



การแยกปลาอุกอุย (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) จากแหล่งธรรมชาติ  
และจากฟาร์มเลี้ยงโดยใช้ข้อมูลทางโภชนาการ

**Nutritional Discrimination of Wild and Farmed Broadhead Catfish  
(*Clarias macrocephalus* Günther, 1864)**

วิลาวรรณ หวันแอ

Wilawan Hwan-air

วิทยานิพนธ์นี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษาตามหลักสูตรปริญญา  
วิทยาศาสตรมหาบัณฑิต สาขาวิชานิติวิทยาศาสตร์  
มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์

**A Thesis Submitted in Partial Fulfillment of the Requirements for the  
Degree of Master of Science in Forensic Science**

**Prince of Songkla University**

2560

ลิขสิทธิ์ของมหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์

ชื่อวิทยานิพนธ์                      การแยกปลาคูกอูย (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) จากแหล่ง  
ธรรมชาติและจากฟาร์มเลี้ยงโดยใช้ข้อมูลทางโภชนาการ

ผู้เขียน                                      นางสาววิลาวรรณ หวันแอ

สาขาวิชา                                    นิติวิทยาศาสตร์

อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์หลัก

คณะกรรมการสอบ

.....  
(ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. การุณ ทองประจุแก้ว)

.....ประธานกรรมการ  
(ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. สมรักษ์ รอดเจริญ)

..... กรรมการ  
(ดร. เกรือวัลย์ ยุทธมัย)

.....กรรมการ  
(ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. การุณ ทองประจุแก้ว)

บัณฑิตวิทยาลัย มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ อนุมัติให้นับวิทยานิพนธ์ฉบับนี้เป็นส่วน  
หนึ่งของการศึกษา ตามหลักสูตรปริญญาวิทยาศาสตรมหาบัณฑิต สาขานิติวิทยาศาสตร์

.....  
(รองศาสตราจารย์ ดร. ดำรงค์ดี ฟ้ารุ่งแสง)

คณบดีบัณฑิตวิทยาลัย

ขอรับรองว่า ผลงานวิจัยนี้มาจากการศึกษาวิจัยของนักศึกษาเอง และได้แสดงความขอบคุณบุคคลที่มีส่วนช่วยเหลือแล้ว

ลงชื่อ.....

(ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. การุณ ทองประจักษ์แก้ว)

อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์

ลงชื่อ.....

(นางสาววิไลวรรณ หวันแอ)

นักศึกษา

(4)

ข้าพเจ้าขอรับรองว่า ผลงานวิจัยนี้ไม่เคยเป็นส่วนหนึ่งในการอนุมัติปริญญาในระดับใดมาก่อน  
และไม่ได้ถูกใช้ในการยื่นขออนุมัติปริญญาในขณะนี้

ลงชื่อ.....

(นางสาววิลาวรรณ หวันแอ)

นักศึกษา

|                 |  |
|-----------------|--|
| ชื่อวิทยานิพนธ์ | การแยกปลาอุกอุย ( <i>Clarias macrocephalus</i> Günther, 1864) จากแหล่งธรรมชาติและจากฟาร์มเลี้ยงโดยใช้ข้อมูลทางโภชนาการ |
| ผู้เขียน        | นางสาววิลาวรรณ หวันแอ  |
| สาขาวิชา        | นิติวิทยาศาสตร์  |
| ปีการศึกษา      | 2560   |

### บทคัดย่อ

องค์ประกอบทางโภชนาการของปลาจากฟาร์มและปลาจากธรรมชาติโดยทั่วไปมีความแตกต่างกัน การศึกษาครั้งนี้ได้นำตัวอย่างปลาอุกอุย (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) ตัวเต็มวัยจากธรรมชาติและจากฟาร์มเลี้ยงมาศึกษาลักษณะต่างๆ ได้แก่ สัตถฐานวิทยา คัชนี ของอวัยวะย่อยอาหาร และคุณภาพของเนื้อ ผลการศึกษาพบว่าสัตถฐานวิทยา (ความยาวลำตัวมาตรฐาน ความลึกของลำตัว ความกว้างของตา ความสูงของครีบ และความยาวของหนวด) และคัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร (คัชนีของลำไส้ต่อน้ำหนักตัว คัชนีของอวัยวะย่อยอาหารต่อน้ำหนักตัว คัชนีไขมันในช่องท้อง และกิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร ได้แก่ เปปซิน และไลเปส) มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ( $P < 0.05$ ) การเปลี่ยนแปลงสมบัติเชิงความร้อนของโปรตีน (ชาร์โคพลาสมิกโปรตีน และเอนทัลปีของไมโอซิน) และรูปแบบของกรดไขมัน (กรดลิโนเลอิก กรดอะราคิดิก และกรดลิโนซีริก ผลรวมกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป และผลรวมโอเมก้า 6) และองค์ประกอบของแร่ธาตุ (ทองแดง และตะกั่ว) มีประสิทธิภาพในการระบุแหล่งที่มาของปลาได้ ในขณะที่องค์ประกอบทางเคมีของซากไม่มีความแตกต่างกัน ข้อมูลที่ได้จากการศึกษาครั้งนี้จึงสามารถใช้เป็นแนวทางหนึ่งในการประยุกต์ใช้ในงานนิติวิทยาศาสตร์ ในกรณีที่มีการแอบอ้างแหล่งที่มาของปลาอุกอุย และอาจช่วยอนุรักษ์ปลาชนิดนี้จากการถูกคุกคามจากปลาอุกอุยลูกผสม อีกทั้งยังสามารถใช้เป็นข้อมูลทางโภชนาการเบื้องต้นในการตัดสินใจของผู้บริโภค

|                      |  |
|----------------------|--|
| <b>Thesis Title</b>  | Nutritional Discrimination of Wild and Farmed Broadhead Catfish<br>( <i>Clarias macrocephalus</i> Günther, 1864) |
| <b>Author</b>        | Ms. Wilawan Whan-air   |
| <b>Major Program</b> | Forensic Science   |
| <b>Academic Year</b> | 2017   |

### ABSTRACT

Wild and farmed fish generally differ in their nutritional composition. In this study, adult wild and farmed broadhead catfish (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) were collected and were assessed for various characteristics, namely morphometrics, digestive indexes, and flesh quality. The morphometrics (standard length, body depth, eye width, fin height and tentacle length) and the digestive indexes (intestinosomatic index, digestosomatic index, perivisceral fat index and activities of pepsin and lipase) differed significantly between the groups ( $P < 0.05$ ) and can be used to distinguish wild fish from farmed fish. The thermal transition characteristics of sarcoplasmic proteins, as well as myosin denaturation enthalpy, fatty acid profiles (C18: 2n6, C20: 0, C22: 1n9, C24: 0,  $\Sigma$ polyunsaturated fatty acids, and  $\Sigma n-6$ ) and mineral compositions (Cu and Pb) also exhibited potential to enable calls about the fish origin. The proximate chemical composition of whole body did not differ between the two fish populations. Our findings suggest bioindicators that can be used to identify the origin of fish for forensic purposes, of for conservation biology of this near threatened species. The new nutritional information may be of interest to marketing and consumers.

## กิตติกรรมประกาศ

ผู้วิจัยขอขอบพระคุณ ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. การุณ ทองประจุแก้ว อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ที่คอยให้คำปรึกษา คำแนะนำ และให้ความช่วยเหลือในการศึกษาค้นคว้าและทำงานวิจัย และขอขอบพระคุณ ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. สมรภัฏ รอดเจริญ และ ดร. เครือวัลย์ ยุนรัมย์ ที่สละเวลามาเป็นประธานและกรรมการในการสอบป้องกันวิทยานิพนธ์ รวมทั้งเสนอแนะแนวทางการเขียนเพื่อให้วิทยานิพนธ์มีความสมบูรณ์ยิ่งขึ้น

ผู้วิจัยขอขอบพระคุณบัณฑิตวิทยาลัยที่สนับสนุนทุนอุดหนุนวิจัย และขอบคุณ ทุนสนับสนุนการศึกษาปริญญาตรี-โท คณะวิทยาศาสตร์ (เลขที่สัญญา 1-2557-02-005) ที่ช่วยสนับสนุนค่าธรรมเนียมการศึกษา และเงินสนับสนุนค่าใช้จ่ายตลอดระยะเวลาที่ศึกษา

ผู้วิจัยขอขอบคุณภาควิชาวิทยาศาสตร์ประยุกต์ คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ที่ให้ความอนุเคราะห์อุปกรณ์ เครื่องมือ และสารเคมีที่ใช้ในการวิจัย ขอขอบคุณศูนย์เครื่องมือวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ที่ให้ความอนุเคราะห์ในการใช้ คิวบิกเพอเรนเซียลสแกนนิ่งแคลอริมิเตอร์ และแก๊สโครมาโทกราฟี และขอขอบคุณหน่วย เครื่องมือกลาง คณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ที่ให้ความอนุเคราะห์ ในการใช้อินดักทีฟลีทไฟลเพลสมา อิมิตชัน สเปคโตรมิเตอร์

ขอบคุณสมาชิกในครอบครัวที่ให้กำลังใจ และขอบคุณนักศึกษาปริญญาโทสาขาวิชานิติวิทยาศาสตร์ทุกคนที่ให้ความช่วยเหลือและให้กำลังใจตลอดระยะเวลาที่ทำการศึกษา

วิลาวรรณ หวันแอ

## สารบัญ

|  | หน้า      |
|--|-----------|
| บทคัดย่อ (ภาษาไทย)                       | (5)       |
| บทคัดย่อ (ภาษาอังกฤษ)                    | (6)       |
| กิตติกรรมประกาศ                          | (7)       |
| สารบัญ                                   | (8)       |
| รายการตาราง                              | (10)      |
| รายการภาพประกอบ                          | (11)      |
| สัญลักษณ์คำย่อและตัวย่อ                  | (12)      |
| <b>บทที่ 1 บทนำ</b>                      | <b>1</b>  |
| 1. บทนำตั้งเรื่อง                        | 1         |
| 2. การตรวจเอกสาร                         | 3         |
| 3. วัตถุประสงค์                          | 14        |
| <b>บทที่ 2 วิธีการวิจัย</b>              | <b>15</b> |
| 1. การเก็บตัวอย่างปลา                    | 15        |
| 2. การวัดขนาด                            | 15        |
| 3. การศึกษาดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร       | 16        |
| 4. การศึกษากิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร    | 17        |
| 5. การศึกษาคุณภาพของแอกตินและไมโอซิน     | 19        |
| 6. การศึกษารูปแบบของกรดไขมัน             | 19        |
| 7. การศึกษาองค์ประกอบของแร่ธาตุ          | 20        |
| 8. การวิเคราะห์องค์ประกอบของซาก          | 20        |
| 9. การวิเคราะห์ข้อมูลทางสถิติและการคำนวณ | 22        |
| <b>บทที่ 3 ผลการศึกษา</b>                | <b>23</b> |
| 1. การวัดขนาด                            | 23        |
| 2. ดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร               | 23        |
| 3. กิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร            | 23        |
| 4. คุณสมบัติเชิงความร้อน                 | 25        |
| 5. รูปแบบของกรดไขมัน                     | 27        |



## สารบัญ (ต่อ)

|  | หน้า |
|--|------|
| 6. องค์ประกอบของแร่ธาตุ                | 29   |
| 7. องค์ประกอบของซาก                    | 30   |
| บทที่ 4 บทวิจารณ์                      | 31   |
| บทที่ 5 บทสรุปและข้อเสนอแนะ            | 36   |
| บรรณานุกรม                             | 38   |
| ภาคผนวก (ต้นฉบับสำหรับตีพิมพ์ในวารสาร) | 49   |
| ประวัติผู้เขียน                        | 82   |

## รายการตาราง

|   | หน้า |
|---|------|
| ตารางที่ 1 แร่ธาตุที่ใช้ศึกษาเพื่อแยกปลาจากแหล่งธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม                                    | (12) |
| ตารางที่ 2 การวัดขนาดปลาจากธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม   | (24) |
| ตารางที่ 3 ดัชนีของอวัยวะภายในและกิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์ย่อยอาหาร<br>ในปลาจากธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม       | (25) |
| ตารางที่ 4 คุณสมบัติเชิงความร้อนของโปรตีนในกล้ามเนื้อปลาจากธรรมชาติ<br>และจากฟาร์มข้อมูลแสดงเป็นค่าเฉลี่ย | (26) |
| ตารางที่ 5 รูปแบบของกรดไขมัน (กรัมต่อกิโลกรัม น้ำหนักแห้ง) ของปลาจาก<br>จากธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม         | (28) |
| ตารางที่ 6 องค์ประกอบของแร่ธาตุ (น้ำหนักเปียก) ของปลาจากธรรมชาติและ<br>และปลาจากฟาร์ม                     | (29) |
| ตารางที่ 7 องค์ประกอบของซาก (กรัมต่อกิโลกรัม น้ำหนักเปียก) ของปลาจาก<br>จากธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม         | (30) |

## รายการภาพประกอบ

|  | หน้า |
|--|------|
| ภาพที่ 1 สัณฐานวิทยาของปลาอุกอุยตัวเต็มวัย   | (4)  |
| ภาพที่ 2 การวัดขนาดของปลาอุกอุย  | (16) |
| ภาพที่ 3 เอนทาลปีในการเสียดสภาพของโปรตีน (จุลต่อกรัม) ของไมโอซิน แอกติน และแอกตินต่อไมโอซินของปลาอุกอุยจากธรรมชาติและปลาอุกอุยจากฟาร์ม<br>ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย $\pm$ ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 30$ )<br>ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้ $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05 | (27) |

### สัญลักษณ์คำย่อและตัวย่อ

|                         |   |  |
|-------------------------|---|--|
| BAPNA                   | = | Benzoyl- <i>L</i> -Arg- <i>p</i> -nitroanilide                     |
| BSA                     | = | Bovine serum albumin   |
| CF                      | = | Conversion factor  |
| <i>C. gariepinus</i>    | = | <i>Clarias gariepinus</i>  |
| <i>C. macrocephalus</i> | = | <i>Clarias macrocephalus</i>                                       |
| CRD                     | = | Completely randomized design                                       |
| DHA                     | = | Docosahexaenoic acid   |
| DSC                     | = | Differential scanning calorimeter                                  |
| DSI                     | = | Digestosomatic index   |
| EPA                     | = | Eicosapentaenoic acid  |
| $\Delta H$              | = | Denaturation enthalpy  |
| HIS                     | = | Hepatosomatic index  |
| ICP-OES                 | = | Inductively couple plasma-optical emission spectrometer            |
| ISI                     | = | Intestosomatic index   |
| MUFA                    | = | Monounsaturated fatty acid   |
| PCR-RFLP                | = | Polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism |
| PUFA                    | = | Polyunsaturated fatty acid   |
| SAPNA                   | = | <i>N</i> -succinyl-Ala-Ala-Pro-Phe- <i>p</i> -nitroanilide         |
| SFA                     | = | Saturated fatty acid   |
| SP                      | = | Sarcoplasmic   |
| SPSS                    | = | Statistical Package for the Social Science                         |
| SSI                     | = | Stomasomatic index   |
| $T_c$                   | = | Conclusion temperature   |
| $T_d$                   | = | Denaturation temperature   |
| $T_o$                   | = | Onset temperature  |
| USFA                    | = | Unsaturated fatty acids  |
| cm                      | = | Centimeter   |

|       |   |                  |
|-------|---|------------------|
| $g$   | = | Gram             |
| $kg$  | = | Kilogram         |
| $mg$  | = | Milligram        |
| $n$   | = | Number of sample |
| $n-3$ | = | Omega-3          |
| $n-6$ | = | Omega-6          |

## บทที่ 1

### บทนำ

#### 1. บทนำต้นเรื่อง

การทำประมงปลาในสกุล *Clarias* ทั่วโลกมีมากกว่า 660,000 ตันต่อปี คิดเป็นมูลค่าทางเศรษฐกิจมากกว่า 970 ล้านดอลลาร์สหรัฐ (FAO, 2015) ปลาคูกอูย (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) เป็นปลาน้ำจืดเศรษฐกิจที่พบกระจายทั่วทุกภูมิภาคของประเทศไทยและประเทศแถบเอเชียตะวันออกเฉียงใต้ เช่น ลาว เวียดนาม และมาเลเซีย (Vidthayanon and Allen, 2013) การเพาะเลี้ยงปลาคูกอูยในประเทศไทยมีแนวโน้มเพิ่มสูงขึ้นเนื่องจากเป็นปลาที่โตเร็วและทนทานต่อโรค อีกทั้งเป็นปลาที่นิยมบริโภคเนื่องจากเนื้อนุ่ม อ่อนนุ่ม และมีสีเหลืองน่ายรับประทาน เนื้อปลาคูกอูยไม่เพียงบริโภคภายในประเทศเท่านั้น แต่ยังมีคำสั่งออกไปขายสู่ตลาดต่างประเทศ เช่น สหรัฐอเมริกา ยุโรป ญี่ปุ่น สิงคโปร์ และมาเลเซีย จึงนับว่าเป็นปลาเศรษฐกิจที่สร้างงานและรายได้ให้กับประเทศค่อนข้างมาก จำนวนประชากรของปลาชนิดนี้ลดลง เนื่องจากการสูญเสียที่อยู่อาศัยและการประมง และยังคงถูกคุกคามโดยปลาลูกผสมที่ได้จากการผสมปลาคูกแอฟริกัน (*C. gariepinus*) เพศผู้ กับปลาคูกอูย (*C. macrocephalus*) เพศเมีย ซึ่งทำให้เกิดอินโทรเกรสชัน (introgression) ทางพันธุกรรมที่อาจนำไปสู่การสูญพันธุ์ของสปีชีส์ (species) ดังนั้น การระบุแหล่งที่มาของปลาคูกอูยจึงเป็นสิ่งสำคัญสำหรับการอนุรักษ์ปลาชนิดนี้

ปัจจุบันการลักลอบทดแทนและปลอมปนปลาที่มีราคาสูงด้วยปลาที่มีราคาต่ำกว่ามีแนวโน้มเพิ่มมากขึ้น เช่น การลักลอบทดแทนปลาโซลี (*Solea solea*) ด้วยปลาในวงศ์ปลาสาวย ปลา Senegalese tongue sole (*Cynoglossus senegalensis*) หรือปลาโซลีโปรตุเกส (*Synaptura lusitanica*) (Kappel and Schröder, 2016) เทคนิคที่ใช้แยกชนิดของปลาเพื่อแก้ปัญหาดังกล่าวในงานด้านนิติวิทยาศาสตร์ ได้แก่ การใช้ไอโซอิเล็กทริกโฟกัสซิง (isoelectric focusing) เพื่อตรวจสอบซาร์โคพลาสมิกโปรตีน (Rehbein, 2008) และ การใช้เทคนิค Polymerase Chain Reaction-Restriction Fragment Length Polymorphism (PCR-RFLP) กับไมโทคอนเดรียลดีเอ็นเอ (Wolf *et al.*, 2000) เป็นต้น นอกจากนี้ในสัตว์ชนิดอื่นยังมีการใช้กล้องจุลทรรศน์แบบใช้แสง (light microscope) และกล้องจุลทรรศน์อิเล็กตรอนแบบส่องกราด (scanning electron microscope) ในการระบุชนิดของซ้างและฮิปโปจากขนหาง (Yates *et al.*, 2010) อย่างไรก็ตาม เทคนิคดังกล่าวมีข้อจำกัด เนื่องจากไม่สามารถแยกสิ่งมีชีวิตชนิดเดียวกันแต่ต่างแหล่งที่มาได้

เทคนิคที่สามารถใช้แยกความแตกต่างของสัตว์ชนิดเดียวกันระหว่างแหล่งที่มาจากธรรมชาติและสัตว์ที่เลี้ยงในฟาร์ม เช่น การวัดขนาด (morphometric measurements) (Arechavala-Lopez *et al.*, 2012) การวัดความยาวของกระดูกขาหลัง (hindlimb) และความหนาแน่นของกระดูกต้นขา (femur bone) ในกบ (*Rana dybowskii*) (Xia *et al.*, 2011; Yang *et al.*, 2011) การใช้ดัชนีของกระดูกต้นขาในมิงค์ (*Mustela vison*) (Zhou *et al.*, 2015) ดัชนีของหัว (cephalic index) ในปลากระพงขาวยุโรป (*Dicentrarchus labrax*) และสัดส่วนของร่างกาย (body proportions) ในปลาวงศ์ปลาจาน (*Sparus aurata*) เช่น ความยาวมาตรฐานต่อความยาวลำตัวทั้งหมด และความกว้างของตาต่อความยาวของหัว (Arechavala-Lopez *et al.*, 2012) ขนาดของครีบหลัง (dorsal fin size) และความยาวของขากรรไกรล่าง (length of lower jaw) ในปลาคอดแอตแลนติก (*Gadus morhua*) (Uglem *et al.*, 2011) และใช้ค่าความสัมพันธ์ระหว่างความยาวกับน้ำหนัก (length-weight relationship) ในปลาดุกแอฟริกัน (Fagbuaro *et al.*, 2015) เป็นต้น

การศึกษาในปลาโคโฮแซลมอน (*Oncorhynchus kisutch*) ยังพบว่าสามารถใช้กิจกรรมของเอนไซม์ย่อยโปรตีนแยกความแตกต่างระหว่างปลาที่มีโครมาโซมเป็นดิพลอยด์ ( $2n$ ) กับปลาที่ผ่านการตัดแปลงพันธุกรรมให้มีสภาพเป็นทริพลอยด์ได้ ( $3n$ ) (Blair *et al.*, 2002) นอกจากนี้ยังมีการตรวจสอบการเปลี่ยนแปลงองค์ประกอบทางโภชนาการ ประชาสัมพันธ์ คุณสมบัติทางเคมีกายภาพของปลาระหว่างปลาที่มาจากธรรมชาติหรือจากการเพาะเลี้ยงในฟาร์ม (González *et al.*, 2006; Johnston *et al.*, 2006; Jensen *et al.*, 2013; O'Neill *et al.*, 2015; Claret *et al.*, 2016; Rincón *et al.*, 2016)

