51, 327-333

Migdalski, E.C. and Fichter, G.S. 1976 Fishes of The World. Green Wich House, New York, 315 pp.

Moncriett, R. W. 1951. The chemical senses, Leonard Hill, London.

Muller, R.K., Bernhard, K., Mayer, H., Ruttimann, A., Vecchi, M. 1980. Helv. Chim. Acta 63, 1654.

Nagy, A., Bercscnyi M. and V. Csanyi. 1981. Sex reversal in carp *Cyprinus carpio* by oraladministration of methytestosterone. Can. J. Fish. Aquat. Sci. P. 21-39.

Ommanney, D. F. 1969. Fish. Silver Burdett Company, New Jersey, 199 pp.

Purdom, C.E. 1993. Control of sex ratio Genetics and Fish Breeding. Chapman and Hall, London, 277 pp.

Rankin, J.C. and Jensen, F.B. 1993. Fish Ecophysiol. Chapman and hall, London, 92-95

Reynolds, D. L., Gross M. R. and M. J. Coombs. 1993. "Environmental conditions and male morphology determine alternative mating behaviour in Trinidadaian Guppies." Animal Behaviour. The Association for the Study of Animal Behaviour. Toronto. p.145-152.

Simone, D.A., 1990. The effect of the synthetic steroid 17 α - methyltestosterone on the growth and organ morphology of the Channel cayfish (*Ictalurus punctatus*). Aquacul, 84 : 81-93

Sommer, T.T., D' Souza, F.M.L. and Morrissy, N.M., 1992. Pigmentation of adult rainbow trout, *Oncorhynchus* mykiss, using the green alga *Haematococcus pluvialis*. Aquacul, 106: 63 – 74.

Storebakken, T., Foss, P., Schiedt, K., Austreng, E., LiaaenJensen, S. and Manz, U., 1987. Carotenoids in diets for salmonids. IV. Pigmentation of Atlantic salmon with astaxanthin, astaxanthin dipalmitate and canthaxanthin. Aquacul, 65: 279 – 292.

Storebakken, T. and No, H. K. 1992. Pigmentation of rainbow trout. Aquacul, 100: 209 – 229.

Sower, S. A., Schreck C. B. and M. Evenson. 1983. Effects of steroids and antagonists on growth, gonadal development, and RNA/DNA in juvenile steelhead trout. Aquacul. P. 243-254.

Statistical, Analysis System (SAS). 1995. Statistic analysis system computer program, version 6 edition, SAS Institute, Inc, Cary, North Carolina.

Torrissin, O.J. 1984. Pigmentation of salmonids – effect of carotenoids in eggs and start – feeding dieton survival and growth rate. Aquacul, 43: 185 – 193.

Wheeler, A.1975. Fishes of the World. Macmillan Publishing, New York. 366 pp.

Whitney, L.F.1996. About Guppies. Laurel Lake Guppy Hatchery.(http://www.guppies.com/facts.shtm)

Wischnath, L.1993. Atlas of Livebearers of The World. T.F.H. Publications, U.S.A. 336 pp.

Yamamoto, T. 1958. Artificial inductional sex-reversal in genotypic females in the Medaka (*Oryzias Latipes*). J of Exp. Zool. 137 (2) : 227-264

190650

# กิตติกรรมประกาศ

ขอขอบพระคุณภาควิชาวาริชศาสตร์ และเจ้าหน้าที่ประจำภาควิชาวาริชศาสตร์ทุก ๆ ท่าน ที่ให้สถานที่และอุปกรณ์ อำนวยความสะดวกในการทำการทดลอง

ขอขอบคุณ คุณพีรยุทธ์ เทพสุนันท์ คุณรัชฎาภรณ์ บุญฤทธิ์ และคุณบุษรา อยู่ชื่น นิสิตภาควิชาวาริชศาสตร์ ที่ได้เป็นผู้ช่วยในโครงการวิจัยนี้

คณะผู้วิจัย
31 มกราคม 2547