การศึกษาการเปลี่ยนแปลงสมบัติเชิงความร้อนของโปรตีนในกล้ามเนื้อ (แอกติน และ ไมโอซิน) โดยใช้ดิฟเฟอเรนเชียลสแกนนิ่งแคลอริมิเตอร์ (differential scanning calorimeter: DSC) ในปลาวงศ์ปลาจานพบว่า ความเครียดในการฆ่าและสภาวะการเก็บรักษาตัวอย่างภายหลังการตายแตกต่างกัน มีผลต่อการเปลี่ยนแปลงเอนทัลปีในการเสียดสภาพของโปรตีนทั้งหมด (total denaturation enthalpy) การเสียดสภาพของแอกติน (actin denaturation) และไมโอซิน (myosin denaturation) และเอนทัลปีการเสียดสภาพของแอกตินต่อไมโอซิน (actin/myosin denaturation enthalpy) (Matos *et al.*, 2011) นอกจากนี้การใช้แร่ธาตุ (Thresher, 1999; Campana *et al.*, 2000) และกรดไขมันในไขปลาเตอร์เจียน (DePeters *et al.*, 2013) และในเนื้อปลากะพงขาว (Orban *et al.*, 2002) ซึ่งมีเอกลักษณ์เฉพาะตัวก็สามารถใช้ในการระบุประชากรได้ (González *et al.*, 2006; Lenas *et al.*, 2011; DePeters *et al.*, 2013; Rincón *et al.*, 2016) หรือการใช้อัตราส่วนของไอโซโทปและกรดไขมันเพื่อแยกความแตกต่างในกรณีของแมวน้ำน้ำจืดและแมวน้ำทะเล (*Phoca vitulina*) (Smith *et al.*, 1996) ดังนั้น การวัดขนาด กิจกรรมของเอนไซม์ รวมทั้งการใช้องค์ประกอบของ

กรดไขมัน และแร่ธาตุ จึงอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาดุกอูยในแหล่งธรรมชาติและปลาดุกอูยที่เลี้ยงในฟาร์มได้ ข้อมูลที่ได้จากการศึกษานี้จึงคาดว่าจะสามารถใช้เป็นแนวทางหนึ่งในการประยุกต์ใช้ในงานนิเวศวิทยาศาสตร์ ในกรณีที่มีการแอบอ้างแหล่งที่มาของปลาดุกอูย อีกทั้งยังสามารถใช้เป็นข้อมูลทางโภชนาการเบื้องต้นในการตัดสินใจของผู้บริโภค หรือใช้เป็นกรณีศึกษาเบื้องต้นสำหรับสิ่งมีชีวิตชนิดอื่นต่อไป

## 2. การตรวจเอกสาร

เอกสารและงานวิจัยที่เกี่ยวข้องกับวิทยานิพนธ์ประกอบด้วย ชีวิตวิทยาของปลาดุกอูย ระบบย่อยอาหาร และคุณภาพของกล้ามเนื้อปลา ซึ่งมีรายละเอียดดังต่อไปนี้

### 2.1 ชีวิตวิทยาของปลาดุกอูย

ปลาดุกอูย (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) เป็นปลาน้ำจืดที่อาศัยอยู่ในบึงและหนองน้ำ พบได้ในพื้นที่แถบแอฟริกาและเอเชีย เป็นปลาที่โตเร็วและทนทานต่อโรค และจัดเป็นปลาที่มีความสำคัญทางเศรษฐกิจของประเทศไทย เนื่องจากสามารถสร้างงานและรายได้ให้กับประเทศค่อนข้างมาก (Na-Nakorn *et al.*, 2004) ลำดับทางอนุกรมวิธานของปลาดุกอูยจำแนกได้ดังนี้

Kingdom Animalia

Phylum Chordata

Class Actinopterygii

Order Siluriformes

Family Clariidae

Genus *Clarias*

Species *C. macrocephalus*





ภาพที่ 1 ลักษณะวิทยาของปลาคูกอุยตัวเต็มวัย

ปลาคูกในสกุล *Clarias* เป็นปลาที่ไม่มีเกล็ด มีหนวด 4 คู่ ลำตัวยาว หัวแบน แผ่นกระดูกท้ายทอยมีปลายมนฐานกว้าง แผ่นกระดูกหัวมีผิวเรียบ ครีบอกมีก้านครีบแข็งขนาดใหญ่ 1 ก้าน ครีบหลังและครีบก้นยาวจรดท้ายลำตัว แต่ไม่ต่อกันกับฐานครีบหาง มีครีบหลังสูงกว่าปลาทั่วไปมาก ลำตัวมีสีเทาดำปนเหลือง ด้านท้องสีขาว บางตัวมีจุดสีขาวเล็กๆ ประอยู่ตลอดลำตัวส่วนบน (ภาพที่ 1) สามารถเคลื่อนที่บนบกได้เป็นระยะทางสั้นๆ หนวดเปลี่ยนแปลงมาจากผิวหนังชั้นนอก ลักษณะเนื้อนุ่มๆ ช่วยในการสัมผัสหาอาหาร จึงสามารถอยู่ในน้ำขุ่นได้ดี แบ่งเป็นหนวดที่ขากรรไกรบน (maxillary barbel) ส่วนใหญ่จะยาวกว่าหนวดอื่นๆ หนวดที่ขากรรไกรล่าง และหนวดที่จมูก การเคลื่อนที่ส่วนมากจะใช้ครีบและลำตัวช่วย (พิชยา, 2555) ตัวเต็มวัยมีขนาดใหญ่ที่สุดประมาณ 30 เซนติเมตร ปลาคูกอุยมีรูปร่างลักษณะคล้ายปลาคูกด้าน (*C. batrachus*) เนื่องจากอยู่ในสกุลเดียวกัน ความแตกต่างที่ชัดเจน คือ ปลาคูกด้านมีกระดูกท้ายทอยยื่นแหลมออกไป ลักษณะคล้ายรูปสามเหลี่ยม รูปร่างจะค่อนข้างเรียวย ส่วนหางค่อนข้างแบน สำหรับปลาคูกอุยจะมีกระดูกที่ท้ายทอยโค้งมน และลำตัวสั้นป้อมกว่า ส่วนสีของลำตัวนั้น ปลาคูกด้านจะมีสีเทาปนดำ และส่วนท้องมีสีขาว ขณะที่ปลาคูกอุยจะมีสีดำปนเหลือง มีจุดเล็กๆ สีขาวเป็นแถวขวงลำตัวหลายแถวหรืออาจจะมองเห็นเป็นจุดประสีขาวตามลำตัว (สัมฤทธิ์, 2543)

ปลาคูกอูยอาศัยในแหล่งน้ำจืด ตามคูคลอง หนอง บึง แม่น้ำ ท้องทุ่ง ท้องนา พบทั้งในแหล่งน้ำนิ่งและแม่น้ำ การแยกเพศปลาคูกอูยจากลักษณะทางสัณฐานวิทยาจะกระทำได้ยากถ้าอยู่นอกฤดูผสมพันธุ์ เนื่องจากลักษณะอวัยวะสืบพันธุ์แตกต่างกันน้อย โดยปลาเพศเมียจะมีอวัยวะเป็นติ่งเนื้อยื่นยื่นบริเวณใต้ทวารหนัก ส่วนเพศผู้จะมีอวัยวะสืบพันธุ์ยาวเรียว ในช่วงฤดูผสมพันธุ์อาจบอกลักษณะแตกต่างกันได้จากบริเวณลำตัวของปลา โดยปลาคูกอูยเพศเมียจะมีส่วนท้องป่องออกมาทั้งสองข้างเมื่อมองดูจากด้านบน ส่วนปลาเพศผู้จะมีลำตัวเรียวยาว ท้องไม่ป่องเหมือนปลาเพศเมีย (วีรพงศ์, 2536) ในช่วงฤดูผสมพันธุ์ เมื่อปลาคูกอูยพร้อมที่จะจับคู่ ปลาเพศเมียจะขุดหลุมหรือโพรงในดิน ได้ระดับน้ำประมาณ 20–30 เซนติเมตร เพื่อใช้เป็นที่ผสมพันธุ์ และวางไข่ที่มีสีเหลืองอมน้ำตาลในช่วงฤดูฝนระหว่างเดือนพฤษภาคมถึงพฤศจิกายน ไข่จะเกาะติดอยู่กับพื้นก้นหลุมหรือโพรง ซึ่งจะใช้เวลาประมาณ 24 ชั่วโมง ไข่ก็จะฟักเป็นลูกปลาวัยอ่อน

การเลี้ยงปลาคูกอูยมีกระจายทั่วภูมิภาคของประเทศไทย ซึ่งนิยมเลี้ยงในบ่อปูนและบ่อพลาสติก โดยจะมีการอนุบาลลูกปลาในบ่อดินซึ่งมีอาหารตามธรรมชาติหลายชนิดทำให้เจริญเติบโตได้เร็วขึ้น และจะเน้นให้อาหารเวลากลางคืน เนื่องจากเป็นสัตว์หากินตอนกลางคืน ช่วงระยะเวลาในการอนุบาลลูกปลาเป็นช่วงฤดูร้อน จะทำให้เติบโตเร็วและกินอาหารได้มากขึ้น แต่หากเป็นช่วงฤดูฝนลูกปลาคูกอูยจะโตช้า อ่อนแอ และเป็นโรคนง่าย ซึ่งจะใช้เวลาในการเลี้ยงประมาณ 8–10 เดือน และเกษตรกรมีการเลี้ยงปลาคูกอูยร่วมกับปลาชนิดอื่น เช่น ปลาช่อน ปลาสรวย ปลานิล และปลาสลิด (ศูนย์วิจัยและพัฒนาประมงน้ำจืดเขต 5, 2560)

## 2.2 ระบบย่อยอาหาร

### 2.2.1 อาหารและระบบย่อยอาหาร

ปลาคูกอูยเป็นปลาที่กินเหยื่อเป็นอาหารจึงทำให้มีกระเพาะขนาดใหญ่เพื่อเพิ่มพื้นที่จุอาหารให้มากขึ้น (Smith, 1989) อาหารของปลาคูกอูยได้แก่ พืชน้ำขนาดเล็ก กุ้ง สัตว์หน้าดินขนาดเล็ก อินทรีย์สาร (สัมฤทธิ์, 2543; ศูนย์วิจัยและพัฒนาประมงน้ำจืดพิษณุโลก, 2549) อาหารสำเร็จรูปที่เหมาะสมในการเลี้ยงปลาคูกอูยมีองค์ประกอบของโปรตีน คาร์โบไฮเดรต และลิพิดประมาณ 34, 27 และ 8 เปอร์เซ็นต์ ตามลำดับ (Jafri, 1998) ปลาคูกอูยจะกินเนื้อมากกว่ากินพืชทำให้มีลำไส้สั้น และกระเพาะอาหารเป็นถุง เนื่องจากกระเพาะอาหารจะย่อยโปรตีนได้ดี จึงทำให้มีความเป็นกรดสูง (พิชยา, 2555) ระบบย่อยอาหารของปลาคูกประกอบด้วยอวัยวะสำคัญเช่นเดียวกับปลาชนิดอื่น ได้แก่ ท่อทางเดินอาหาร (digestive tract) และอวัยวะช่วยย่อยอาหาร (accessory

gland) ได้แก่ ตับ ตับอ่อน และถุงน้ำดี การศึกษาระบบย่อยอาหารของปลาทำให้ทราบถึงพฤติกรรม การกินอาหาร ประสิทธิภาพการย่อยอาหาร สรีรวิทยาทางโภชนาการ และช่วยแก้ไขปัญหาด้าน โภชนาการของปลาได้ (Furné *et al.*, 2005) สัตว์มีกระดูกสันหลังส่วนใหญ่มีท่อทางเดินอาหาร ประกอบด้วยปาก (mouth) หลอดอาหาร (esophagus) กระเพาะอาหาร (stomach) ลำไส้ (intestine) และไส้ตรง (rectum) โดยปลาวัยอ่อนที่เพิ่งฟักออกจากไข่จะมีระบบท่อทางเดินอาหารที่ไม่สมบูรณ์ แต่เมื่อมีอายุมากขึ้นจะมีพัฒนาการท่อทางเดินอาหารที่สมบูรณ์ และมีเอนไซม์ทำหน้าที่ย่อยอาหาร

### 2.2.2 เอนไซม์ย่อยอาหาร (digestive enzyme)

การย่อยอาหารเป็นกระบวนการที่อาหารถูกย่อยให้มีขนาดเล็กลงเพื่อดูดซึมผ่านผนัง ทางเดินอาหารเข้าไปในกระแสเลือด โดยโปรตีนจะถูกย่อยเป็นกรดอะมิโน ไขมันจะถูกย่อยเป็น กรดไขมันและกลีเซอรอล และคาร์โบไฮเดรตถูกย่อยเป็นน้ำตาล เอนไซม์สำคัญทำหน้าที่ในการ ย่อยสารชีวโมเลกุลที่เป็นแหล่งพลังงานได้แก่ เอนไซม์ย่อยโปรตีน (protein-digesting enzymes) เอนไซม์ย่อยไขมัน (lipid-digesting enzymes) และเอนไซม์ย่อยคาร์โบไฮเดรต (carbohydrate-digesting enzymes) ซึ่งเอนไซม์จะมีความทำงานและประสิทธิภาพแตกต่างกันในปลาแต่ละชนิด (Nayak *et al.*, 2003) เอนไซม์ย่อยโปรตีนพบได้ทั้งในกระเพาะอาหารและลำไส้ เอนไซม์ที่พบใน ลำไส้มีอยู่หลายชนิด ส่วนใหญ่หลังจากผนังลำไส้และตับอ่อน และส่วนน้อยมาจากการหลั่งของตับ ม้าม ถุงน้ำดี และเนื้อเยื่อเกี่ยวพันบริเวณลำไส้ เอนไซม์ย่อยโปรตีนที่สำคัญในกระเพาะอาหาร ได้แก่ เปปซิน (pepsin) ซึ่งสามารถย่อยโปรตีนได้ดีในสภาวะที่เป็นกรด โดยปลากินเนื้อจะมี กิจกรรมของเอนไซม์สูงกว่าปลากินพืช (วีรพงศ์, 2536; Hofer and Schiemer, 1981) ส่วนเอนไซม์ ที่สำคัญในลำไส้ ได้แก่ ทริปซิน (trypsin) และไคโมทริปซิน (chymotrypsin) ซึ่งทำงานได้ดีใน สภาวะที่เป็นกลางถึงเบสอ่อน (Bougatef, 2013) การศึกษาในปลา Ballan wrasse (*labrus bergylta*) ที่ให้อาหารแตกต่างกันพบว่ามีการแสดงออกของยีนในการผลิตเอนไซม์ทริปซินที่ต่างกันด้วย (Hansen *et al.*, 2013) เช่นเดียวกับการศึกษาในกุ้งขาว (*Litopenaeus vannamei*) ซึ่งพบว่า การแสดงออกของทริปซินและไคโมทริปซิน ถูกชักนำโดยอาหารที่มีคุณภาพของโปรตีนแตกต่างกัน (Córdova-Murueta *et al.*, 2004; Lundstedt *et al.*, 2004) สำหรับการศึกษาในเต่าตนุวัยอ่อน (*Chelonia mydas*) ที่ให้อาหารแตกต่างกัน โดยเลียนแบบอาหารจากธรรมชาติเปรียบเทียบกับอาหารสำเร็จรูป พบว่ากิจกรรมของทริปซินไม่มีความแตกต่างกัน ในขณะที่กิจกรรมของ เปปซินมีค่าสูงในเต่าที่กินอาหารสำเร็จรูป (Kanghae *et al.*, 2014) อย่างไรก็ตาม การศึกษา ในปลาโคโฮแซลมอน พบว่าสามารถใช้กิจกรรมของทริปซินและไคโมทริปซินแยกความแตกต่าง

ระหว่างปลาที่มีโครโมโซมปกติกับปลาที่ผ่านการคัดแปลงพันธุกรรมได้ (Blair *et al.*, 2002) เช่นเดียวกับการศึกษาในปลาคอดแอตแลนติก (*Gadus morhua*) ที่เปรียบเทียบกิจกรรมของเอนไซม์ของปลาที่เลี้ยงในฟาร์มกับแหล่งธรรมชาติพบว่าปลาจากฟาร์มมีกิจกรรมของเปปซินต่ำกว่า ในขณะที่กิจกรรมของทริปซินและโคโมทริปซินมีค่าสูงขึ้นเล็กน้อย (Gildberg, 2004) ข้อมูลดังกล่าวข้างต้นแสดงให้เห็นว่ากิจกรรมของเอนไซม์ย่อยโปรตีนอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาจากฟาร์มเลี้ยงและจากแหล่งธรรมชาติได้

เอนไซม์ย่อยไขมันพบตลอดทั้งทางเดินอาหารตั้งแต่กระเพาะอาหาร ไพโลริคซิกา และลำไส้ เอนไซม์ที่พบส่วนใหญ่ คือ ไลเปส (lipase) ซึ่งจะย่อยไตรกลีเซอไรด์เป็นกลีเซอรอลและกรดไขมัน เอนไซม์ไลเปสส่วนใหญ่มาจากการหลั่งของผนังลำไส้และตับอ่อน (Hepher, 1988) โดยจะทำงานร่วมกับน้ำดี ประสิทธิภาพการทำงานของเอนไซม์ย่อยไขมันในกระเพาะอาหารต่ำกว่าลำไส้ และสามารถทำงานได้อย่างมีประสิทธิภาพที่สภาวะเป็นกลางถึงเบส (การุณ และอุทัยวรรณ, 2555) การศึกษาปริมาณลิพิดและกรดไขมันในกล้ามเนื้อและตับของปลาอะยู (*Plecoglossus altivelis*) ที่เลี้ยงในฟาร์มและจากธรรมชาติพบว่าปลาที่เลี้ยงในฟาร์มมีระดับของลิพิดที่สูงกว่าปลาจากธรรมชาติซึ่งมีความสัมพันธ์กับกรดไขมันในอาหาร (Saito and Okabe, 2012) ขณะที่การให้อาหารปลา spotted sorubium (*Pseudoplatystoma corruscans*) ที่มีองค์ประกอบแตกต่างกันพบว่ากิจกรรมของไลเปสมีความแตกต่างเช่นเดียวกัน (Lundstedt *et al.*, 2004) ดังนั้นกิจกรรมของไลเปสจึงอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาจากความแตกต่างของชนิดอาหารได้

ปลาแต่ละชนิดมีความสามารถในการย่อยคาร์โบไฮเดรตต่างกันมาก เอนไซม์ย่อยคาร์โบไฮเดรตที่สำคัญในปลา คือ แอลฟา-อะไมเลส ( $\alpha$ -amylase) ซึ่งสามารถไฮโดรไลซ์พันธะไกลโคไซด์ภายในสายพอลิเมอร์ของโมเลกุลสตาร์ช (starch) และไกลโคเจน (glycogen) ที่ตำแหน่งแอลฟาแบบสุ่ม และยังเป็นเอนโดอะไมเลส (endoamylase) ที่ใช้ประเมินการย่อยคาร์โบไฮเดรต เอนไซม์ชนิดนี้ส่วนใหญ่จะได้มาจากการหลั่งของผนังลำไส้ ผนังกระเพาะอาหาร ตับอ่อน ตับ และไพโลริคซิกา (วีรพงษ์, 2536) การศึกษาพบว่าปลากินพืชจะมีกิจกรรมของอะไมเลสสูงกว่าปลากินเนื้อ (Hidalgo *et al.*, 1999) และพบว่ากิจกรรมของเอนไซม์ย่อยคาร์โบไฮเดรตสามารถถูกชักนำเนื่องจากอาหารที่ได้รับมากกว่าเอนไซม์ในกลุ่มโปรติเอส (Kuz'mina, 1996) การเปลี่ยนแปลงของเอนไซม์ชนิดนี้เนื่องจากชนิดของอาหารยังมีรายงานในปลา spotted sorubium (Lundstedt *et al.*, 2004) ที่เลี้ยงในฟาร์มและจากแหล่งธรรมชาติ โดยส่วนใหญ่อาหารสำเร็จรูปมักจะมีปริมาณคาร์โบไฮเดรตในอาหารที่สูง ในขณะที่อาหารธรรมชาติมักมีปริมาณคาร์โบไฮเดรตที่น้อยกว่า แต่มีโปรตีนและไขมันในปริมาณที่มากกว่า (Thongprajukaew *et al.*, 2013) ดังนั้นเอนไซม์อะไมเลสจึงอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาจากฟาร์มและจากธรรมชาติได้

## 2.3 คุณภาพของกล้ามเนื้อปลา

### 2.3.1 คุณสมบัติเชิงความร้อน

กล้ามเนื้อเป็นองค์ประกอบส่วนใหญ่ที่สุดของปลา (Grigorakis, 2007) ไม่สลับซับซ้อนเหมือนสัตว์มีกระดูกสันหลังชนิดอื่น ปลาในวงศ์ปลาจาน (Testi *et al.*, 2006) และปลากะพง (Nicolosi Asmundo *et al.*, 1993) มีกล้ามเนื้อประมาณ 34.3–48 เปอร์เซ็นต์ และ 44.2–57.5 ของน้ำหนักตัวทั้งหมด ตามลำดับ กล้ามเนื้อมีต้นกำเนิดจากเนื้อเยื่อชั้นมีโซเดิร์ม (mesoderm) โดยปลาจะใช้กล้ามเนื้อในการว่ายน้ำ ซึ่งสามารถแบ่งกล้ามเนื้อออกตามรูปร่างและหน้าที่ได้ 3 ชนิด คือ กล้ามเนื้อเรียบ (smooth muscle) เป็นกล้ามเนื้อบริเวณทางเดินอาหาร และอวัยวะภายในของปลา ทำงานอยู่นอกอำนาจจิตใจ มีลักษณะเรียบคล้ายกระสวยหัวท้ายแหลม กล้ามเนื้อหัวใจ (cardiac muscle) ลักษณะค่อนข้างหนา สีแดงเข้ม พบเฉพาะบริเวณผนังของหัวใจ ซึ่งอยู่นอกอำนาจจิตใจ และกล้ามเนื้อลาย (striated muscle) เป็นกล้ามเนื้อข้างลำตัวปลามีลายขวาง อยู่ในอำนาจจิตใจ เป็นกล้ามเนื้อที่สำคัญที่สุดของปลา สามารถทำให้ปลาเคลื่อนที่ได้ โดยการทำงานร่วมกับกล้ามเนื้อส่วนหาง กล้ามเนื้อหัว ใช้สำหรับการเคลื่อนไหวกระดูก ปิด-เปิดกระพุ้งแก้ม และขากรรไกร และกล้ามเนื้อครีบเป็นกล้ามเนื้อที่ทำให้ครีบพัดโบกในรูปแบบต่างๆ ช่วยพยุงตัวปลา ป้องกันการทรงตัวไม่ให้เสียทิศทาง และช่วยให้ปลาเคลื่อนที่ไปข้างหน้าได้

กล้ามเนื้อปลามีโปรตีนเป็นองค์ประกอบที่สำคัญ ได้แก่ ไมโอไฟบริลลาร์โปรตีน (myofibrillar protein) ประมาณ 39–56 เปอร์เซ็นต์ ทำหน้าที่ในการยึดหดตัวของกล้ามเนื้อ มีไมโอไฟบริลลาร์อยู่ในเส้นใยย่อย (myofibril) โดยโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบหลัก คือ ไมโอซิน (myosin) และแอกทิน (actin) ส่วนซาร์โคพลาสมิคโปรตีน (sarcoplasmic protein) มีประมาณ 21–25 เปอร์เซ็นต์ เป็นโปรตีนที่ห่อหุ้มรอบเส้นใยย่อยซึ่งละลายอยู่ในส่วนของซาร์โคพลาสซึม ซาร์โคพลาสมิคโปรตีนเป็นโปรตีนที่สามารถละลายได้ในสารละลายน้ำเกลืออ่อนๆ และน้ำโปรตีนในกลุ่มนี้ ได้แก่ ไซโตโครม ไมโอโกลบิน ฮีโมโกลบิน และเอนไซม์ต่างๆ และสโตรมาโปรตีน (stroma protein) หรือโปรตีนที่ทำหน้าที่เป็นเนื้อเยื่อเกี่ยวพัน (connective tissue protein) ซึ่งมีประมาณ 6–21 เปอร์เซ็นต์ (Chaijan *et al.*, 2010) โดยสามารถละลายได้เล็กน้อยในสารละลายกรดและเบสเข้มข้น องค์ประกอบส่วนใหญ่เป็นคอลลาเจน เรตคิวลิน และอีลาสติน

แอกทินเป็นโปรตีนที่มีรูปร่างกลม (globular protein) พบในเซลล์ยูคาริโอตอยู่ในกล้ามเนื้อทำงานร่วมกับไมโอซิน ทำให้กล้ามเนื้อเกิดการหดตัวและคลายตัวเป็นผลให้อวัยวะสามารถเคลื่อนตัวและช่วยให้สามารถเคลื่อนที่ได้ ส่วนไมโอซินเป็นโปรตีนขับเคลื่อน (motor protein) ชนิดหนึ่งที่

ทำงานประสานร่วมกันกับสายยาวของแอกติน ช่วยในการเคลื่อนไหวภายในเนื้อเยื่อและเซลล์ ลักษณะหนา ขนาดใหญ่ และสีเข้มกว่าแอกติน การหดตัวของกล้ามเนื้อเกิดจากการเลื่อนของเส้นใยโปรตีนสายบาง (thin filament) ที่อยู่สองข้างของหน่วยปฏิบัติการเข้าหาเส้นใยโปรตีนสายหนา (thick filament) มีผลทำให้การเหลื่อมซ้อนกันเพิ่มขึ้น จึงทำให้เกิดการหดตัวของกล้ามเนื้อ การศึกษาคุณภาพกล้ามเนื้อของปลาโดยใช้ดิฟเฟอเรนเชียลสแกนนิ่งแคลอริมิเตอร์พบว่าสามารถใช้แยกความแตกต่างของกล้ามเนื้อปลาหลังการตายได้ (ตุลาคุณ และคณะ, 2558) นอกจากนี้ ความเครียดก่อนการฆ่าและการแช่แข็งเนื้อปลายังส่งผลต่อคุณภาพไมโอซิน เช่นเดียวกัน เนื่องจากเนื้อสัมผัสเป็นลักษณะที่สำคัญอย่างหนึ่งของคุณภาพเนื้อ (Matos *et al.*, 2011) การศึกษาในเส้นใยกล้ามเนื้อ (muscle fiber) ของปลา blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*) พบว่ากล้ามเนื้อแดงของปลาจากแหล่งธรรมชาติและจากการเลี้ยงในฟาร์มมีความแตกต่างกัน ซึ่งเกิดจากการทำงานไมโอซิน (Rincón *et al.*, 2016) ดังนั้นการใช้ดิฟเฟอเรนเชียลสแกนนิ่งแคลอริมิเตอร์ซึ่งเป็นเทคนิคการวิเคราะห์เชิงความร้อนที่ใช้กันอย่างแพร่หลายในการวิจัยอาหาร (Schubring, 2009) จึงอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาจากแหล่งธรรมชาติและฟาร์มเลี้ยงได้

### 2.3.2 รูปแบบของกรดไขมัน

กรดไขมันเป็นกรดคาร์บอกซิลิก (carboxylic acid) ซึ่งมีหางเป็น โซ่แบบอะลิฟาติก (aliphatic) ยาว มีทั้งกรดไขมันอิ่มตัว (saturated fatty acid) และกรดไขมันไม่อิ่มตัว (unsaturated fatty acid) กรดไขมันจะมีคาร์บอนอย่างน้อย 8 อะตอม และส่วนใหญ่จะเป็นจำนวนเลขคู่ เพราะกระบวนการชีวสังเคราะห์ของกรดไขมันจะเป็นการเพิ่มโมเลกุลของอะซิเตตซึ่งมีคาร์บอนอยู่ 2 อะตอม กรดไขมันสามารถนำมาใช้แยกความแตกต่างของปลาจากแหล่งที่อยู่อาศัยต่างกัน ได้ เช่น การใช้รูปแบบของกรดไขมันจากไข่ (Czesny *et al.*, 2000) และกล้ามเนื้อ (Chen *et al.*, 1995) ของปลาสเตอร์เจียน (*Acipenser oxyrinchus desotoi*) เช่นเดียวกับองค์ประกอบของกรดไขมันในไข่ของปลาชินุกแซลมอน (*Oncorhynchus tshawytscha*) ซึ่งพบว่าปลาจากธรรมชาติมีความเข้มข้นเฉลี่ยของกรดไขมันสูงกว่าปลาจากฟาร์ม (Ashton *et al.*, 1993) การศึกษาในปลากะพง (*Dicentrarchus labrax*) และปลาหางเหลือง (*Seriola lalandi*) พบว่าปลาที่เลี้ยงในฟาร์มกับปลาในธรรมชาติมีปริมาณกรดไขมันแตกต่างกัน (Alasalvar *et al.*, 2002; Fuentes *et al.*, 2010; O'Neill *et al.*, 2015) เนื่องจากอาหารสำเร็จรูปมีสารอาหารหลากหลาย สามารถปรับปริมาณลิพิด ทั้งเชิงปริมาณและคุณภาพ (Izquierdo *et al.*, 2003) โดยปลาจากธรรมชาติจะมีโอเมก้า 3 ทั้งหมด (total  $\omega$ -3) และกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป (polyunsaturated fatty acid:

PUFA) สูงกว่าปลาที่เลี้ยงในฟาร์ม (Krajnovic-Ozretic *et al.*, 1994) และการศึกษาในปลาวงศ์ปลาจานพบว่าปลาจากธรรมชาติมีระดับโอเมก้า 6 ( $\omega$ -6) สูงกว่าปลาจากฟาร์ม เช่น กรดอะราคิโดนิก (C20: 4n6) ในขณะที่ปลาที่เลี้ยงในฟาร์มมีโอเมก้า 3 สูงกว่าปลาจากธรรมชาติ โดยเฉพาะกรดโคโคซะเฮกซะอีโนอิก (docosahexaenoic acid: DHA) กรดอีโคซะเพนตะอีโนอิก (eicosapentaenoic acid: EPA) และยังมีกรดลิโนเลอิก (C18: 2n6) ซึ่งเป็นโอเมก้า 6 สูงกว่าอีกด้วย (Mnari *et al.*, 2007) อย่างไรก็ตาม การศึกษาในปลาคอดพบว่าปลาคอดจากธรรมชาติมีกรดโคโคซะเฮกซะอีโนอิกสูงกว่าปลาจากฟาร์ม ในขณะที่กรดลิโนเลอิก และกรดอีโคซะเพนตะอีโนอิกของปลาจากฟาร์มจะมีค่าสูงกว่า ปริมาณของกรดลิโนเลอิกที่สูงในปลาจากฟาร์มอาจบ่งชี้ได้ว่าอาหารมีองค์ประกอบของน้ำมันพืชสูง ตรงกันข้ามกับอาหารตามธรรมชาติของปลาในเขตร้อน (Jensen *et al.*, 2013) การศึกษาในปลาหลายชนิดพบว่าองค์ประกอบของไขมันในอาหารมีผลต่อรูปแบบกรดไขมันในกล้ามเนื้อของปลา โดยเฉพาะอย่างยิ่งกรดลิโนเลอิก (Pickova and Morkore, 2007; Jobling *et al.*, 2008; Benedito-Palos *et al.*, 2009) เช่น การศึกษาในปลาลิ้นหมา (*Scophthalmus maximus*) (Martinez *et al.*, 2010) ในปลาวงศ์ปลาจาน (Lenas *et al.*, 2011) และปลาแซลมอน (*Salmo salar*) (Jensen *et al.*, 2012) Lenas และคณะ (2011) พบว่าปลากระพงขาวจากธรรมชาติมีค่าของกรดไขมันที่สูงกว่าปลาจากฟาร์มเลี้ยง และการศึกษาในปลาแซลมอนที่เลี้ยงในฟาร์มพบว่าปริมาณไขมันในเนื้อที่สูงกว่าปลาจากธรรมชาติ เนื่องจากอาหารที่ใช้เลี้ยงปลาในฟาร์มมีปริมาณไขมันที่สูง (Johnston *et al.*, 2006) นอกจากนี้ปัจจัยสิ่งแวดล้อม ได้แก่ ความเค็ม และอุณหภูมิของน้ำจะมีผลต่อองค์ประกอบของกรดไขมันเช่นกัน (Cordier *et al.*, 2002; Ibarz *et al.*, 2005) จากข้อมูลข้างต้น รูปแบบของกรดไขมันทั้งในเชิงปริมาณและคุณภาพจึงอาจใช้เป็นดัชนีเพื่อบ่งชี้ความแตกต่างของปลาชนิดเดียวกันที่เจริญเติบโตในแหล่งอาศัยต่างกันได้

### 2.3.3 องค์ประกอบของแร่ธาตุ

แร่ธาตุ (mineral) คือ สารประกอบอนินทรีย์ที่เป็นองค์ประกอบของอาหารส่วนที่เหลือเป็นเถ้า หลังจากการเผาไหม้สารอินทรีย์ทั้งหมด มีบทบาทและหน้าที่สำคัญต่อร่างกายหลายอย่าง โดยเฉพาะอย่างยิ่งในการทำหน้าที่เป็นโครงสร้างของร่างกาย เป็นองค์ประกอบของ เซลล์เนื้อเยื่อ และเส้นประสาท (Alasalvar *et al.*, 2002) เป็นองค์ประกอบของเอนไซม์ ฮอร์โมน และวิตามิน นอกจากนี้ แร่ธาตุยังทำหน้าที่ควบคุมการทำงานของกล้ามเนื้อในทุกอวัยวะ ซึ่งสามารถแบ่งออกเป็น 2 กลุ่ม คือ แร่ธาตุหลัก (macro minerals) เป็นแร่ธาตุที่ร่างกายต้องการปริมาณมาก ได้แก่ แคลเซียม (calcium: Ca) ฟอสฟอรัส (phosphorous: P) โพแทสเซียม (potassium: K) แมกนีเซียม

(magnesium: Mg) โซเดียม (sodium: Na) กำมะถัน (sulphur: S) และคลอไรด์ (chloride: Cl) และแร่ธาตุรอง (trace minerals) หรือแร่ธาตุที่ร่างกายต้องการในปริมาณน้อย ได้แก่ เหล็ก (iron: Fe) สังกะสี (zinc: Zn) ซีลีเนียม (selenium: Se) แมงกานีส (manganese: Mn) ทองแดง (copper: Cu) ไอโอดีน (iodine: I) โครเมียม (chromium: Cr) โคบอลต์ (cobalt: Co) ฟลูออไรด์ (fluoride: F) และ โมลิบดีนัม (molybdenum: Mo)

ปลาเป็นอาหารที่อุดมไปด้วยแร่ธาตุหลายชนิด เช่น ทองแดง สังกะสี แมงกานีส เหล็ก และ ซีลีเนียม และเนื้อยังมีคุณสมบัติเป็นสารต้านอนุมูลอิสระ (Capelli *et al.*, 2008; Custódio *et al.*, 2011) องค์ประกอบของแร่ธาตุสามารถบ่งชี้ถึงสิ่งแวดล้อมที่ปลาอาศัยอยู่ได้ (DePeters *et al.*, 2013) โดยปลาที่อาศัยในแหล่งน้ำที่มีคุณภาพทางเคมีกายภาพแตกต่างกัน เช่น ความเค็ม และ อุณหภูมิ จะมีองค์ประกอบของแร่ธาตุแตกต่างกันด้วย (Campana *et al.*, 1999, 2000; Thresher, 1999) โดยน้ำที่มีอุณหภูมิสูงมีแนวโน้มทำให้ความเข้มข้นของแบเรียมต่อแคลเซียมสูงขึ้น ในขณะที่ อุณหภูมิต่ำกว่าจะทำให้ความเข้มข้นของแบเรียมต่อแคลเซียมลดน้อยลง (Elsdon and Gillanders, 2004) การศึกษาในปลากะพงขาวพบว่าแร่ธาตุที่มีความสำคัญต่อร่างกาย เช่น โพแทสเซียม แคลเซียม เหล็ก ทองแดง สังกะสี ซีลีเนียม รูบิเดียม และสตรอนเซียมไม่มีความแตกต่างกัน ส่วนแร่ธาตุที่เป็นพิษ เช่น ตะกั่ว และปรอท พบว่าปลาในธรรมชาติมีค่าสูงกว่าปลาในฟาร์ม (Custódio *et al.*, 2011) เนื่องจากแหล่งน้ำมีการปนเปื้อนสารจำนวนมากโดยเฉพาะปรอท แคดเมียม และตะกั่ว ซึ่งส่วนใหญ่จะพบในน้ำทะเล (Manso *et al.*, 2007) การศึกษาแร่ธาตุในไข่ปลาปลาสเตอร์เจียน พบว่าปลาในธรรมชาติและฟาร์มมีแร่ธาตุบางชนิดที่แตกต่างกัน เช่น แมงกานีส แบเรียม ซีลีเนียม สารหนู และแมกนีเซียม ซึ่งสะท้อนให้เห็นถึงแหล่งอาหาร (DePeters *et al.*, 2013) นอกจากนี้ การศึกษาในปลาหลายชนิด พบว่าสามารถใช้แร่ธาตุในเนื้อเพื่อจำแนกแหล่งที่อยู่ของปลาได้ (ตารางที่ 1) ดังนั้น ปริมาณแร่ธาตุจึงอาจใช้แยกความแตกต่างของปลาคูที่อยู่ในแหล่งธรรมชาติและปลาที่เลี้ยงในฟาร์มในการทดลองนี้ได้



ตารางที่ 1 แร่ธาตุที่ใช้ศึกษาเพื่อแยกปลาจากแหล่งธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม

| Researcher                       | Species   | Observed elements  |
|----------------------------------|---|--|
| Alam <i>et al.</i> (2000)        | Sturgeon ( <i>Acipenser oxyrinchus desotoi</i> )  | Zn, Mn, Cu, Fe, Mg, Pb, Ba, As, Se, Cd, Hg, Ni, Cr, B, Be            |
| Campana <i>et al.</i> (2000)     | Cod ( <i>Gadus morhua</i> )   | Zn, Mn, Mg, Pb, Ba, Sr, Li   |
| Wagner <i>et al.</i> (2003)      | Hong Kong catfish ( <i>Clarias fucus</i> )  | Zn, Mn, Cu, Fe, Ca, K, Pb, P, Ba, As, Se, Br, Sr, Cd, Rb, Ni, Cr, Ti |
| Imorou Toko <i>et al.</i> (2008) | Vundu catfish ( <i>Heterobranchus longifilis</i> )                                      | Zn, Mn, Fe, Ca, Mg, K, P   |
| Ersoy and Özeren (2009)          | African catfish ( <i>Clarias gariepinus</i> )   | Zn, Mn, Cu, Fe, Ca, Mg, K, Na  |
| Custódio <i>et al.</i> (2011)    | Gilthead bream ( <i>Sparus aurata</i> ) and sea bass<br>( <i>Dicentrarchus labrax</i> ) | Zn, Mn, Cu, Fe, Ca, K, Pb, As, Se, Br, Sr, Cd, Hg                    |
| DePeters <i>et al.</i> (2013)    | White sturgeon ( <i>Acipenser transmontanus</i> )                                       | Zn, Mn, Cu, Fe, Ca, Mg, K, P, Ba, As, Se, Na, S                      |
| Li <i>et al.</i> (2013)          | Ictalurid catfish ( <i>Ictalurus punctatus</i> )  | Zn, Cu, Fe, Ca, Mg, K, P, Cr, Na, S, Al                              |
| Heshmati <i>et al.</i> (2017)    | Carp ( <i>Cyprinus carpio</i> ) and Caspian kutum<br>( <i>Rutilus frisii kutum</i> )    | Zn, Mn, Cu, Fe, Pb, As, Se, Cd, Hg, Ni, Co                           |

### 2.3.4 องค์ประกอบทางเคมี

ปลาเป็นแหล่งอาหารที่อุดมไปด้วยโปรตีน (Friedman, 1996) วิตามิน และแร่ธาตุ (Lie *et al.*, 1994) ซึ่งปลาแต่ละชนิดมีองค์ประกอบทางเคมีที่แตกต่างกัน จึงทำให้รสชาติของเนื้อปลาไม่เหมือนกัน (พิชยา, 2555) การศึกษาองค์ประกอบทางเคมีของปลาชนิดเดียวกันแต่ต่างแหล่งที่มา เช่น ปลาจากฟาร์มและปลาจากธรรมชาติพบว่าองค์ประกอบทางเคมีมีความแตกต่างกันด้วย (González *et al.*, 2006; Jensen *et al.*, 2013; Rincón *et al.*, 2016) เนื่องจากคุณภาพของเนื้อปลาเกี่ยวข้องกับปัจจัยภายใน (ชนิดของปลา ขนาด และวัย) และปัจจัยภายนอก (แหล่งอาหาร ฤดูกาล ความเค็มของน้ำ และอุณหภูมิ) ซึ่งปัจจัยดังกล่าวมีผลต่อคุณค่าทางโภชนาการและลักษณะทางประสาทสัมผัส (Fuentes *et al.*, 2010) ทำให้องค์ประกอบทางเคมีมีความแตกต่างกัน (Borrensen, 1992) อาหารสำเร็จรูปที่ใช้เลี้ยงปลามีสารอาหารหลากหลายจึงสามารถกำหนดอัตราการเจริญเติบโต และองค์ประกอบของเนื้อได้ เช่น การกำหนดปริมาณลิพิดทั้งในเชิงปริมาณและคุณภาพ (Izquierdo *et al.*, 2003) โดยทั่วไปปลาจากฟาร์มจะมีรสชาติและเนื้ออ่อนนุ่มกว่าปลาจากธรรมชาติ เนื่องจากความแตกต่างของโครงสร้างกล้ามเนื้อ องค์ประกอบทางเคมี และรูปแบบสารประกอบ อะโรมาติก (aromatic compounds) (Johnston *et al.*, 2006) การศึกษาในปลาอดพบว่าปลาจากธรรมชาติมีค่าความชื้นสูงกว่าปลาจากฟาร์ม ในขณะที่ปลาจากฟาร์มมีโปรตีนสูงกว่าปลาจากธรรมชาติ ซึ่งสอดคล้องกับระบบการเลี้ยงแบบหนาแน่นและการให้อาหารที่อุดมไปด้วยโปรตีน ในขณะที่ลิพิด และเถ้าไม่ต่างกัน (Jensen *et al.*, 2013) การศึกษาในปลาวงศ์ปลาจานพบว่าปลาจากฟาร์มมีไขมันสูงกว่าปลาจากธรรมชาติ เนื่องจากอาหารที่ใช้เลี้ยงมีอัตราส่วนของไขมันและคาร์โบไฮเดรตสูง รวมทั้งปลาจากฟาร์มมีกิจกรรมลดลงเมื่อเลี้ยงที่ความหนาแน่นสูง (Alasalvar *et al.*, 2002; Orban *et al.*, 2002; Rincón *et al.*, 2016) ในขณะที่การศึกษาในปลากระพงขาวพบว่าปลาจากธรรมชาติมีค่าความชื้นที่สูงกว่าปลาจากฟาร์ม (Fuentes *et al.*, 2010; Lenas *et al.*, 2011) อย่างไรก็ตาม การศึกษาองค์ประกอบเนื้อในปลาหางเหลืองพบว่าองค์ประกอบทางเคมีไม่มีความแตกต่างกัน (O'Neill *et al.*, 2015) ดังนั้น องค์ประกอบทางเคมีของซากจึงอาจใช้ในการระบุแหล่งที่มาของปลาที่อยู่ในการทดลองนี้ได้

### 3. วัตถุประสงค์ของโครงการ

เพื่อเปรียบเทียบความแตกต่างระหว่างปลาที่อยู่ในแหล่งธรรมชาติและที่เลี้ยงในฟาร์มโดยใช้การวัดขนาด ดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร กิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร คุณสมบัติเชิงความร้อน รูปแบบของกรดไขมัน และองค์ประกอบของแร่ธาตุในกล้ามเนื้อ และองค์ประกอบทางเคมีของซาก

## บทที่ 2

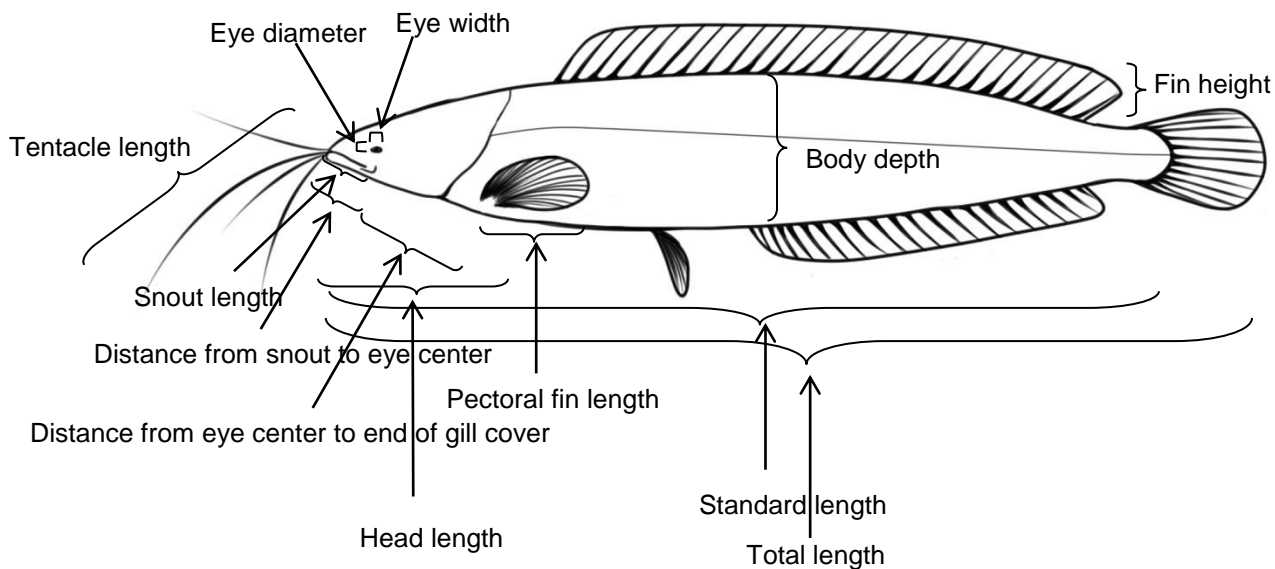
### วิธีการวิจัย

#### 1. การเก็บตัวอย่างปลา

เก็บตัวอย่างปลาคูจากฟาร์มและจากแหล่งธรรมชาติในอำเภอหาดใหญ่ จังหวัดสงขลา อย่างละ 6 แห่งๆ ละ 6-7 ตัว ( $n = 40$ ) โดยสุ่มปลาที่มีความยาวและน้ำหนักใกล้เคียงกัน หลังจากนั้นสลับปลาโดยใช้น้ำแข็ง ชั่งและวัดขนาด ( $n = 30$ ) ผ่าตัดแยกกระเพาะอาหารและลำไส้เพื่อใช้ศึกษาดัชนีของอวัยวะ และกิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร ( $n = 30$ ) เก็บกล้ามเนื้อเพื่อใช้ในการวิเคราะห์กรดไขมัน ( $n = 30$ ) และแอกตินและไมโอซิน ( $n = 30$ ) เก็บซากปลาทั้งตัวเพื่อใช้ในการวิเคราะห์องค์ประกอบของแร่ธาตุ ( $n = 10$ ) และองค์ประกอบของซาก ( $n = 10$ )

#### 2. การวัดขนาด

ชั่งน้ำหนัก (body weight) และวัดขนาดของปลาโดยใช้เวอร์เนียร์คาลิปเปอร์ (vernier caliper) ได้แก่ ความยาวลำตัวทั้งหมด (total length) ความยาวลำตัวมาตรฐาน (standard length) ความกว้างลำตัว (body width) ความลึก (body depth) ความยาวหัว (head length) ความยาวของจะงอยปาก (snout length) เส้นผ่านศูนย์กลางของตา (eye diameter) ความกว้างของตา (eye width) ความยาวของครีบอก (pectoral fin length) ความสูงของครีบอก (dorsal fin height) ความยาวของหนวด (tentacle length) ระยะห่างของขากรรไกรถึงศูนย์กลางของตา (distance from snout to eye center) ระยะห่างศูนย์กลางของตาถึงปลายสุดเหงือก (distance from the eye center to end of gill cover) ความยาวขากรรไกรล่าง (lower jaw length) และความยาวขากรรไกรบน (upper jaw length) ตามวิธีการของ Uglem *et al.* (2011), Arechavala-Lopez *et al.* (2012) และ Fagbuaro *et al.* (2015) ซึ่งแสดงผังรูปภาพที่ 2



ภาพที่ 2 การวัดขนาดของปลาคุกอุย

### 3. การศึกษาดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร

เก็บตัวอย่างอวัยวะย่อยอาหาร ( $n = 30$ ) โดยนำอวัยวะดังกล่าวมาศึกษาดัชนีน้ำหนัก โดยชั่งน้ำหนักตัวปลา น้ำหนักของกระเพาะอาหาร ลำไส้ และตับ (กรัม) และคำนวณดัชนีของกระเพาะอาหารต่อน้ำหนักตัว (stomasomatic index: SSI) ดัชนีของลำไส้ต่อน้ำหนักตัว (intestosomal index: ISI) ดัชนีของตับต่อน้ำหนักตัว (hepatosomal index: HSI) และดัชนีของอวัยวะย่อยอาหารต่อน้ำหนักตัว (digestosomal index: DSI) จาก  $(\text{น้ำหนักกระเพาะอาหาร/น้ำหนักตัว}) \times 100$ ,  $(\text{น้ำหนักลำไส้/น้ำหนักตัว}) \times 100$ ,  $(\text{น้ำหนักตับ/น้ำหนักตัว}) \times 100$  และ  $(\text{น้ำหนักของอวัยวะย่อยอาหาร/น้ำหนักตัว}) \times 100$  ตามลำดับ

#### 4. การศึกษากิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร

##### 4.1 การสกัดเอนไซม์ย่อยอาหาร

ผ่าตัดและเก็บตัวอย่างกระเพาะอาหารและลำไส้ของปลาบ่น้ำแข็ง ( $n = 30$ ) จากนั้นสกัดเอนไซม์ตามวิธีการที่ดัดแปลงมาจาก Rungruangsak and Utne (1981) โดยบดกระเพาะอาหารในโพแทสเซียมคลอไรด์-ไฮโดรคลอริกบัฟเฟอร์ พีเอช 2 ความเข้มข้น 0.2 โมลาร์ และลำไส้ในโซเดียมคาร์บอเนต-โซเดียมไบบัฟเฟอร์ พีเอช 9 ความเข้มข้น 0.1 โมลาร์ (1:3 น้ำหนักต่อปริมาตร) ตามลำดับ โดยใช้เครื่องปั่นละเอียดเนื้อเยื่อ (รุ่น THP-220; Omni International, Kennesaw GA, USA) จากนั้นนำตัวอย่างที่ได้ไปปั่นเหวี่ยงที่  $15,000 \times g$  ที่อุณหภูมิ 4 องศาเซลเซียส เป็นระยะเวลา 30 นาที คูดส่วนที่เป็นไขมันออก และคูดสารละลายส่วนใสเก็บไว้ที่อุณหภูมิ  $-20$  องศาเซลเซียส เพื่อใช้ในการวิเคราะห์หาความเข้มข้นของโปรตีน และกิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหารต่อไป

##### 4.2 การศึกษาความเข้มข้นของโปรตีนในสารสกัดจากกระเพาะอาหารและลำไส้

เตรียมสารละลาย A โดยผสมคอปเปอร์ซัลเฟต 0.5 กรัม กับไตรโซเดียมซิเตรท 1 กรัม แล้วปรับปริมาตรให้ได้ 1,000 มิลลิลิตร ส่วนสารละลาย B เตรียมโดยผสมโซเดียมคาร์บอเนต 20 กรัม กับโซเดียมไฮดรอกไซด์ 4 กรัม แล้วปรับปริมาตรให้ได้ 1,000 มิลลิลิตร และสารละลาย C เตรียมโดยผสมสารละลาย A กับ B ในอัตราส่วน 1 ต่อ 50 สำหรับสารละลาย D เตรียมโดยผสม Folin Ciocalteu reagent กับน้ำกลั่นในอัตราส่วน 1 ต่อ 2

วิเคราะห์ความเข้มข้นของโปรตีนในเอนไซม์สกัดตามวิธีการที่ดัดแปลงมาจาก Lowry *et al.* (1951) โดยเติมสารสกัดปริมาตร 25 ไมโครลิตร ลงในหลอดทดลอง เติมสารละลาย C ปริมาตร 750 ไมโครลิตร แล้วผสมให้เข้ากัน จากนั้นเติมสารละลาย D ปริมาตร 75 ไมโครลิตร ผสมให้เข้ากัน วางไว้ในที่มีคานาน 30 นาที วัดค่าการดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 750 นาโนเมตร โดยเปรียบเทียบกับกราฟมาตรฐานของ bovine serum albumin (BSA)

##### 4.3 กิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์

ศึกษากิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์เปปซินจากกระเพาะอาหาร ตามวิธีการของ Rungruangsak and Utne (1981) ทดสอบโดยเติมเคซีนความเข้มข้น 2 เปอร์เซ็นต์ ปริมาตร 100

ไมโครลิตร ลงในหลอดทดลอง หลังจากนั้นเปิดโพแทสเซียมคลอไรด์-ไฮโดรคลอริก พีเอช 2 ความเข้มข้น 0.2 โมลาร์ ปริมาตร 100 ไมโครลิตร และเติมเอนไซม์สกัดปริมาตร 200 ไมโครลิตร โดยผสมให้เข้ากัน นำไปบ่มที่อุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส นาน 10 นาที แล้วหยุดปฏิกิริยาด้วยการเติมกรดไตรคลอ-โรอะซิติก ความเข้มข้น 5 เปอร์เซ็นต์ ปริมาตร 1 มิลลิลิตร ผสมให้เข้ากัน หลังจากนั้นนำไปปั่นเหวี่ยงที่  $5,000 \times g$  ที่อุณหภูมิห้อง นาน 20 นาที แล้วดูดส่วนใสของตัวอย่างปริมาตร 0.5 มิลลิลิตร โดยผสมให้เข้ากันกับโซเดียมไฮดรอกไซด์ความเข้มข้น 0.5 โมลาร์ ปริมาตร 1 มิลลิลิตร แล้วเติม Folin Ciocalteu reagent (เจือจางกับน้ำกลั่นในอัตราส่วน 1:3) ปริมาตร 0.3 มิลลิลิตร และวัดค่าการดูดกลืนแสงด้วยเครื่องสเปกโตรโฟโตมิเตอร์ที่ความยาวคลื่น 720 นาโนเมตร และหาค่าผลิตภัณฑ์ ที่ได้โดยเปรียบเทียบกับกราฟมาตรฐานของ *L*-tyrosine ยูนิต (unit) ของเปปซินคำนวณจากปริมาณของ *L*-tyrosine ที่เกิดขึ้น 1 ไมโครโมล ในเวลา 1 นาที ภายใต้พีเอช 2 อุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส

ศึกษากิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์ทริปซินและโคโมทริปซินในลำไส้ตามวิธีการของ Rungruangsak-Torrissen *et al.* (2006) กิจกรรมของเอนไซม์ทริปซิน ทดสอบโดยผสมฟอสเฟตบัฟเฟอร์ พีเอช 8 ความเข้มข้น 0.2 โมลาร์ ปริมาตร 700 ไมโครลิตร ที่มี benzoyl-*L*-Arg-*p*-nitroanilide (BAPNA) ความเข้มข้น 1.25 มิลลิโมลาร์ และเติมเอนไซม์สกัด 100 ไมโครลิตร จากนั้นบ่มที่อุณหภูมิ 50 องศาเซลเซียส นาน 10 นาที หลังจากนั้นหยุดปฏิกิริยาด้วยการเติมกรด อะซิติก ความเข้มข้น 30 เปอร์เซ็นต์ ปริมาตร 800 มิลลิลิตร แล้วผสมให้เข้ากัน ส่วนกิจกรรมของเอนไซม์โคโมทริปซินใช้วิธีการทดสอบเช่นเดียวกับวิธีการข้างต้นที่กล่าวมา แต่เปลี่ยนสับสเตรทที่ใช้เป็น *N*-succinyl-Ala-Ala-Pro-Phe-*p*-nitroanilide (SAPNA) ความเข้มข้น 0.10 มิลลิโมลาร์ รวมทั้งอุณหภูมิที่ใช้ในการบ่มเป็น 40 องศาเซลเซียส โดยนำไปวัดค่าการดูดกลืนแสงที่ 410 นาโนเมตร และหาค่าผลิตภัณฑ์ที่เกิดขึ้นโดยเปรียบเทียบกับกราฟมาตรฐานของ *p*-nitroanilide ยูนิตของทริปซินและโคโมทริปซินคำนวณจากปริมาณของ *p*-nitroanilide ที่เกิดขึ้น 1 ไมโครโมล ในเวลา 1 นาที ภายใต้พีเอช 8 ที่อุณหภูมิ 50 และพีเอช 9 ที่อุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส ตามลำดับ

ศึกษากิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์อะไมเลสตามวิธีการของ Areekijsee *et al.* (2004) ทดสอบโดยผสมน้ำแข็งความเข้มข้น 5 เปอร์เซ็นต์ ปริมาตร 25 ไมโครลิตร กับฟอสเฟตบัฟเฟอร์ พีเอช 7 ความเข้มข้น 0.2 โมลาร์ ปริมาตร 62.5 ไมโครลิตร และโซเดียมคลอไรด์ความเข้มข้น 20 มิลลิโมลาร์ ปริมาตร 37.5 ไมโครลิตร แล้วเติมเอนไซม์สกัดปริมาตร 125 ไมโครลิตร จากนั้นบ่มที่อุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส นาน 15 นาที และหยุดปฏิกิริยาโดยการเติมกรดไคนโตรซาลิไซลิก ความเข้มข้น 1 เปอร์เซ็นต์ ปริมาตร 250 ไมโครลิตร แล้วผสมให้เข้ากัน โดยนำไปต้มในน้ำเดือด นาน 5 นาที แล้วตั้งทิ้งไว้ให้เย็นที่อุณหภูมิห้อง เติมน้ำกลั่นปริมาตร 2.5 มิลลิลิตร ผสมให้เข้ากัน

แล้วนำไปวัดค่าการดูดกลืนแสงที่ 540 นาโนเมตร และหาค่าผลิตภัณฑ์ที่ได้โดยเปรียบเทียบกับกราฟมาตรฐานของน้ำตาลมอลโทส ยูนิตของอะไมเลสคำนวณจากปริมาณของน้ำตาลมอลโทสที่เกิดขึ้น 1 ไมโครโมล ในเวลา 1 นาที ภายใต้พีเอช 7 และอุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส

ศึกษากิจกรรมของเอนไซม์ไลเปสตามวิธีการที่ดัดแปลงมาจาก Winkler and Struckmann (1979) โดยผสม *p*-nitrophenyl palmitate ความเข้มข้น 0.01 โมลาร์ ปริมาตร 200 ไมโครลิตร กับฟอสเฟตบัฟเฟอร์ พีเอช 9 ความเข้มข้น 0.2 โมลาร์ ปริมาตร 800 ไมโครลิตร เติมเอนไซม์สกัด ปริมาตร 20 ไมโครลิตร จากนั้นบ่มที่อุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส นาน 30 นาที หยุดปฏิกิริยาของเอนไซม์โดยการเติมโซเดียมคาร์บอเนตความเข้มข้น 1 โมลาร์ ปริมาตร 250 ไมโครลิตร ผสมให้เข้ากัน แล้วนำไปปั่นเหวี่ยงที่  $13,000 \times g$  ที่อุณหภูมิห้อง นาน 15 นาที โดยดูดสารละลายส่วนในสเฟอ แล้วนำไปวัดค่าการดูดกลืนแสงที่ 410 นาโนเมตร แล้วเปรียบเทียบกับค่าผลิตภัณฑ์ที่ได้กับกราฟมาตรฐานของ *p*-nitrophenol ยูนิตของไลเปสคำนวณจากปริมาณของ *p*-nitrophenol ที่เกิดขึ้น 1 ไมโครโมล ในเวลา 1 นาที ภายใต้พีเอช 9 และอุณหภูมิ 40 องศาเซลเซียส

## 5. การศึกษาคุณภาพของแอกตินและไมโอซิน

ตัวอย่างกล้ามเนื้อขาว ( $n = 30$ ) โดยตัดชิ้นเนื้อให้มีขนาดประมาณ 10 มิลลิกรัม จากนั้นนำมาวิเคราะห์การเปลี่ยนแปลงสมบัติเชิงความร้อนของโปรตีนในกล้ามเนื้อโดยใช้ดิฟเฟอเรนเชียลสแกนนิ่งแคลอริมิเตอร์ (DSC7, Perkin Elmer, Waltham, Massachusetts, USA) อัตราการเพิ่มอุณหภูมิ 10 องศาเซลเซียสต่อนาที ในช่วงตั้งแต่ 20 ถึง 120 องศาเซลเซียส และใช้น้ำแข็งเป็นตัวทำความเย็น

การพิสูจน์เอกลักษณ์ของโปรตีนแอกตินและไมโอซินพิจารณาตามอุณหภูมิที่โปรตีนเสียสภาพธรรมชาติที่ 47–50 องศาเซลเซียส และ 73–75 องศาเซลเซียส ตามลำดับ ตามรายงานวิจัยของ Matos *et al.* (2011) คุณสมบัติเชิงความร้อนของพีคที่ตรวจสอบ ได้แก่ อุณหภูมิเริ่มต้น (onset temperature:  $T_o$ ) อุณหภูมิที่เสียสภาพ (denaturation temperature:  $T_d$ ) อุณหภูมิสุดท้าย (conclusion temperature:  $T_c$ ) และเอนทาลปีในการเสียสภาพของโปรตีน (denaturation enthalpy:  $\Delta H$ )

## 6. การศึกษารูปแบบของกรดไขมัน

ศึกษากรดไขมันอิ่มตัว (saturated fatty acid: SFA) กรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่หนึ่งตำแหน่ง (monounsaturated fatty acid: MUFA) กรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้น



ไป (polyunsaturated fatty acid: PUFA) โอเมก้า 6 (total  $\omega$ -6) โอเมก้า 3 (total  $\omega$ -3) อัตราส่วนของ โอเมก้า 3 ต่อ โอเมก้า 6 ( $\omega$ -3/  $\omega$ -6 ratio) และกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป ต่อกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่หนึ่งตำแหน่ง (PUFA/MUFA) ทั้งในเชิงคุณภาพและปริมาณ โดยนำกล้ามเนื้อปลาทำให้แห้งแบบแช่เยือกแข็ง ( $n = 30$ ) โดยใช้เครื่องทำแห้งตัวอย่าง (Delta 2-24 LSC, Christ, Osterode am Harz, Germany) ภายใต้ความมืดเป็นเวลา 48 ชั่วโมง หลังจากนั้นบด ตัวอย่าง แล้วนำตัวอย่างที่ได้ไปวิเคราะห์กรดไขมันโดยใช้แก๊สโครมาโทกราฟี รุ่น 6890 (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA) โดยใช้แคปิลารี คอลัมน์ (เส้นผ่านศูนย์กลาง 0.32 มิลลิเมตร  $\times$  ความยาว 30 เมตร และมีความหนาของฟิล์มที่เคลือบ 0.25 ไมโครเมตร) อุณหภูมิ หัวฉีดที่ใช้เพิ่มขึ้นจาก 210–250 องศาเซลเซียส ในอัตรา 20 องศาเซลเซียสต่อนาที อุณหภูมิเครื่อง ตรวจวัดคงที่ที่ 300 องศาเซลเซียส และใช้ในโตรเจนเป็นตัวพา

## 7. การศึกษาองค์ประกอบของแร่ธาตุ

ศึกษาแร่ธาตุ โดยนำตัวอย่างซากปลาที่บดละเอียดประมาณ 1 กรัม ( $n = 10$ ) ใส่ลงในหลอด ทดลอง เติมกรดไนตริก ปริมาตร 3 มิลลิลิตร แล้วนำไปวางไว้บนอ่างน้ำควบคุมอุณหภูมิที่ 95 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 60 นาที หลังจากนั้นเติมไฮโดรเจนเปอร์ออกไซด์ 1 มิลลิลิตร เป็นเวลา 30 นาที แล้วนำมากรองด้วยกระดาษกรอง เพื่อนำตะกอนไขมันออก นำตัวอย่างสารละลายที่ได้มา ปรับปริมาตรด้วยน้ำกลั่นให้ได้ปริมาตร 10 มิลลิลิตร แล้วนำตัวอย่างที่ได้ไปวิเคราะห์แร่ธาตุโดยใช้ เครื่อง Inductively Couple Plasma-Optical Emission Spectrometer (ICP-OES) รุ่น (Optima 4300 DV, PerkinElmer, San Diego, California, USA) ใช้แก๊สอาร์กอน 99.99 เปอร์เซ็นต์ และมีอัตราการ ใช้แก๊ส (plasma 15 ลิตรต่อนาที, nebulizer 0.8 ลิตรต่อนาที และ auxiliary gas 0.2 ลิตรต่อนาที) และใช้คัปลาสมาแบบควอดซ์

## 8. การวิเคราะห์องค์ประกอบของซาก

วิเคราะห์องค์ประกอบของซากปลาถูกย่อย ได้แก่ ปริมาณความชื้น โปรตีน ลิพิด และเถ้า ตามวิธีการของ AOAC (2005)

วิเคราะห์ปริมาณความชื้นจากซากปลา ( $n = 10$ ) โดยนำถ้วยอบตัวอย่างเปล่าที่ล้างสะอาด อบในตู้ควบคุมอุณหภูมิที่ 105 องศาเซลเซียส นาน 2 ชั่วโมง นำถ้วยอบมาวางในโถดูดความชื้น 30 นาที หลังจากนั้นชั่งน้ำหนักและจดบันทึก ( $W_1$ ) นำตัวอย่างที่บดละเอียด ประมาณ 2 กรัม ใส่ลงใน

ถ้วยอบที่เตรียมไว้ บันทึกน้ำหนัก ( $W_2$ ) หลังจากนั้นนำตัวอย่างไปอบที่อุณหภูมิ 105 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 24 ชั่วโมง เมื่อครบเวลาที่กำหนด นำถ้วยอบมาวางในโถดูดความชื้น 30 นาที ชั่งน้ำหนัก และจดบันทึกน้ำหนักที่ได้ ( $W_3$ ) เปอร์เซ็นต์ความชื้นคำนวณจากสมการ ความชื้น (เปอร์เซ็นต์) =  $100 - [(W_3 - W_1) \times 100 / W_2]$

วิเคราะห์ปริมาณโปรตีน ( $n = 10$ ) โดยชั่งน้ำหนักตัวอย่างประมาณ 0.3 กรัม ( $W$ ) แล้วทำการย่อย โดยเติมสารเร่งรวม 3 กรัม (คอปเปอร์ซัลเฟตและโพแทสเซียมซัลเฟต) เติมกรดซัลฟิวริก เข้มข้น 10 มิลลิลิตร แล้วนำไปย่อยด้วยชุดเครื่องย่อยโปรตีนที่อุณหภูมิ 420 องศาเซลเซียส กระทั่งสารละลายในขวดแก้ววิเคราะห์มีสีใส ทิ้งไว้ให้เย็น และทำการกลั่น โดยนำสารละลายที่ได้ไปเติมน้ำกลั่นให้ได้ปริมาตรประมาณ 20 มิลลิลิตร ใส่ลูกแก้ว 2 ลูก เพื่อป้องกันการกระแทกของสารละลาย ใส่อินดิเคเตอร์ในกรดบอริก 2-3 หยด แล้วต่อขวดแก้ววิเคราะห์โปรตีนเข้ากับเครื่องกลั่นที่มีขวดปากแคบวัดปริมาตร ซึ่งมีกรดบอริกอยู่ 40 มิลลิลิตร โดยให้ปลายของหลอดแก้วที่ต่อจากกระบอกแก้วควมแน่นจุ่มอยู่ในกรดบอริก เติมโซเดียมไฮดรอกไซด์ลงในขวดแก้ววิเคราะห์ซ้ำๆ จนกระทั่งสารละลายมีสีดำ ทำการกลั่นจนกระทั่งไม่มีแก๊สแอมโมเนียออกมาแล้ว และกลั่นไปอีก 10 นาที แล้วล้างปลายเครื่องกลั่นด้วยน้ำกลั่น นำขวดปากแคบวัดปริมาตรออกจากเครื่องกลั่น และทำการไทเทรต โดยนำไปไทเทรตด้วยกรดไฮโดรคลอริกมาตรฐานที่ทราบความเข้มข้น ( $N$ ) (0.1 นอร์มอล) จนถึงจุดยุติ จดปริมาตรของกรดไฮโดรคลอริกที่ใช้สำหรับไทเทรตตัวอย่าง ( $V_1$ ) และสำหรับ blank ( $V_2$ ) มิลลิลิตร เพื่อใช้ในการคำนวณเปอร์เซ็นต์โปรตีน ตามสมการ โปรตีน (เปอร์เซ็นต์) =  $[1.4 \times (V_1 - V_2) \times N \times CF] / W$  เมื่อ CF คือ conversion factor

วิเคราะห์ปริมาณลิพิด ( $n = 10$ ) โดยนำตัวอย่างพร้อมลูกแก้วไปอบที่อุณหภูมิ 100 องศาเซลเซียส นาน 8 ชั่วโมง จากนั้นนำมาวางในโถดูดความชื้นจนเย็น ชั่งน้ำหนักด้วยพร้อมลูกแก้ว (A) ชั่งตัวอย่างที่ต้องการวิเคราะห์ใส่กระดาดยกรองประมาณ 1 กรัม ( $W$ ) ห่อให้มิดชิด ใส่ลงในใส่กรอง (thimble) ที่เตรียมไว้ นำไปใส่ในเครื่อง Soxtec นำด้วยพร้อมลูกแก้วที่ชั่งน้ำหนักไว้แล้วมาเติมไดคลอโรมีเทนปริมาตร 25 มิลลิลิตร เปิดเครื่องปรับอุณหภูมิที่ 130 องศาเซลเซียส เปิดเครื่องทำความเย็น เลื่อนปุ่มไปที่ boiling นาน 30 นาที แล้วเลื่อนปุ่มไปที่ rinsing นาน 20 นาที ปิดควาล์ว หลังจากนั้นเลื่อนปุ่มไปที่ evaporation นาน 5 นาที นำถ้วยออกจากเครื่องแล้วนำไปอบที่อุณหภูมิ 80 องศาเซลเซียส จนแห้ง นำมาวางในโถดูดความชื้นจนเย็น แล้วนำมาชั่งน้ำหนัก (B) ซึ่งสามารถคำนวณเปอร์เซ็นต์ลิพิด จากสมการ ลิพิด (เปอร์เซ็นต์) =  $[(B - A) / W] \times 100$

วิเคราะห์ปริมาณเถ้า ( $n = 10$ ) โดยนำถ้วยอบตัวอย่างที่ล้างสะอาด อบในตู้ควบคุมอุณหภูมิ 105 องศาเซลเซียส นาน 2 ชั่วโมง นำถ้วยอบมาวางในโถดูดความชื้น 30 นาที หลังจากนั้นชั่งน้ำหนักและจดบันทึก ( $W_1$ ) นำตัวอย่างที่บดละเอียด ประมาณ 2 กรัม ใส่ลงในถ้วยอบที่เตรียมไว้

บันทึกน้ำหนัก ( $W_2$ ) หลังจากนั้นนำตัวอย่างไปเผาที่อุณหภูมิ 600 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 2 ชั่วโมง เมื่อครบเวลาที่กำหนด นำตัวอย่างมาใส่ในโถดูดความชื้น 30 นาที ชั่งน้ำหนักและจดบันทึกน้ำหนักที่ได้ ( $W_3$ ) สามารถคำนวณเปอร์เซ็นต์ความเถ้า จากสมการ เถ้า (เปอร์เซ็นต์) =  $100 - [(W_3 - W_1) \times 100 / W_2]$

## 9. การวิเคราะห์ข้อมูลทางสถิติและการคำนวณ

วางแผนการทดลองแบบสุ่มสมบูรณ์ (completely randomized design: CRD) วิเคราะห์ข้อมูลโดยใช้โปรแกรม Statistical Package for the Social Sciences (SPSS) เวอร์ชัน 17 (SPSS Inc., Chicago, USA) เก็บตัวอย่างปลาจากฟาร์มและจากแหล่งธรรมชาติ อย่างละ 6 แห่งๆ ละ 6-7 ตัว ( $n = 40$ ) ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย  $\pm$  ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน (SEM) ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05 และวิเคราะห์สหสัมพันธ์ระหว่างตัวแปรโดยใช้ Pearson correlation พารามิเตอร์ที่ตรวจสอบสามารถคำนวณได้ดังนี้

ดัชนีฟูลตัน (Fulton's condition index) =  $100 \times [\text{น้ำหนักตัว (กรัม)} / \text{ความยาวลำตัวทั้งหมด (ซม.)}^3]$

ดัชนีหัว (cephalic index: CI) =  $\text{ความยาวหัว (ซม.)} / \text{ความยาวลำตัวทั้งหมด (ซม.)}$

ดัชนีความสัมพันธ์ (relative profile index) =  $\text{ความถี่ลำตัว (ซม.)} / \text{ความยาวลำตัวทั้งหมด (ซม.)}$

ความสัมพันธ์ของความยาวลำไส้ (relative intestinal length) =  $\text{ความยาวลำไส้ (ซม.)} / \text{ความยาวลำตัวมาตรฐาน (ซม.)}$

ดัชนีไขมันในช่องท้อง (perivisceral fat index) =  $100 \times [\text{น้ำหนักไขมันในช่องท้อง (กรัม)} / \text{น้ำหนักตัว (กรัม)}]$

### บทที่ 3

#### ผลการศึกษา

##### 1. การวัดขนาด

การวัดขนาดของปลาคุยกอกจากธรรมชาติและจากฟาร์มทั้งหมด 19 พารามิเตอร์ พบว่า 5 พารามิเตอร์ มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ ( $P < 0.05$ , ตารางที่ 2) ได้แก่ ความยาวลำตัว มาตรฐาน และความลึกของลำตัว ซึ่งพบว่าปลาคุยกอกจากธรรมชาติมีค่าที่สูงกว่าปลาคุยกอกจากฟาร์ม ส่วนความกว้างของตา ความสูงของครีบ และความยาวของหนวด พบว่าปลาจากฟาร์มมีค่าที่สูงกว่าปลาจากธรรมชาติ

##### 2. ดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร

ดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร ได้แก่ ดัชนีของลำไส้ ดัชนีของอวัยวะย่อยอาหาร และดัชนีไขมันในช่องท้อง (ตารางที่ 3) ของปลาจากธรรมชาติมีค่าที่สูงกว่าปลาจากฟาร์มเลี้ยง ในขณะที่ ดัชนีกระเพาะอาหาร ดัชนีของตับ และความสัมพันธ์ของความยาวลำไส้พบว่ามีค่าไม่แตกต่างกัน

##### 3. กิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหาร

กิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์ไลเปสมีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ โดยปลาคุยกอกจากธรรมชาติมีค่าสูงกว่าปลาคุยกอกจากฟาร์ม (ตารางที่ 3) ในขณะที่กิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์เปปซินพบว่าปลาจากฟาร์มมีค่าสูงกว่าปลาจากธรรมชาติ ส่วนกิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์ทริปซิน ไคโมทริปซิน อะไมเลส และอะไมเลสต่อทริปซินพบว่าไม่มีความแตกต่างกันทางสถิติ

ตารางที่ 2 การวัดขนาดปลาคูยกจากธรรมชาติและปลาคูยกจากฟาร์ม

| Parameter  | Wild                      | Farmed                    | P-value |
|--|---------------------------|---------------------------|---------|
| Body weight (g)                                    | 158.16 ± 4.05             | 150.50 ± 4.73             | 0.223   |
| Total length (cm)                                  | 25.58 ± 0.19              | 25.05 ± 0.27              | 0.123   |
| Standard length (cm)                               | 22.77 ± 0.17 <sup>a</sup> | 22.10 ± 0.26 <sup>b</sup> | 0.036   |
| Fulton's condition index (g cm <sup>-3</sup> )     | 0.94 ± 0.01               | 0.94 ± 0.01               | 0.755   |
| Snout length (cm)                                  | 1.72 ± 0.01               | 1.73 ± 0.01               | 0.887   |
| Eye diameter (cm)                                  | 0.37 ± 0.01               | 0.38 ± 0.01               | 0.320   |
| Head length (cm)                                   | 6.00 ± 0.05               | 5.93 ± 0.07               | 0.485   |
| Body depth (cm)                                    | 3.69 ± 0.07 <sup>a</sup>  | 3.39 ± 0.05 <sup>b</sup>  | 0.003   |
| Body width (cm)                                    | 3.90 ± 0.04               | 3.88 ± 0.05               | 0.770   |
| Eye width (cm)                                     | 0.35 ± 0.01 <sup>b</sup>  | 0.37 ± 0.01 <sup>a</sup>  | 0.018   |
| Dorsal fin height (cm)                             | 1.68 ± 0.02 <sup>b</sup>  | 1.78 ± 0.03 <sup>a</sup>  | 0.037   |
| Pectoral fin length (cm)                           | 3.15 ± 0.03               | 3.20 ± 0.03               | 0.335   |
| Tentacle length (cm)                               | 5.87 ± 0.11 <sup>b</sup>  | 6.22 ± 0.10 <sup>a</sup>  | 0.031   |
| Distance from snout to eye center (cm)             | 1.82 ± 0.02               | 1.83 ± 0.02               | 0.608   |
| Distance from eye center to end of gill cover (cm) | 2.82 ± 0.03               | 2.76 ± 0.03               | 0.178   |
| Lower jaw length (cm)                              | 0.97 ± 0.01               | 0.97 ± 0.02               | 0.889   |
| Upper jaw length (cm)                              | 1.04 ± 0.01               | 1.04 ± 0.01               | 0.836   |
| Cephalic index                                     | 0.23 ± 0.01               | 0.23 ± 0.01               | 0.335   |
| Relative profile index                             | 0.86 ± 0.02               | 0.78 ± 0.03               | 0.081   |

ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย ± ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 30$ )

ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

ตารางที่ 3 ดัชนีของอวัยวะภายในและกิจกรรมจำเพาะของเอนไซม์ย่อยอาหารในปลาคุกอุยจาก  
ธรรมชาติและปลาคุกอุยจากฟาร์ม

| Parameter                                  | Wild                      | Farmed                    | P-value |
|--|---------------------------|---------------------------|---------|
| <b>Index</b>                               |                           |                           |         |
| SSI (%)                                    | 0.50 ± 0.02               | 0.44 ± 0.01               | 0.061   |
| ISI (%)                                    | 0.45 ± 0.02 <sup>a</sup>  | 0.36 ± 0.01 <sup>b</sup>  | 0.004   |
| HSI (%)                                    | 1.12 ± 0.08               | 1.14 ± 0.06               | 0.787   |
| DSI (%)                                    | 0.96 ± 0.04 <sup>a</sup>  | 0.80 ± 0.02 <sup>b</sup>  | 0.006   |
| Relative intestinal length                 | 0.86 ± 0.02               | 0.78 ± 0.03               | 0.081   |
| Perivisceral fat index (%)                 | 3.42 ± 0.29 <sup>a</sup>  | 2.33 ± 0.16 <sup>b</sup>  | 0.002   |
| <b>Digestive enzyme</b>                    |                           |                           |         |
| Pepsin (mU mg protein <sup>-1</sup> )      | 12.40 ± 0.73 <sup>b</sup> | 17.08 ± 0.60 <sup>a</sup> | 0.001   |
| Trypsin (U mg protein <sup>-1</sup> )      | 1.32 ± 0.11               | 1.09 ± 0.07               | 0.092   |
| Chymotrypsin (U mg protein <sup>-1</sup> ) | 1.01 ± 0.09               | 0.90 ± 0.07               | 0.374   |
| Amylase (U mg protein <sup>-1</sup> )      | 13.56 ± 0.47              | 13.29 ± 0.40              | 0.668   |
| Lipase (mU mg protein <sup>-1</sup> )      | 5.23 ± 0.31 <sup>a</sup>  | 4.08 ± 0.23 <sup>b</sup>  | 0.005   |
| Amylase/trypsin ratio                      | 12.11 ± 0.88              | 13.41 ± 0.72              | 0.261   |

SSI, stomasomatic index; ISI, intestosomatic index; HSI, hepatosomatic index; DSI, digestosomatic index

ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย ± ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 30$ )

ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

#### 4. คุณสมบัติเชิงความร้อน

การศึกษาคุณสมบัติการเปลี่ยนแปลงเชิงความร้อนในกล้ามเนื้อปลาคุกอุย พบว่าปลาคุกอุยจากธรรมชาติและปลาคุกอุยจากฟาร์มมีคุณสมบัติของแอกตินและไมโอซินไม่แตกต่างกัน (ตารางที่ 4) ตรวจพบซาร์โคพลาสติกโปรตีน 6 ชนิด ในปลาคุกอุยจากธรรมชาติ (I, II, III, IV, V และ VI) ส่วนปลาคุกอุยจากฟาร์มตรวจพบซาร์โคพลาสติกโปรตีน 3 ชนิดเท่านั้น (II, IV และ V) คุณสมบัติเชิงความร้อนของอุณหภูมิเริ่มต้น ( $T_0$ ) และอุณหภูมิที่เสียดสภาพ ( $T_d$ ) ของซาร์โคพลาสติกโปรตีน II มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ โดยปลาคุกอุยจากฟาร์มมีค่าสูงกว่าปลาคุกอุยจาก

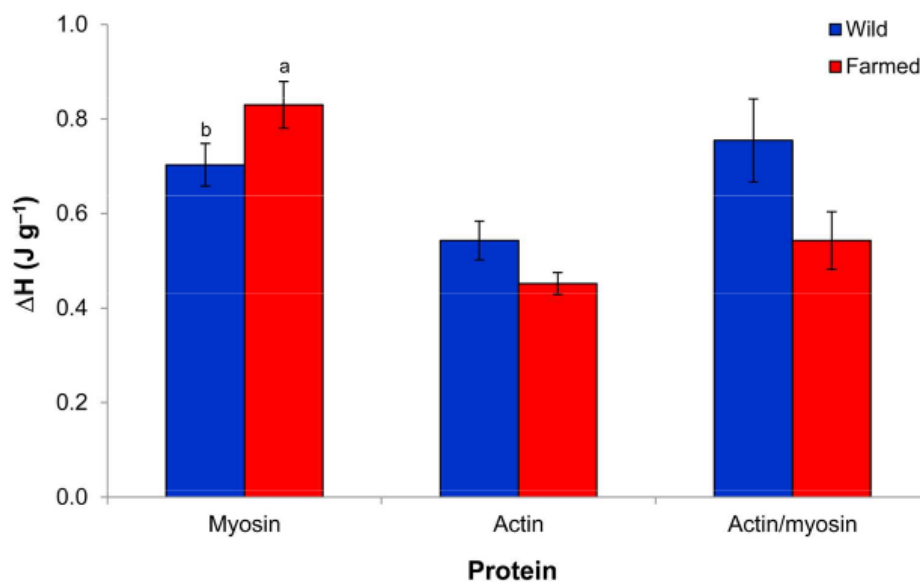
ธรรมชาติ ส่วนอุณหภูมิสุดท้าย ( $T_c$ ) พบว่าไม่มีความแตกต่างกันปลาคูกอกจากฟาร์มมีเอนทาลปีของไมโอซินสูงกว่าปลาคูกอกจากธรรมชาติ ส่วนเอนทาลปีของ แอ็กติน และเอนทาลปีของแอ็กตินต่อไมโอซินพบว่าไม่มีความแตกต่างกันทางสถิติ (ภาพที่ 3)

**ตารางที่ 4** คุณสมบัติเชิงความร้อนของ โปรตีนในกล้ามเนื้อปลาคูกอกจากธรรมชาติและจากฟาร์ม ข้อมูลแสดงเป็นค่าเฉลี่ย

| Parameter | Wild       |            |            | Farmed     |            |            |
|-----------|------------|------------|------------|------------|------------|------------|
|           | $T_o$ (°C) | $T_d$ (°C) | $T_c$ (°C) | $T_o$ (°C) | $T_d$ (°C) | $T_c$ (°C) |
| Myosin    | 46.72      | 51.57      | 55.91      | 46.97      | 51.48      | 56.14      |
| Actin     | 70.56      | 74.23      | 76.70      | 71.13      | 75.03      | 77.16      |
| SP I      | 28.09      | 33.52      | 36.25      | nd         | nd         | nd         |
| SP II     | 39.90*     | 42.70**    | 44.68      | 41.57*     | 43.79**    | 45.49      |
| SP III    | 44.32      | 46.00      | 48.04      | nd         | nd         | nd         |
| SP IV     | 78.66      | 81.79      | 83.15      | 78.82      | 81.16      | 84.33      |
| SP V      | 99.24      | 107.47     | 112.95     | 101.04     | 107.69     | 113.60     |
| SP VI     | 117.34     | 117.58     | 118.15     | nd         | nd         | nd         |

$T_o$ , onset temperature;  $T_d$ , denaturation temperature;  $T_c$ , conclusion temperature; SP, sarcoplasmic protein; nd, not detected

\* \*\* มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญระหว่างปลาคูกอกจากธรรมชาติและปลาคูกอกจากฟาร์ม ( $P < 0.05$ )



ภาพที่ 3 เอนทาลปีในการเสียดสภาพของโปรตีน (จุลต่อกรัม) ของไมโอซิน แอกติน และแอคติน ต่อไมโอซินของปลาดุกอุยจากธรรมชาติและปลาดุกอุยจากฟาร์ม ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย  $\pm$  ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 30$ ) ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

### 5. รูปแบบของกรดไขมัน

กรดไขมัน ได้แก่ กรดลิโนเลอิก (C18: 2n6) กรดอะราคิดิก (C20: 0) ผลรวมกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป ( $\Sigma$ PUFA) และผลรวมโอเมก้า 6 ( $\Sigma n-6$ ) (ตารางที่ 5) พบว่าปลาดุกอุยจากธรรมชาติมีค่าสูงกว่าปลาดุกอุยจากฟาร์ม และกรดอีรูซิก (C22: 1n9) ตรวจพบเฉพาะปลาดุกอุยจากธรรมชาติเท่านั้น ส่วนกรดไขมันอื่นๆ พบว่าไม่มีความแตกต่างกันทางสถิติ รวมทั้งผลรวมกรดไขมันอิ่มตัว ( $\Sigma$ SFA) ผลรวมกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่หนึ่งตำแหน่ง ( $\Sigma$ MUFA) ผลรวม โอเมก้า 3 ( $\Sigma n-3$ ) อัตราส่วนโอเมก้า 3 ต่อโอเมก้า 6 ( $n-3/n-6$ ) อัตราส่วนโอเมก้า 6 ต่อโอเมก้า 3 ( $n-6/n-3$ ) กรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไปต่อกรดไขมันอิ่มตัว (PUFA/SFA) และกรดไขมันไม่อิ่มตัวต่อกรดไขมันอิ่มตัว (USFA/SFA)



ตารางที่ 5 รูปแบบของกรดไขมัน (กรัมต่อกิโลกรัม น้ำหนักแห้ง) ของปลาคูคอกูจากธรรมชาติและปลาคูคอกูจากฟาร์ม

| Fatty acid | Wild                     | Farmed                   | P-value |
|------------|--------------------------|--------------------------|---------|
| C12: 0     | 2.8 ± 1.1                | 7.4 ± 3.0                | 0.180   |
| C14: 0     | 12.6 ± 0.8               | 15.4 ± 2.4               | 0.313   |
| C15: 0     | 2.2 ± 0.1                | 2.7 ± 0.6                | 0.435   |
| C16: 0     | 202.7 ± 4.7              | 191.9 ± 1.6              | 0.054   |
| C16: 1n9   | 18.5 ± 1.2               | 17.4 ± 1.3               | 0.532   |
| C18: 0     | 77.6 ± 2.5               | 73.8 ± 3.9               | 0.443   |
| C18: 1n9   | 286.9 ± 13.6             | 278.4 ± 15.6             | 0.688   |
| C18: 2n6   | 144.2 ± 4.8 <sup>a</sup> | 124.5 ± 6.4 <sup>b</sup> | 0.032   |
| C18: 3n3   | 11.3 ± 0.6               | 11.8 ± 0.9               | 0.634   |
| C20: 0     | 1.8 ± 0.1 <sup>a</sup>   | 1.6 ± 0.1 <sup>b</sup>   | 0.010   |
| C20: 1n9   | 6.2 ± 0.5                | 5.4 ± 0.4                | 0.279   |
| C22: 0     | 0.8 ± 0.1                | 0.9 ± 0.1                | 0.731   |
| C22: 1n9   | 1.7 ± 0.4                | nd                       | –       |
| C24: 1n9   | 21.6 ± 1.9               | 16.0 ± 1.8               | 0.061   |
| ΣSFA       | 300.7 ± 6.8              | 294.2 ± 8.9              | 0.573   |
| ΣMUFA      | 334.3 ± 14.8             | 317.3 ± 15.0             | 0.439   |
| ΣPUFA      | 155.5 ± 4.6 <sup>a</sup> | 136.3 ± 6.5 <sup>b</sup> | 0.034   |
| Σn-3       | 11.3 ± 0.6               | 11.8 ± 0.9               | 0.634   |
| Σn-6       | 144.2 ± 4.8 <sup>a</sup> | 124.5 ± 6.4 <sup>b</sup> | 0.032   |
| n-3/n-6    | 0.7 ± 0.1                | 0.9 ± 0.1                | 0.177   |
| n-6/n-3    | 131.1 ± 11.7             | 108.9 ± 9.3              | 0.166   |
| PUFA/SFA   | 5.1 ± 0.2                | 4.6 ± 0.2                | 0.137   |
| USFA/SFA   | 16.3 ± 0.6               | 15.4 ± 0.3               | 0.244   |

nd, not detected; SFA, saturated fatty acid; MUFA, monounsaturated fatty acid; PUFA, polyunsaturated fatty acid; USFA, unsaturated fatty acids

ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย ± ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 30$ )

ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

## 6. องค์ประกอบของแร่ธาตุ

ทองแดง และตะกั่วของปลาดุกอุยจากธรรมชาติมีค่าสูงกว่าปลาดุกอุยจากฟาร์มเลี้ยง ในขณะที่แบเรียม แคลเซียม เหล็ก โพแทสเซียม แมกนีเซียม แมงกานีส ฟอสฟอรัส และสังกะสี พบว่ามีค่าไม่ต่างกัน (ตารางที่ 6)

ตารางที่ 6 องค์ประกอบของแร่ธาตุ (น้ำหนักเปียก) ของปลาดุกอุยจากธรรมชาติและปลาดุกอุยจากฟาร์ม

| Element                   | Wild                     | Farmed                   | P-value |
|---------------------------|--------------------------|--------------------------|---------|
| Ca (g kg <sup>-1</sup> )  | 9.75 ± 0.88              | 9.20 ± 0.51              | 0.583   |
| P (g kg <sup>-1</sup> )   | 5.95 ± 0.62              | 6.06 ± 0.26              | 0.870   |
| K (g kg <sup>-1</sup> )   | 2.18 ± 0.19              | 2.26 ± 0.49              | 0.711   |
| Mg (mg kg <sup>-1</sup> ) | 348.44 ± 11.10           | 378.86 ± 21.86           | 0.219   |
| Fe (mg kg <sup>-1</sup> ) | 17.41 ± 1.52             | 17.31 ± 1.36             | 0.962   |
| Zn (mg kg <sup>-1</sup> ) | 7.22 ± 0.45              | 7.45 ± 0.059             | 0.770   |
| Mn (mg kg <sup>-1</sup> ) | 3.92 ± 0.55              | 3.31 ± 0.60              | 0.475   |
| Ba (mg kg <sup>-1</sup> ) | 1.49 ± 0.16              | 1.49 ± 0.17              | 0.982   |
| Cu (mg kg <sup>-1</sup> ) | 1.13 ± 0.13 <sup>a</sup> | 0.69 ± 0.13 <sup>b</sup> | 0.043   |
| Pb (mg kg <sup>-1</sup> ) | 0.16 ± 0.01 <sup>a</sup> | 0.11 ± 0.01 <sup>b</sup> | 0.048   |

ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย ± ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน (n = 10)

ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้ t-test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

## 7. องค์ประกอบของซาก

การวิเคราะห์องค์ประกอบของซาก ได้แก่ ความชื้น โปรตีน ลิพิด และเถ้า พบว่าปลาดุกอุยจากธรรมชาติและปลาดุกอุยจากฟาร์มไม่มีความแตกต่างกันทางสถิติ (ตารางที่ 7)

ตารางที่ 7 องค์ประกอบของซาก (กรัมต่อกิโลกรัม น้ำหนักเปียก) ของปลาดุกอุยจากธรรมชาติและปลาดุกอุยจากฟาร์ม

| Chemical composition | Wild        | Farmed      | P-value |
|----------------------|-------------|-------------|---------|
| Moisture             | 656.1 ± 5.9 | 658.1 ± 8.2 | 0.841   |
| Crude protein        | 161.3 ± 3.3 | 158.9 ± 3.1 | 0.592   |
| Crude lipid          | 109.9 ± 6.2 | 107.7 ± 7.1 | 0.788   |
| Crude ash            | 42.4 ± 1.0  | 44.3 ± 2.0  | 0.455   |

ข้อมูลทั้งหมดแสดงเป็นค่าเฉลี่ย ± ความคลาดเคลื่อนมาตรฐาน ( $n = 10$ )  
ทดสอบความแตกต่างทางสถิติโดยใช้  $t$ -test ที่ระดับนัยสำคัญ 0.05

## บทที่ 4

### บทวิจารณ์

การวัดขนาดเป็นวิธีการที่ง่าย มีความน่าเชื่อถือ และไม่ต้องอาศัยความเชี่ยวชาญทางวิทยาศาสตร์ รวมทั้งเป็นวิธีที่สามารถแยกปลาจากธรรมชาติและจากฟาร์มได้อย่างรวดเร็ว (Uglem *et al.*, 2011; Arechavala-Lopez *et al.*, 2012; Fagbuaro *et al.*, 2015) โดยลักษณะที่ปรากฏเป็นผลจากกระบวนการเลี้ยงหรือการชักนำจากธรรมชาติ มีความถาวรและไม่เปลี่ยนแปลงตลอดชีวิต (Fjellidal *et al.*, 2009) จากการศึกษาครั้งนี้พบว่า ความยาวลำตัวมาตรฐาน ความลึกของลำตัว ความกว้างของตา ความสูงของครีบ และความยาวของหนวด สามารถใช้แยกปลาจากฟาร์มและจากธรรมชาติได้ การศึกษาในปลากะพงขาวยุโรปจากธรรมชาติและจากฟาร์ม พบว่าสามารถใช้ดัชนีหัวและดัชนีความสัมพันธ์ (relative profile index) ในการระบุที่มาของปลาได้ (Arechavala-Lopez *et al.*, 2012) ในขณะที่การใช้ความสูงของครีบ ความโค้งของคอ และความยาวขากรรไกรล่าง มีความเหมือนกันในปลาคอดแอตแลนติก (Uglem *et al.*, 2011) เช่นเดียวกับการศึกษาในปลาในวงศ์ปลาจัน พบว่าสามารถใช้ดัชนีความสัมพันธ์ และสัดส่วนของร่างกาย เช่น ความยาวลำตัวมาตรฐานต่อความยาวลำตัวทั้งหมด และเส้นผ่านศูนย์กลางของตาต่อความยาวหัว (Arechavala-Lopez *et al.*, 2012) อย่างไรก็ตาม พบว่าไม่สามารถใช้ลักษณะทางสัณฐานวิทยาเชิงเรขาคณิต (geometrical morphometry) ในการแยกปลาวงศ์ปลาจันจากฟาร์มและจากธรรมชาติได้ (Çoban *et al.*, 2008) ส่วนการศึกษาในปลาคูกแอฟริกันจากฟาร์มและจากธรรมชาติพบว่าการวัดขนาด 9 พารามิเตอร์ ได้แก่ ระยะห่างก่อนครีบอก (pre-pectoral distance) ความยาวของก้านครีบอก (pectoral spine length) ความลึกของหัว (head depth) ความยาวของจมูก (nasal barbell length) ความยาวขากรรไกรบน (maxillary barbell length) รัศมีครีบก้น (anal fin ray) รัศมีครีบอก (pectoral fin ray) รัศมีครีบสะโพก (pelvic fin ray) และรัศมีครีบหาง (caudal fin ray) ในการแยกปลาต่างแหล่งได้ (Fagbuaro *et al.*, 2015) สำหรับการศึกษาครั้งนี้พบว่าบางพารามิเตอร์จะให้ผลที่แตกต่างกันเมื่อเปรียบเทียบกับปลาชนิดอื่น ซึ่งผลการศึกษาพบว่าพารามิเตอร์ที่ใช้แยกปลาจากฟาร์มและจากธรรมชาติส่วนใหญ่ไม่มีความแตกต่างกัน เนื่องจากสภาพแวดล้อมที่อยู่อาศัยมีความใกล้เคียงกัน ทรัพยากรมีความอุดมสมบูรณ์หรือการมีระดับการแข่งขันต่ำในปลาจากธรรมชาติ นอกจากนี้อาจเกี่ยวข้องกับลักษณะทางพันธุกรรม และปัจจัยสิ่งแวดล้อมที่อาจส่งผลให้ลักษณะทางสัณฐานวิทยามีความแตกต่างกัน ซึ่งอาจต้องมีการศึกษาเพิ่มเติมต่อไปในอนาคต

ดัชนีของอวัยวะภายใน และกิจกรรมของเอนไซม์ย่อยอาหารทั้ง 5 พารามิเตอร์ ของปลาถูก ออกจากธรรมชาติและจากฟาร์มมีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ ซึ่งอาจเป็นผลจากการจับปลาที่ อุดอาหาร 2-3 วัน ทำให้การทำงานของทางเดินอาหารลดลง น้ำหนักของทางเดินอาหารของปลา จากธรรมชาติมีค่าสูงเมื่อเทียบกับน้ำหนักตัวปลา ซึ่งอาจสัมพันธ์กับเหยื่อที่มีขนาดใหญ่ใน ธรรมชาติ เช่น กุ้ง และปลาขนาดเล็ก (Teugels *et al.*, 1999) ในขณะที่ปลาจากฟาร์มได้รับ อาหารเม็ดซึ่งมีขนาดเล็กกว่า ดังนั้นการได้ตัวอย่างปลาโดยตรงจากแหล่งอาศัย อาจทำให้เห็น แนวโน้มที่แตกต่างมากกว่าการสุ่มตัวอย่างปลาจากตลาด อย่างไรก็ตาม Gildberg (2004) อธิบายว่า ปลากินเนื้อสามารถรักษาการทำงานของทางเดินอาหารได้ดี มีระดับของเอนไซม์ย่อยอาหาร ที่สูง ถึงแม้จะอยู่ในช่วงอดอาหารเป็นระยะเวลานาน ดัชนีไขมันในช่องท้องของปลาจากธรรมชาติ มีค่าสูงกว่าปลาจากฟาร์ม เนื่องจากในอาหารมีชีวิตมีไขมันสูง ซึ่งจะช่วยให้เพิ่มกิจกรรมการย่อยของ ไกลเปส Jobling (1988) แสดงให้เห็นว่าปลาที่เลี้ยงในฟาร์มมีประสิทธิภาพการย่อยอาหารใน กระเพาะอาหารที่ต่ำกว่าปลาจากธรรมชาติ การเพิ่มขึ้นอย่างมีนัยสำคัญของกิจกรรมจำเพาะของเปป ติซินอาจช่วยเพิ่มความสามารถการย่อยโปรตีนในอาหาร สำหรับกิจกรรมจำเพาะของทริปซินและ ไคโมทริปซินที่ไม่พบความแตกต่างระหว่างปลาจากธรรมชาติและจากฟาร์ม สอดคล้องกับ การศึกษาในปลาคอด (Lemieux *et al.*, 1999) เนื่องจากกลูโคสเป็นแหล่งพลังงานที่จำเป็นสำหรับ เนื้อเยื่อต่างๆ จึงมีความสำคัญที่จะต้องรักษาระดับน้ำตาลไว้ในช่วงที่อดอาหาร (Romijn *et al.*, 1990) ดังนั้นจึงมีการรักษาระดับกิจกรรมอะไมเลส รวมถึงอัตราส่วนของอะไมเลสต่อทริปซินด้วย

การศึกษาในปลาวงศ์ปลาจางจากธรรมชาติและจากฟาร์มพบว่าโปรตีนที่ควบคุม กระบวนการทางชีววิทยา และส่วนประกอบของเซลล์มีรูปแบบการแสดงออกที่ต่างกัน (Piovesana *et al.*, 2016) ในปลาโปรตีนเป็นองค์ประกอบที่สำคัญ ได้แก่ ไมโอไฟบริลลาร์โปรตีนเป็น องค์ประกอบหลักประมาณ 39-56 เปอร์เซ็นต์ ซาร์โคพลาสติกโปรตีน ประมาณ 21-25 เปอร์เซ็นต์ และสโตรมาโปรตีน หรือโปรตีนเนื้อเยื่อเกี่ยวพันประมาณ 6-21 เปอร์เซ็นต์ (Chaijan *et al.*, 2010) ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าการเปลี่ยนแปลงคุณสมบัติเชิงความร้อนของปลาทั้งสองกลุ่มไม่มีความ แตกต่างกัน (อุณหภูมิเริ่มต้น อุณหภูมิที่เสถียรภาพ และอุณหภูมิสุดท้าย) ซึ่งไมโอซินและแอคติน เป็นโปรตีนหลักในกล้ามเนื้อ เอนทัลปีในการเสถียรภาพของโปรตีน ( $\Delta H$ ) เป็นการวัดปริมาณ โปรตีนที่เหลืออยู่ในสภาพเดิม และพบว่าปลาคูกอกจากฟาร์มมีเอนทัลปีของไมโอซินสูงกว่าปลา คูกอกจากธรรมชาติ Coughlin และคณะ (2016) รายงานว่าสถานะการเลี้ยงมีผลต่อการแสดงออก ของไมโอซิน โดยทำให้เกิดการเปลี่ยนแปลงของสมรรถภาพการว่ายน้ำและการหดตัวของ กล้ามเนื้อ ส่งผลให้เอนทัลปีของไมโอซินมีการเปลี่ยนแปลง เนื่องจากไมโอไฟบริลลาร์โปรตีน เป็นโปรตีนที่พบมากที่สุด ประมาณ 50-60 เปอร์เซ็นต์ของโปรตีน (Shahidi *et al.*, 1994) สำหรับ

เอนทาลปีในการเสียดสภาพของแอคติน หรือแอคตินต่อไมโอซินไม่มีความแตกต่างกัน นอกจากนี้ปลาคุยกอยจากธรรมชาติพบซาร์โคพลาสมิกโปรตีน 6 ชนิด ซึ่งสามารถใช้ในการจำแนกทั้งเชิงคุณภาพและเชิงปริมาณได้ ความแตกต่างของอาหารและกิจกรรมของปลาจากธรรมชาติ อาจส่งผลต่อโปรตีนเหล่านี้ทั้งรูปแบบและหน้าที่ ดังนั้นการศึกษาโปรตีโอมิกส์ (proteomics) ของกล้ามเนื้อจึงมีประสิทธิภาพในการระบุแหล่งที่มาของปลาได้ชัดเจนยิ่งขึ้น

รูปแบบของกรดไขมันสามารถใช้ในการระบุประชากรได้ เนื่องจากมีความแตกต่างสูงระหว่างปลาจากธรรมชาติและจากฟาร์ม (Jensen *et al.*, 2013) การศึกษาครั้งนี้พบว่ากรดไขมันได้แก่ กรดลิโนเลอิก (C18: 2n6) กรดอะราคิติก (C20: 0) กรดอีรูซิก (C22: 1n9) และกรดลิกโนซีริก (C24: 0) รวมทั้งผลรวมกรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป ( $\Sigma$ PUFA) และผลรวมโอเมก้า 6 ( $\Sigma n-6$ ) ของปลาคุยกอยจากธรรมชาติและจากฟาร์มมีความแตกต่างกัน สอดคล้องกับการศึกษาในปลาสเตอร์เจียนขาว (*Acipenser transmontanus*) ที่พบว่ากรดลิโนเลอิกมีความเข้มข้นแตกต่างกันมากที่สุด เมื่อเทียบกับกรดไขมันชนิดอื่นๆ (DePeters *et al.*, 2013) ส่วนการศึกษาในปลากะพงขาวยุโรป (Lenas *et al.*, 2011) และปลา blackspot seabream (Rincón *et al.*, 2016) พบว่ากรดลิโนเลอิกสามารถใช้เป็นตัวบ่งชี้ที่มีประสิทธิภาพ แต่ใช้ไม่ได้ผลในกรณีของปลา yellow perch สำหรับการศึกษากรดอะราคิติกพบว่าในปลาจากธรรมชาติมีความเข้มข้นสูงเช่นเดียวกับการศึกษาในปลาหางเหลือง (*Seriola lalandi*) อย่างไรก็ตาม กรดชนิดนี้มีความเข้มข้นต่ำเมื่อเทียบกับกรดไขมันอิ่มตัว (กรดพาล์มิติก) กรดอีรูซิกสามารถใช้เป็นตัวบ่งชี้เฉพาะปลาคุยกอยจากธรรมชาติเท่านั้น เนื่องจากกรดอีรูซิกผลิตได้จากพืชสีเขียวหลายชนิด สำหรับโรงงานอุตสาหกรรมจะมีการเสริมกรดโอเลอิกแทนกรดอีรูซิก ซึ่งไม่สามารถตรวจวัดได้ในอาหารสัตว์ โดยสามารถตรวจวัดได้ในปลาจากธรรมชาติซึ่งจะขึ้นอยู่กับอาหารที่ย่อย นอกจากนี้ยังพบกรดอีรูซิกสูงในเนื้อและไขมันในช่องท้องของปลากะพงขาว ซึ่งสอดคล้องกับปลาที่เลี้ยงในฟาร์ม (Lenas *et al.*, 2011) ความแตกต่างดังกล่าวมีส่วนทำให้กรดไขมันไม่อิ่มตัวที่มีพันธะคู่ตั้งแต่ 2 ตำแหน่งขึ้นไป และผลรวมโอเมก้า 6 ในปลาจากธรรมชาติมีความใกล้เคียงกับปลาที่เลี้ยงในฟาร์ม แต่อย่างไรก็ตามความแตกต่างที่ตรวจวัดได้จากปลาทั้งสองกลุ่มมีผลทำให้องค์ประกอบของกรดไขมันในปลาคุยกอยมีความแตกต่างกันเล็กน้อย ซึ่งอาจเกิดจากการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำในประเทศไทยยังมีรูปแบบการเลี้ยงในบ่อที่มีขนาดเล็กและอาหารที่ใช้เลี้ยงยังเป็นอาหารที่มีชีวิต

องค์ประกอบของแร่ธาตุมีประสิทธิภาพในการแยกความแตกต่างของปลาจากธรรมชาติและปลาจากฟาร์ม (DePeters *et al.*, 2013) การศึกษาในปลาคุยกอยทั้งสองกลุ่มพบว่าทองแดงซึ่งเป็นแร่ธาตุรอง และตะกั่วซึ่งเป็นแร่ธาตุที่เป็นพิษหรือโลหะหนัก (Alasalvar *et al.*, 2002) มีความแตกต่างกัน โดยปลาในธรรมชาติมีความเข้มข้นของแร่ธาตุทั้งสองสูงกว่าปลาจากฟาร์มเลี้ยง

สอดคล้องกับการศึกษาในปลากระพงและในปลาวงศ์ปลาจานที่พบว่าปลาในธรรมชาติมีปริมาณโลหะหนักสูงกว่า (ปรอท แคดเมียม และตะกั่ว) (Custódio *et al.*, 2011) การศึกษาของ Orban และคณะ (2002) พบว่าปลาจากธรรมชาติมีปรอท และซีลีเนียมสูงกว่าปลาจากฟาร์มเลี้ยงเช่นกัน โดยปลาได้รับแร่ธาตุจากอาหารและน้ำโดยผ่านทางเหงือกและผิวหนัง (Bhourri *et al.*, 2010) ซึ่งปริมาณตะกั่วที่พบอยู่ในระดับต่ำกว่าเกณฑ์ ไม่เป็นอันตรายต่อสุขภาพ (Hankin, 1972) ซึ่งอาจมาจากการขนส่งทางน้ำและกิจกรรมของมนุษย์ โดยความเข้มข้นของแร่ธาตุจะขึ้นอยู่กับเนื้อเยื่อ (Bhourri *et al.*, 2010) ชนิดของปลา กระบวนการเมแทบอลิซึม ถิ่นกำเนิด และปัจจัยสิ่งแวดล้อม (Manso *et al.*, 2007) การกินอาหาร (Alasalvar *et al.*, 2002) การควบคุมคุณภาพอาหารและน้ำ (Gonul and Kucuksezgin, 2007) โดยปลาในฟาร์มจะมีการควบคุมสภาวะการเลี้ยง และสามารถควบคุมการให้อาหารได้ (Fuentes *et al.*, 2010) ซึ่งอาหารที่ใช้เลี้ยงปลา ส่วนใหญ่จะเป็นอาหารสำเร็จรูปที่มีระดับของปรอทต่ำ ในขณะที่ปลาจากธรรมชาติจะอาศัยอยู่บริเวณหน้าดินหรือตามพื้นทะเล (benthic organisms) ที่เชื่อมต่อกับชั้นตะกอนอาจมีการสะสมของโลหะหนัก นอกจากนี้ปลาจากธรรมชาติมีอัตราการเจริญเติบโตที่ช้ากว่า และอาจมีอายุมากกว่าปลาจากฟาร์มที่มีขนาดใกล้เคียงกัน จึงมีเวลาในการสะสมโลหะหนักที่เป็นพิษมากขึ้น ดังนั้น อายุจึงเป็นปัจจัยสำคัญในการสะสมของปรอทในเนื้อเยื่อปลา (Orban *et al.*, 2002) ในขณะที่แร่ธาตุหลัก เช่น แคลเซียม ฟอสฟอรัส โพแทสเซียม และแมกนีเซียม มีบทบาทเป็นโครงสร้างของร่างกาย เป็นองค์ประกอบของเซลล์เนื้อเยื่อและเส้นประสาท และแร่ธาตุรอง เช่น เหล็ก สังกะสี แมงกานีส และทองแดง เป็นส่วนประกอบที่สำคัญของฮอร์โมนและเอนไซม์ (Lal, 1989; Lal, 1995) ส่วนใหญ่จะเป็นแร่ธาตุหลักพบว่าไม่มีความแตกต่างกัน เนื่องจากแร่ธาตุหลักไม่ได้รับผลกระทบจากสภาวะการเจริญเติบโตของปลา (Orban *et al.*, 2002) ระบบการให้อาหาร และแหล่งอาศัยไม่มีผลต่อองค์ประกอบของแร่ธาตุ (Fuentes *et al.*, 2010) การศึกษาในปลากระพงขาวพบว่าเหล็ก ซึ่งเป็นแร่ธาตุปริมาณน้อยจะมีปริมาณสูงกว่าในกล้ามเนื้อแดงเมื่อเปรียบเทียบกับกล้ามเนื้อขาว (Morozov and Petuchov, 1986; Lal, 1995) และมีความแตกต่างอย่างมากในปลาแต่ละชนิด (El-Faer *et al.*, 1992; Lal, 1995) การศึกษาเหล่านี้แสดงให้เห็นว่าความเข้มข้นของแร่ธาตุในปลาได้รับอิทธิพลจากหลายปัจจัย เช่น ฤดูกาล และความแตกต่างทางชีวภาพ (ชนิดของปลา ขนาด เนื้อเยื่อที่สะสม อายุ เพศ และการเจริญพันธุ์) แหล่งอาหาร และสิ่งแวดล้อม (เคมีของน้ำ ความเค็มของน้ำ อุณหภูมิ และสารปนเปื้อน) (Bodsha and Sainsbyry, 1978; Farmer *et al.*, 1979; Lal, 1995)

โดยทั่วไปองค์ประกอบของซากปลาจากฟาร์มและปลาจากธรรมชาติมีความแตกต่างกัน (González *et al.*, 2006; Rincón *et al.*, 2016) เนื่องจากความแตกต่างของปัจจัยภายใน (ชนิดของปลา ขนาด และวัย) และปัจจัยภายนอก (แหล่งอาหาร ฤดูกาล ความเค็มของน้ำ และอุณหภูมิ) (Hussain

*et al.*, 2008) ประเภทของอาหาร ส่วนผสมของอาหาร (อาหารสำเร็จรูปมักจะมีปริมาณไขมันและคาร์โบไฮเดรตในอาหารสูง) และปลาที่เลี้ยงในฟาร์มจะมีการกินอาหารที่มีพลังงานสูงกว่าปลาจากธรรมชาติ (Grigorakis *et al.*, 2002) รวมถึงการเปลี่ยนแปลงตามฤดูกาล ส่งผลให้ทรัพยากรมีความอุดมสมบูรณ์แตกต่างกัน (Poulsen *et al.*, 2001) โดยเฉพาะฤดูฝนพบว่ามีความหลากหลายสูง (Smith *et al.*, 1978) อย่างไรก็ตาม การศึกษาในครั้งนี้พบว่าปลาถูกอุยจากธรรมชาติและจากฟาร์มมีองค์ประกอบของซากที่ไม่แตกต่างกัน ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาองค์ประกอบเนื้อของ O'Neill และคณะ (2015) ซึ่งผลการศึกษาในครั้งนี้อาจเป็นข้อมูลช่วยในการตัดสินใจของผู้บริโภค อย่างไรก็ตามแหล่งอาศัยและการเปลี่ยนแปลงตามฤดูกาลอาจมีผลต่อการศึกษาด้วย



## บทที่ 5

### บทสรุปและข้อเสนอแนะ

#### บทสรุป

การวัดขนาด คำนีของอวัยวะย่อยอาหาร และคุณภาพกล้ามเนื้อที่ใช้ในการแยกปลาคุกอุย จากธรรมชาติและจากฟาร์ม มีบางลักษณะที่สามารถแยกปลาคุกอุยทั้งสองกลุ่มได้ ซึ่งความแตกต่าง อาจเกิดจากระบบการให้อาหาร และสภาวะการใช้ชีวิตอื่นๆ การศึกษาโดยการสุ่มตัวอย่างอาหาร และสังเกตพารามิเตอร์สิ่งแวดล้อมอาจทำให้ทราบข้อมูลเกี่ยวกับลักษณะฟีโนไทป์ของปลาชนิด นี้ได้ การวัดขนาดเป็นการคัดกรองเบื้องต้นในภาคสนาม ไม่ต้องใช้สารเคมีหรืออุปกรณ์ที่มีความ ละเอียด ในขณะที่ลักษณะอื่นๆที่ทำการศึกษายกจะทำในห้องปฏิบัติการ ข้อมูลในการศึกษานี้ สามารถประยุกต์ใช้ในทางนิเวศวิทยาศาสตร์ ในกรณีที่มีการปลอมปนปลาคุกอุยจากธรรมชาติด้วย ปลาคุกอุยจากฟาร์ม นอกจากนี้องค์ประกอบทางโภชนาการที่มีความคล้ายคลึงกัน อาจช่วยในการ ตัดสินใจของผู้บริโภค และอาจช่วยอนุรักษ์ปลาน้ำจืดที่ถูกลดความจากปลาคุกอุยลูกผสม รวมทั้ง เพื่อปรับปรุงการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำให้มีความยั่งยืนยิ่งขึ้น

#### ข้อเสนอแนะ

1. การศึกษาครั้งนี้บางพารามิเตอร์ทางสัณฐานวิทยาจะให้ผลที่แตกต่างกันในปลาแต่ละชนิด ดังนั้น ควรศึกษาพารามิเตอร์เพิ่มเติมเพื่อนำข้อมูลดังกล่าวมาใช้ในการแยกความแตกต่างของปลาทั้งสองกลุ่ม เช่น การเพิ่มอัตราส่วนของพารามิเตอร์ที่ตรวจวัด และการนับจำนวน (meristic characteristics)
2. ควรเก็บตัวอย่างปลาคุกอุยโดยตรงจากชาวประมงและจากฟาร์ม แทนการเก็บตัวอย่างจากตลาด เพื่อลดความเครียดของปลาที่ถูกขังไว้ซึ่งอาจจะผลต่อค่าที่วิเคราะห์ได้
3. ควรศึกษาเพิ่มเติมเกี่ยวกับองค์ประกอบทางเคมีของอาหารที่ใช้เลี้ยงปลาคุก ซึ่งอาจนำมาใช้ในการอภิปรายผลได้
4. ควรศึกษาเพิ่มเติมเกี่ยวกับแร่ธาตุปริมาณน้อย และเก็บตัวอย่างโอโทลิทซ์ (otolith) เพื่อนำมาใช้ในการระบุแหล่งที่มาของปลาได้ชัดเจนยิ่งขึ้น

5. ผลที่ได้จากการศึกษาอาจแตกต่างกับการทดลองอื่น เนื่องจากปัจจัยภายนอก เช่น คุณภาพทางเคมีของน้ำ สารปนเปื้อน และแหล่งอาหาร และปัจจัยภายใน เช่น ชนิดของปลา ขนาด อายุ เพศ ฯลฯ

## บรรณานุกรม

- การุณ ทองประจุแก้ว และอุทัยวรรณ โกวิทวที. 2555. เอนไซม์ย่อยอาหารกับการพัฒนาอาหารเพื่อการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำ. วารสารวิชาการพระจอมเกล้าพระนครเหนือ. 3: 710–720.
- ตุลาคุณ นนทพุทธ, การุณ ทองประจุแก้ว, สมรภัทร์ รอดเจริญ และวราภรณ์ ห่าหอ. 2558. การเปลี่ยนแปลงของโปรตีนไมโอซินและแอกตินในกล้ามเนื้อภายหลังการตายของปลานิล (*Oreochromis niloticus*). การประชุมวิชาการระดับชาติ ครั้งที่ 25. มหาวิทยาลัยทักษิณ. สงขลา.
- พิชชา ณรงค์พงศ์. 2555. มินวิทยา. สำนักพิมพ์แห่งจุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. กรุงเทพฯ.
- วีรพงศ์ วุฒิพันธุ์ชัย. 2536. อาหารปลา. โอเดียนสโตร์. กรุงเทพฯ.
- ศูนย์วิจัยและพัฒนาประมงน้ำจืดเขต 5. 2560. การเพาะเลี้ยงปลาดุกอุย (ออนไลน์).  
สืบค้นจาก : <http://www.fisheries.go.th/if-suratthani/1pladoog.htm> (27 พฤศจิกายน 2560).
- ศูนย์วิจัยและพัฒนาประมงน้ำจืดพิษณุโลก. 2549. รายงานผลการติดตามตรวจสอบระบบนิเวศในน้ำและการประมง โครงการเขื่อนแควน้อยอันเนื่องมาจากพระราชดำริ. วนิดาการพิมพ์. เชียงใหม่.
- สัมฤทธิ์ พุ่มสุวรรณ. 2543. ปลาพื้นบ้านของไทย. นานมีบุ๊คส์. กรุงเทพฯ.
- Alam, S. K., Brim, M. S., Carmody, G. A. and Parauka, F. M. 2000. Concentrations of heavy and trace metals in muscle and blood of juvenile gulf sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*) from the suwannee river, Florida. Journal of Environmental Science and Health Part A. 35: 645–660.
- Alasalvar, C., Taylor, K. D. A., Zubcov, E., Shahidi, F. and Alexis, M. 2002. Differentiation of cultured and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax*): total lipid content, fatty acid and trace mineral composition. Food Chemistry. 79: 145–150.
- AOAC. 2005. Official Methods of Analysis of AOAC International. (18th ed.). Association of Official Analytical Chemists. Gaithersburg.
- Arechavala-Lopez, P., Sanchez-Jerez, P., Bayle-Sempere., J. T., Sfakianakis, D. G. and Somarakis, S. 2012. Morphological differences between wild and farmed Mediterranean fish. Hydrobiologia. 679: 217–231.
- Areekijsee, M., Engkagul, A., Kovitvadhi, U., Thongpan, A., Mingmuang, M., Pakkong, P. and

- Rungruangsak-Torrissen, K. 2004. Temperature and pH characteristics of amylase and proteinase of adult freshwater pearl mussel, *Hyriopsis (Hyriopsis) bialatus* Simpson 1900. *Aquaculture*. 234: 575–587.
- Ashton, H. J., Farkvan, D. O. and March, B. E. 1993. Fatty acid composition of lipids in the eggs and alevins from wild and cultured chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 50: 648–655.
- Benedito-Palos, L., Navarro, J. C., Bermejo-Nogales, A., Saera-Vila, A., Kaushik, S. and Perez-Sanchez, J. 2009. The time course of fish oil wash-out follows a simple dilution model in gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) fed graded levels of vegetable oils. *Aquaculture*. 288: 98–105.
- Bhourri, A. M., Bouhlel, I., Chouba, L., Hammami, Cafsi, M. E. and Chaouch, A. 2010. Total lipid content, fatty acid and mineral compositions of muscles and liver in wild and farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *African Journal of Food Science*. 4: 552–530.
- Blier, P. U., Lemieux, H. and Devlin, R. H. 2002. Is the growth rate of fish set by digestive enzymes or metabolic capacity of the tissues? Insight from transgenic coho salmon. *Aquaculture*. 209: 379–384.
- Bodsha, K. S. and Sainsbyry, M. 1978. Aspects of the biology and heavy metal accumulation of *Ciliata mustela*. *Journal of Fish Biology*. 12: 213–220.
- Bougatef, A. 2013. Trypsins from fish processing waste: characteristics and biotechnological applications – Comprehensive review. *Journal of Cleaner Production*. 57: 257–265.
- Børrensen, T. 1992. Quality aspects of wild and reared fish. *In* Quality Assurance in Fish Industry. (Huss, H. H., Jacobsen, M. and Liston, J., eds.). p. 1–17. Elsevier, Amsterdam.
- Campana, S. E. 1999. Chemistry and composition of fish otoliths: pathways, mechanisms and applications. *Marine Ecology Progress Series*. 188: 263–297.
- Campana, S. E., Chouinard, G. A., Hanson, J. M., Frechet, A. and Bratney, J. 2000. Otolith elemental fingerprints as biological tracers of fish stocks. *Fisheries Research*. 46: 343–357.
- Capelli, R., Das, K., Pellegrini, R. D., Drava, G., Lepoint, G., Miglio, C., Minganti, V. and Poggi,

- R. 2008. Distribution of trace elements in organs of six species of cetaceans from the Ligurian Sea (Mediterranean), and the relationship with stable carbon and nitrogen ratios. *Science of the Total Environment*. 390: 569–578.
- Chaijan, M., Jongjareonrak, A., Phatcharat, S., Benjakul, S. and Rawdkuen, S. 2010. Chemical compositions and characteristics of farm raised giant catfish (*Pangasianodon gigas*) muscle. *LWT- Food Science and Technology*. 43: 452–457.
- Chen, I. C., Chapman, F. A., Wei, C. I., Portier, K. M. and O'Keefe, S. F. J. 1995. Differentiation of cultured and wild sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*) based on fatty acid composition. *Food Science*. 60: 631–635.
- Claret, A., Guerrero, L., Gartzia, I., Garcia-Quiroga, M. and Ginés, R. 2016. Does information affect consumer liking of farmed and wild fish? *Aquaculture*. 454: 157–162.
- Cordier, M., Brichon, G., Weber, J. M. and Zwingelstein, G. 2002. Changes in the fatty acid composition of phospholipids in tissues of farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*) during an annual cycle. Roles of environmental temperature and salinity. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 133, 281–288.
- Coughlin, D. J., Shiels, L. P., Nuthakki, S. and Shuman, J. L. 2016. Thermal acclimation to cold alters myosin content and contractile properties of rainbow smelt, *Osmerus mordax*, red muscle. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*. 196: 46–53.
- Córdova-Murueta, J. H., Garcia-Carreño, F. L., Los, A. M. D. and Del-Toro, N. 2004. Effect of stressors on shrimp digestive enzymes from assays of feces: an alternate method of evaluation. *Aquaculture*. 233: 439–449.
- Custódio, P., Pessanha, J. S., Pereira, C., Carvalho, M. L. and Nunes, M. L. 2011. Comparative study of elemental content in farmed and wild life sea bass and gilthead bream from four different sites by FAAS and EDXRF. *Food Chemistry*. 124: 367–372.
- Czesny, S., Dabrowski, K., Christensen, J. E., Eenennaam, J. V. and Dorosho, S. 2000. Discrimination of wild and domestic origin of sturgeon ova based on lipids and fatty acid analysis. *Aquaculture*. 189: 145–153.
- Çoban, D., Saka, S. and Firat, K. 2008. Morphometric comparison of cultured and lagoon caught gilthead seabream (*Sparus aurata* L. 1758). *Turkish Journal of Zoology*. 32: 337–341.
- DePeters, J. E., Puschner, B., Taylor, J. S. and Rodzen, A. J. 2013. Can fatty acid and mineral

- compositions of sturgeon eggs distinguish between farm-raised versus wild white (*Acipenser transmontanus*) sturgeon origins in California? preliminary report. Forensic Science International. 229: 128–132.
- El-Faer, M. Z., Rawdah, T. N., Attar, K. M. and Arab, M. 1992. Mineral and proximate composition of some commercially important fish of the Arabian Gulf. Food Chemistry. 45: 95–98.
- Elsdon, S. E. and Gillanders, M. B. 2004. Fish otolith chemistry influenced by exposure to multiple environmental variables. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. 313: 269–284.
- Ersoy, B. and Özeren, A. 2009. The effect of cooking methods on mineral and vitamin contents of African catfish. Food Chemistry. 115: 419–422.
- Fagbuaro, O., Oso, J. A., Olurotimi, M. B. and Akinyemi, O. 2015. Morphometric and meristic characteristics of *Clarias gariepinus* from controlled and uncontrolled population from southwestern Nigeria. Journal of Agriculture and Ecology Research International. 2: 39–45.
- FAO, 2015. Global Aquaculture Production Database. FAO, Rome.
- Farmer, G. J., Ashfield, D. and Samant, H. S. 1979. Effects of zinc on juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar*): acute toxicity, food intake, growth and bioaccumulation. Environmental Pollution. 19: 103–117.
- Fjellidal, P. G., van der Meeren, T., Jørstad, K. E. and Hansen, T. J. 2009. A radiological study on vertebral deformities in cultured and wild Atlantic cod (*Gadus morhua* L.). Aquaculture. 289: 6–12.
- Friedman, M. 1996. Nutritional value of proteins from different food sources. A review. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 44: 6–29.
- Fuentes, A., Fernández, S. I., Serra, J. A. and Barat, J. M. 2010. Comparison of wild and cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax*) quality. Food Chemistry 119: 1514–1518.
- Furné, M., Hidalgo, M. C., López, A., García-Gallego, M., Morales, A. E., Domezain, A., Domezainé, J. and Sanz, A. 2005. Digestive enzyme activities in Adriatic sturgeon *Acipenser naccarii* and rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. A comparative study. Aquaculture. 250: 391–398.

- Gildberg, A. 2004. Digestive enzyme activities in starved pre-slaughter farmed and wild-captured, Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Aquaculture*. 238: 343–353.
- Gonul, L. T. and Kucuksezgin, F. 2007. Mercury accumulation and speciation in the muscle of red mullet (*Mullus barbatus*) and annular sea bream (*Diplodus annularis*) from Izmir Bay (*Eastern aegean*). *Marine Pollution Bulletin*. 54: 1962–1968.
- González, S., Flick, G. J., O’Keef, S. F., Duncan, S. E., McLean, E. and Craig, S. R. 2006. Composition of farmed and wild yellow perch (*Perca flavescens*). *Journal of Food Composition and Analysis*. 19: 720–726.
- Grigorakis, K. 2007. Compositional and organoleptic quality of farmed and wild gilthead sea bream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and factors affecting it: A review. *Aquaculture*. 272: 55–75.
- Grigorakis, K., Alexis, M. N., Taylor, K. D. A. and Hole, M. 2002. Comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*); composition, appearance and seasonal variations. *International Journal of Food Science and Technology*. 37: 477–484.
- Hankin, L. 1972. Lead poisoning: a disease of our time. *Journal of Milk and Food Technology*. 35: 86–97.
- Hansen, T. W., Folkvord, A., Grøtan, E. and Saele, Ø. 2013. Genetic ontogeny of pancreatic enzymes in *Labrus bergylta* larvae and the effect of feed type on enzyme activities and gene expression. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 164: 176–184.
- Hepher, B. 1988. *Nutritional of Pond Fishes*. Cambridge University Press. New York.
- Heshmati, A., Momtaz, J. K., Nili-Ahmadabadi, A. and Ghadimi, S. 2017. Dietary exposure to toxic and essential trace elements by consumption of wild and farmed carp (*Cyprinus carpio*) and Caspian kutum (*Rutilus frisii kutum*) in Iran. *Chemosphere*. 173: 207–215.
- Heu, M. S., Kim, H. R. and Pyeuna, J. H. 1995. Comparison of trypsin and chymotrypsin from the viscera of anchovy, *Engraulis japonica*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 112: 557–567.
- Hidalgo, M. C., Urea, E. and Sanz, A. 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. *Aquaculture*. 170: 267–283.
- Hofer, R. and Schiemer, F. 1981. Proteolytic activity in the digestive tract of several species of

- fish with different feeding habits. *Oecologia*. 48: 342–345.
- Hussain, A. J., Anwar, F., Sherazi, S. T. H. and Przybylski, R. 2008. Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activities of basil (*Ocimum basilicum*) essential oils depends on seasonal variations. *Food Chemistry*. 108: 986–995.
- Ibarz, A., Blasco, J., Beltrán, M., Gallardo, M. A., Sánchez, J., Sala, R. and Fernández-Borràs, J. 2005. Cold-induced alterations on proximate composition and fatty acid profiles of several tissues in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*. 249: 477–486.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E. D. and Kestemont, P. 2008. Growth, feed efficiency and body mineral composition of juvenile vundu catfish (*Heterobranchus longifilis*, Valenciennes 1840) in relation to various dietary levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture Nutrition*. 14: 193–203.
- Izquierdo, M. S., Obach, A., Arantzamendi, L., Montero, D. and Robaina, L. 2003. Dietary lipid sources for seabream and sea bass: growth performance, tissue composition and flesh quality. *Aquaculture Nutrition*. 9: 397–407.
- Jafri, A. K. 1998. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratio on growth and body composition of walking catfish (*Clarias batrachus*). *Aquaculture*. 161: 159–168.
- Jensen, I. J., Larsen, R., Rustad, T. and Eilertsen, K. E. 2013. Nutritional content and bioactive properties of wild and farmed cod (*Gadus morhua* L.) subjected to food preparation. *Journal of Food Composition and Analysis*. 31: 212–216.
- Jensen, I. J. Maehre, H. K., Tømmerås, S., Eilertsen, K. E., Elvevoll, E. O. and Olsen, R. L. 2012. Farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*.) is a good source of long-chain omega-3 fatty acids. *Nutrition Bulletin*. 37: 25–29.
- Jobling, M. 1988. A review of the physiological and nutritional energetics of cod, *Gadus morhua* L., with particular reference to growth under farmed conditions. *Aquaculture*. 70: 1–19.
- Jobling, M., Leknes, O., Bjørn-Steinar, S. and Bendiksen, E. A. 2008. Lipid and fatty acid dynamics in Atlantic cod, *Gadus morhua*, tissues: Influence of dietary lipid concentrations and feed oil sources. *Aquaculture*. 281: 87–94.
- Johnston, I. A., Li, X., Vieira, V. L. A., Nickell, D., Dingwall, A., Alderson, R., Campbell, P. and Bickerdike, R. 2006. Muscle and flesh quality traits in wild and farmed Atlantic salmon. *Aquaculture*. 256: 323–336.



- Kanghae, H., Thongprajukaew, K., Madlee, A. and Kittiwattanawong, K. 2014. Is artificial feed suitable for juvenile green turtles (*Chelonia mydas*)? *Aquaculture*. 428–429: 97–103.
- Kappel, K. and Schröder, U. 2016. Substitution of high-priced fish with low-priced species: adulteration of common sole in German restaurants. *Food Control*. 59: 478–486.
- Krajnovic-Ozretic, M. O., Najdek, M. and Ozretic, B. 1994. Fatty acids in liver and muscle of farmed and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*. 109: 611–617.
- Kuz'mina, V. V. 1996. Influence of age on digestive enzyme activity in some freshwater teleosts. *Aquaculture*. 148: 25–37.
- Lal, S. P. 1995. Macro and trace elements in fish and shellfish. *In Fish and Fishery Products: Composition, Nutritive Properties and Stability*. (Ruiter, A., ed.), p. 187–214. CAB International, Wallingford.
- Lal, S. P. 1989. Minerals. *In Fish nutrition*. (Halver J. E., ed.), p. 220–257. Academic Press, San Diego.
- Lie, Q., Lied, E., Maage, A., Njaa, L. R. and Sandnes, K. 1994. Nutrient content of fish and shellfish. *Fisk Dir Skr Ser Ernæring*. 6: 83–104.
- Lemieux, H., Blier, P. and Dutil, J. D. 1999. Do digestive enzymes set a physiological limit on growth rate and food conversion efficiency in the Atlantic cod (*Gadus morhua*)? *Fish Physiology and Biochemistry*. 20: 293–303.
- Lenas, D. S., Chatziantoniou, S., Nathanailides, C. and Triantafillou, D. J. 2011. Comparison of wild and farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax* L) lipid quality. *Procedia Food Science*. 1: 1139–1145.
- Lenas, D. S., Triantafillou, D. J., Chatziantoniou, S. and Nathanailides, C. 2011. Fatty acid profile of wild and farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Journal of Consumer Protection and Food Safety*. 6: 435–440.
- Li, L., Boyd, C. E., Odom, J. and Dong, S. 2013. Identification of ictalurid catfish fillets to rearing location using elemental profiling. *Journal of the World Aquaculture Society*. 44: 405–414.
- Lowry, O. H., Rosebrough, N. J., Farr, A. L. and Randall, R. J. 1951. Protein measurement with the Folin phenol reagent. *Journal of Biological Chemistry*. 193: 265–275.

- Lundstedt, L. M., Melo, J. F. B. and Moraes, G. 2004. Digestive enzymes and metabolic profile of *Pseudoplatystoma corruscans* (Teleostei: Siluriformes) in response to diet composition. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 137: 331–339.
- Manso, M., Carvalho, M. L. and Nunes, M. L. 2007. Characterisation of essential and toxic elements in cephalopod tissues by EDXRF and AAS. *X-Ray Spectrometry*. 36: 413–418.
- Martinez, B., Miranda, J. M., Nebot, C., Rodriguez, J. L., Cepeda, A. and Franco, C. M. 2010. Differentiation of farmed and wild turbot (*Psetta maxima*): proximate chemical composition, fatty acid profile, trace minerals and antimicrobial resistance of contaminant bacteria. *Food Science and Technology International*. 16: 435–441.
- Matos, E., Silva, T. S., Tiago, T., Aureliano, M., Dinis, M. T. and Dias, J. 2011. Effect of harvesting stress and storage conditions on protein degradation in fillets of farmed gilthead seabream (*Sparus aurata*): A differential scanning calorimetry study. *Food Chemistry*. 126: 270–276.
- Mnari, A., Bouhlel, I., Chraief, I., Hammami, M., Romdhane, M. S., El Cafsi, M. and Chaouch, A. 2007. Fatty acids in muscles and liver of Tunisian wild and farmed gilthead seabream, *Sparus aurata*. *Food Chemistry*. 100: 1393–1397.
- Morozov, S. R. and Petuchov, S. A. 1986. Trace Elements in Caught Fish Fauna on the Example of Heavy Metals. Agropromizdat and Himia, Moscow.
- Na-Nakorn, U., Kamonrat, W. and Ngamsiri, T. 2004. Genetic diversity of walking catfish, *Clarias macrocephalus*, in Thailand and evidence of genetic introgression from introduced farmed *C. gariepinus*. *Aquaculture*. 240: 145–163.
- Nayak, J., Nair, P. G. V., Ammu, K. and Mathew, S. 2003. Lipase activity in different tissues of four species of fish: rohu (*Labeo rohita* Hamilton), oil sardine (*Sardinella longiceps* Linnaeus), mullet (*Liza subviridis* Valenciennes) and Indian mackerel (*Rastrelliger kanagurta* Cuvier). *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 83: 1139–1142.
- Nicolosi, A. C., Scerra, V., Cataldi-Lupo, M. C., Arculeo, M., Sinatra, M. C. and Campisi, S. 1993. Chemical and feeding composition of *Dicentrarchus labrax* in relation to growth. *River Science Aliment*. 22: 459–467.
- Orban, E., Lena, G. D., Nevigato, T., Casini, I., Santaroni, G., Marzetti, A. and Caproni, R. 2002.

- Quality characteristics of sea bass intensively reared and from lagoon as affected by growth conditions and the aquatic environment. *Journal of Food Science*. 67: 542–546.
- O'Neill, B., Roux, A. L. and Hoffman, L. C. 2015. Comparative study of the nutritional composition of wild versus farmed yellowtail (*Seriola lalandi*). *Aquaculture*. 448: 169–175.
- Pickova, J. and Morkore, T. 2007. Alternate oils in fish feeds. *European Journal of Lipid Science and Technology*. 109: 256–263.
- Piovesana, S., Capriotti, A. L., Caruso, G., Cavaliere, C., Barbera, G. L., Chiozzi, R. Z. and Laganà, A. 2016. Labeling and label free shotgun proteomics approaches to characterize muscle tissue from farmed and wild gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Journal of Chromatography Part A*. 1428: 193–201.
- Poulsen, J. R., Clark, C. J. and Smith, T. B. 2001. Seasonal variation in the feeding ecology of the grey-cheeked mangabey (*Lophocebus albigena*) in Cameroon. *American Journal of Primatology*. 54: 91–105.
- Rehbein, H. 2008. New fish on the German market: consumer protection against fraud by identification of species. *Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit*. 3: 49–53.
- Rincón, L., Castro, P. L., Álvarez, B., Hernández, M. D., Álvarez, A., Claret, A., Guerrero, L. and Ginés, R. 2016. Differences in proximal and fatty acid profiles, sensory characteristics, texture, colour and muscle cellularity between wild and farmed blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*). *Aquaculture*. 451: 195–204.
- Romijn, J. A., Godfried, M. H., Hommes, M. J. T., Endert, E. and Sauerwein, H. P. 1990. Decreased glucose oxidation during short-term starvation. *Metabolism*. 39: 525–530.
- Rungruangsak, K. and Utne, F. 1981. Effect of different acidified wet feeds on protease activities in the digestive tract and on growth rate of rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson). *Aquaculture*. 22: 67–79.
- Rungruangsak-Torrissen, K., Moss, R., Andresen, L. H., Berg, A. and Waagbø, R. 2006. Different expressions of trypsin and chymotrypsin in relation to growth in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Fish Physiology and Biochemistry*. 32: 7–23.
- Saito, H. and Okabe, M. 2012. Characteristics of lipid composition differences between cultured and wild ayu (*Plecoglossus altivelis*). *Food Chemistry*. 131: 1104–1115.

- Schubring, R. 2009. Crystallisation and melting behaviour of fish oil measured by DSC. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*. 95: 823–830.
- Shahidi, F. and Botta, J. R. 1994. Seafood proteins and preparation of protein concentrates. *In* *Seafood: Chemistry, Processing Technology and Quality* (Shahidi, F. and Botta, J. R., eds.), p. 3–9. Blackie Academic and Professional, London.
- Smith, J. N. M., Grant, P. R., Grant, B. R., Abbott, I. J. and Abbott, L. K. 1978. Seasonal variation in feeding habits of Darwin's ground finches. *Ecology*. 59: 1137–1150.
- Smith, L. S. 1989. Digestive functions in teleost fishes. *In* *Fish Nutrition*. (Halver, J. E., ed.). p. 331–421. Academic Press, San Diego.
- Smith, R. J., Hobson, K. A., Koopaman, H. N. and Lavigne, D. M. 1996. Distinguishing between populations of fresh-and salt water harbour seals (*Phoca vitulina*) using stable isotope ratios and fatty acid profiles. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 25: 272–279.
- Testi, S., Bonaldo, A., Gatta, P. P. and Badiani, A. 2006. Nutritional traits of dorsal and ventral filets from three farmed fish species. *Food Chemistry*. 98: 104–111.
- Thongprajukaew, K., Kovitvadhi, U., Kovitvadhi, S., Engkagul, A. and Rungruangsak-Torrissen, K. 2013. Evaluation of growth performance and nutritional quality of diets using enzymatic markers and *in vitro* digestibility in Siamese fighting fish (*Betta splendens* Regan, 1910). *African Journal of Biotechnology*. 12: 1689–1702.
- Thresher, E. R. 1999. Elemental composition of otoliths as a stock delineator in fishes. *Fisheries Research*. 43: 165–204.
- Uglen, I., Berg, M., Varne, R., Nilsen, R., Mork, J. and Bjørn, P. A. 2011. Discrimination of wild and farmed Atlantic cod (*Gadus morhua*) based on morphology and scale-circuli pattern. *ICES Journal of Marine Science*. 68: 1928–1936.
- Vidthayanon, C. and Allen, D. J. 2017. *Clarias macrocephalus* (Online). Available. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2011-386> (10 January 2017)
- Wagner, A. and Boman, J. 2003. Biomonitoring of trace elements in muscle and liver tissue of freshwater fish. *Spectrochimica Acta Part B*. 58: 2215–2226.
- Winkler, U. K. and Stuckmann, M. 1979. Glycogen, hyaluronate, and some other polysaccharides

- greatly enhance the formation of exolipase by *Serratia marcescens*. *Journal of Bacteriology*. 138: 663–670.
- Wolf, C., Burgener, M., Hübner, P. and Lüthy, J. 2000. PCR-RFLP analysis of mitochondrial DNA: differentiation of fish species. *LWT-Food Science and Technology*. 33 144–150.
- Xia, R., Huang, X. M., Yang, S. H., Xu, Y. C., Ying, L. and Dahmer, T. D. 2011. Morphometric discrimination of wild from farmed Dybowski's frog (*Rana dybowskii*) based on hindlimb length. *Journal of Forestry Research*. 22: 269–274.
- Yang, S. H., Huang, X. M., Xia, R., Xu, Y. C. and Dahmer, T. D. 2011. Use of femur bone density to segregate wild from farmed Dybowski's frog (*Rana dybowskii*). *Forensic Science International*. 207: 61–65.
- Yates, C. B., Espinoza, O. E. and Baker, W. B. 2010. Forensic species identification of elephant (Elephantidae) and giraffe (Giraffidae) tail hair using light microscopy. *Forensic Science, Medicine, and Pathology*. 6: 165–171.
- Zhou, X. Y., Xu, Y. C., Yang, S. H., Hua, Y. and Stott, P. 2015. Effectiveness of femur bone indexes to segregate wild from captive minks, *Mustela vison*, and forensic implications for small mammals. *Journal of Forensic Sciences*. 60: 72–75.

ภาคผนวก (ต้นฉบับสำหรับตีพิมพ์ในวารสาร)



**Identification of wild and farmed broadhead catfish (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) based on morphometry, digestive indexes and flesh quality**

|                               |   |
|-------------------------------|---|
| Journal:                      | <i>Chinese Journal of Oceanology and Limnology</i>  |
| Manuscript ID                 | CJOL-2017-Jul-0205.R2   |
| Manuscript Type:              | Original Article  |
| Date Submitted by the Author: | n/a   |
| Complete List of Authors:     | Whan-air, Wilawan ; Prince of Songkla University, Department of Applied Science<br>Thongprajukaew, Karun; Prince Songkla University, Thailand, Department of Applied Science<br>Salaeharae, Tasneem ; Prince of Songkla University, Department of Applied Science<br>Yoonram, Krueawan; Prince of Songkla University, Department of Applied Science |
| Keywords:                     | carcass, digestive enzyme, fatty acid, flesh quality, thermal property  |
|                               |   |

SCHOLARONE™  
Manuscripts

1  
2  
3  
4 **Identification of wild and farmed broadhead catfish (*Clarias***  
5  
6  
7 ***macrocephalus* Günther, 1864) based on morphometry, digestive**  
8  
9  
10 **indexes and flesh quality\***  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17

18 **Running head: Discrimination of wild and farmed catfish**  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26

27 **Wilawan Whan-air, Karun Thongprajukaew\*\* , Tasneem Salaeharae,**  
28  
29  
30 **Krueawan Yoonram**  
31  
32  
33  
34  
35  
36

37 *Department of Applied Science, Faculty of Science, Prince of Songkla University,*  
38  
39 *Songkhla 90112, Thailand*  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50

51 \* Supported by the Research Fund from the Faculty of Science (Contract No. 1-2557-02-005),  
52  
53 and Graduate School Research Support Funding for Thesis, at the Prince of Songkla University.  
54  
55

56 \*\* Corresponding author at: karun.t@psu.ac.th  
57  
58  
59  
60



## Abstract

Wild and farmed fish generally differ in their nutritional composition. In this study, adult wild and farmed broadhead catfish (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) were collected and were assessed for various characteristics, namely morphometrics, digestive indexes, and flesh quality. The morphometrics (standard length, body depth, eye width, fin height and tentacle length) and the digestive indexes (intestinosomatic index, digestosomatic index, perivisceral fat index and activities of pepsin and lipase) differed significantly between the groups ( $P < 0.05$ ) and can be used to distinguish wild fish from farmed fish. In terms of protein synthesis capacity and color, the flesh quality was similar between the groups. However, radical scavenging activities and reducing power were significantly higher in the wild fish than in the farm-raised group. The thermal transition characteristics of sarcoplasmic proteins, as well as myosin denaturation enthalpy and fatty acid profiles (C18: 2n6, C20: 0, C22: 1n9, C24: 0,  $\Sigma$ polyunsaturated fatty acids, and  $\Sigma n-6$ ) also exhibited potential to enable calls about the fish origin. The proximate chemical composition of whole body did not differ between the two fish populations. Our findings suggest bioindicators, in terms of morphometrics, digestive indexes and flesh quality, that can be used to identify the origin of fish for forensic purposes, of for conservation biology of this near threatened species. The new nutritional information may be of interest to marketing, consumers, and has a connection to nutritional effects on human health.

**Keyword:** carcass; digestive enzyme; fatty acid; flesh quality; thermal property

## 1 INTRODUCTION

The annual global production of fish in the genus *Clarias* exceeds 660,000 tonnes, providing economic value in excess of USD 970 million (FAO, 2015). Broadhead catfish (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864) is an economically important freshwater fish found in local and commercial fisheries, and is native to Thailand, Lao, Cambodia, Viet Nam and Peninsular Malaysia (Vidthayanon and Allen, 2013). The population of this species is declining due to habitat losses as well as efficient fishing. Moreover, this species is also threatened by the escaped hybrids of female *C. macrocephalus* and introduced male *C. gariepinus* (Na-Nakorn et al., 2004), causing a genetic introgression that could lead to species extinction. Therefore, identification of wild or farmed broadhead catfish is needed for conservation of this near threatened species (Vidthayanon and Allen, 2013).

Substitution of wild fish with farmed fish is motivated by the higher price of the former, which in turn is based on the differences in consumer perceived nutritional images (Claret et al., 2016). In practice, morphometric measurements are used to distinguish the wild fish from the farmed fish (Uglem et al., 2011; Arechavala-Lopez et al., 2012; Fagbuaro et al., 2015). The culturing process or spontaneous induction can have relatively permanent effects on animals (Fjellidal et al., 2009) that persist throughout their entire lifespans. Moreover, observation or measurement of fish body is simple, reliable and fast for preliminary screening in fieldwork. Differences in feeding habit can also be investigated by observing the digestive organs and the activities of digestive enzymes (Lemieux et al., 1999; Gildberg, 2004). Farmed fish, such as *C. macrocephalus*, are always fed by a commercial pellet diet containing high amounts of carbohydrate and protein, while the wild fish ingest live prey that are rich in protein and lipid (Thongprajukaew et al., 2013). Routine feeding protocols of the farmed fish, such as regular

1  
2  
3 feeding times and rates, also stand in contrast to the uncertain and irregular spontaneous feeding  
4  
5 in the wild.  
6  
7

8 Man-made and environmental factors can significantly affect the various biochemical  
9  
10 processes of fish. Fish flesh is a potent biochemical sample type for identifying differences  
11  
12 between farmed and wild cases. Thermal transition properties of the main muscle proteins, actin  
13  
14 and myosin, detected by differential scanning calorimetry (DSC), could be used in food research  
15  
16 and quality assurance, as well as in forensic investigations (Skipnes et al., 2008; Matos et al.,  
17  
18 2011). Fatty acids profiles act as fingerprints due to their uniqueness that differentiates between  
19  
20 fish populations (González et al., 2006; Lenas et al., 2011; DePeters et al., 2013; Rincón et al.,  
21  
22 2016). Moreover, variations in nutritional composition and sensory, chemical and physical  
23  
24 properties of fish have also been observed (González et al., 2006; Johnston et al., 2006; Jensen et  
25  
26 al., 2013; O'Neill et al., 2015; Claret et al., 2016; Rincón et al., 2016).  
27  
28  
29  
30  
31

32 The objective of this study was to determine whether these three bioindicator groups  
33  
34 (morphometrics, digestive indexes and flesh quality) can be used to distinguish between wild and  
35  
36 farmed broadhead catfish. Findings from the current study might be applied in forensic  
37  
38 identification of adulteration, in conservation biology of this near threatened species, or in  
39  
40 providing correct nutritional images to the consumers of fish.  
41  
42  
43  
44  
45

## 46 2 MATERIAL AND METHOD

### 47 2.1 Fish sample preparation

48  
49 **Live** adult broadhead catfish (*C. macrocephalus*) were purchased from local markets **(at**  
50  
51 **10.00 h)** in Songkhla province, Thailand. **These fish were detained in black round plastic tank**  
52  
53 **containing low amount of water (~ 2 folds of water volume per total fish weight) and all fish**  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 were sold out within one day of captivity. Although the effects of sex and age were otherwise  
4  
5 ignored, purposive sampling of all the fish was requested based on a balanced sex ratio of male:  
6  
7 female (1: 1). A total of 40 wild and 40 farmed catfish were sampled in six collection rounds (6  
8  
9 rounds × 6–7 fish) from different locations (districts Hat Yai, Ronot, Chana, Rattaphum, Khlong  
10  
11 Hoi Khong and Meuang). The farmed fish were reared in outdoor pond under semi-intensive  
12  
13 farming management and all fish were fed by commercial pellet diet. The wild fish were  
14  
15 obtained from rice fields or canals and aquatic insects, young shrimp and smaller fishes were the  
16  
17 main natural diets. The catfish species was morphologically identified by its large dorsal fin,  
18  
19 shorted and rounded occipital process, and presence of white spots on the sides of its black body.  
20  
21 The fish were sacrificed by chilling in ice, packed in polyethylene bags and transported to the  
22  
23 Department of Applied Science, Faculty of Science, Prince of Songkla University. Morphometric  
24  
25 measurements of the individual fish were taken as described in Uglem et al. (2011). The fish ( $n =$   
26  
27 30) were dissected on ice in order to carefully remove stomach, intestine, liver, perivisceral fat  
28  
29 and white muscle below the dorsal fin (without skin), while another whole fish ( $n = 10$ ) were  
30  
31 used for carcass composition analysis. All these samples were kept at  $-20^{\circ}\text{C}$  until assaying.  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40

## 41 **2.2 Digestive enzyme studies**

### 42 **2.2.1 Preparation of crude enzyme extract**

43  
44  
45 Crude enzymes from stomach and intestine were extracted in 0.2 M KCl-HCl buffer (pH  
46  
47 2) and 0.2 M  $\text{Na}_2\text{HPO}_4\text{-NaH}_2\text{PO}_4$  buffer (pH 8) at a ratio of 1: 3 ( $w/v$ ), respectively, using a  
48  
49 micro-homogenizer (THP-220; Omni International, Kennesaw GA, USA). The homogenates  
50  
51 were centrifuged at  $15,000\times g$  for 30 min at  $4^{\circ}\text{C}$  and supernatants were collected. Aliquots were  
52  
53 kept at  $-20^{\circ}\text{C}$  until use.  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

### 2.2.2 Determination of protein concentration in crude extract

The protein concentration of a crude enzyme extract was compared to a standard curve of bovine serum albumin (BSA), according to the standard method of Lowry et al. (1951). Normalization by the protein was then used to calculate the specific activities of digestive enzymes (U/mg protein).

### 2.2.3 Digestive enzyme activity assay

Pepsin (EC 3.4.23.2) activity in the stomach extracts was measured according to the method of Rungruangsak and Utne (1981), using 2% casein as substrate. The activity was spectrophotometrically measured at 720 nm against *L*-tyrosine standard. For four further enzymes, intestinal extracts were used. Trypsin (EC 3.4.21.4) and chymotrypsin (EC 3.4.21.1) activities were measured as described by Rungruangsak-Torissen (2007), using 1.25 mM *N*- $\alpha$ -benzoyl-Arg-*p*-nitroanilide (BAPNA) and *N*-succinyl-Ala-Ala-Pro-Phe-*p*-nitroanilide (SAPNA) as the substrates, respectively. The products of each enzyme were spectrophotometrically measured at 410 nm against *p*-nitroanilide standard. Lipase (EC 3.1.1.3) activity was assayed according to the method of Winkler and Stuckmann (1979), using 0.01 M *p*-nitrophenyl palmitate (*p*-NPP) as substrate. The absorbance at 410 nm was measured against *p*-nitrophenol standard. Amylase (3.2.1.1) activity was assayed as described by Areekijseree et al. (2004), using 5% soluble starch as the substrate. The product was measured at 540 nm against maltose standard.

## 2.3 Flesh quality

### 2.3.1 Protein synthesis capacity

Concentrations of RNA and protein in the white muscle were determined as described in Rungruangsak-Torrissen (2007). The extinction coefficients used to calculate RNA and protein were  $E_{260} = 40 \mu\text{g RNA/mL}$  and  $E_{280} = 2.1 \text{ mg protein/mL}$ , respectively. The concentration ratios were calculated from the amounts of RNA and protein in the same sample.

### 2.3.2 Color

The instrument was first calibrated to a white and black standard. The color coordinates lightness ( $L^*$ ), redness ( $a^*$ ) and yellowness ( $b^*$ ) were measured using a MiniScan EZ (Hunter Associates Laboratory, Reston VA, USA) with small area view (6 mm port and 5 mm view diameter).

### 2.3.3 Scavenging activity

The frozen flesh was homogenized in 50 mM Tris-HCl (pH 7.5) containing 10 mM  $\beta$ -mercaptoethanol and 1 mM ethylenediamine tetraacetic acid (EDTA) at the ratio 1: 5 ( $w/v$ ) using a micro-homogenizer (THP-220; Omni International, Kennesaw GA, USA). The homogenates were centrifuged at  $10,000\times g$  for 40 min at  $10^\circ\text{C}$  and supernatants were collected. The 2,2-diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) radical scavenging activity (% inhibition) and the reducing power (% inhibition) were determined according to the methods of Thongprajukaew et al. (2015) and Hahor et al. (2016). The radical scavenging activity was calculated as  $[(A_0 - A_i)/A_0] \times 100$ , where  $A_0$  and  $A_i$  are the absorbances of the control sample (extraction buffer in equal volume replacing the actual sample) and the extract, respectively.

#### 2.3.4 Thermal properties

DSC thermograms were determined using a Perkin-Elmer DSC-7 (Perkin Elmer, Waltham, Massachusetts, USA). The frozen fish muscle was defrosted and then approximately 10 mg of sample was dissected. The sample was sealed in an aluminum pan and scanned from 20 to 120°C at a rate of 10°C/min against an unoccupied reference pan. Myosin, actin and sarcoplasmic proteins (SP) were identified by their thermal properties: onset temperature ( $T_o$ ), denaturation temperature ( $T_d$ ), conclusion temperature ( $T_c$ ), and denaturation enthalpy ( $\Delta H$ ), as described by Skipnes et al. (2008) and Matos et al. (2011).

#### 2.3.5 Fatty acid composition

Lipid from the white muscle was extracted as described by Kates (1986). Fatty acid methyl esters (FAME) of the extracted lipid were separated and analyzed using a 6890 gas chromatograph with flame ionization detection (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA) capillary column (0.32 mm inside diameter  $\times$  30 m length, 0.25  $\mu$ m film thickness), using helium as the carrier gas at a flow rate of 1 mL/min and with split ratio 50: 1. The detector temperature was set at 300°C to achieve optimal separation. The column temperature was ramped from 210°C to 250°C at 20°C/min. The FAMES were identified by comparing with retention time of each individual standard. The fatty acids were categorized as saturated fatty acids (SFA) and unsaturated fatty acids (USFA), and the latter group consisted of monounsaturated fatty acids (MUFA) and polyunsaturated fatty acids (PUFA).

## 2.4 Proximate chemical composition of carcass

The whole body was minced and then moisture, crude protein, crude lipid and crude ash were determined according to the standard methods of AOAC (2005).

## 2.5 Statistical analysis and calculations

All data analyses were performed using SPSS Version 20 (SPSS Inc., Chicago, USA). The percentages were checked for normality after arcsine transformations. Data were analyzed using independent sample *t*-test. All values are expressed as mean  $\pm$  SEM. Significant differences between groups are indicated by different superscripts ( $P < 0.05$ ). The investigated parameters were calculated as follows:

$$\text{Fulton's condition index (K, g/cm}^3\text{)} = 100 \times [\text{Live body weight (g)/total body length (cm)}^3]$$

$$\text{Cephalic index (CI)} = [\text{Head length (cm)/total body length (cm)}]$$

$$\text{Relative profile index} = [\text{Maximum body height (cm)/total body length (cm)}]$$

$$\text{Stomasomatic index (SSI, \%)} = 100 \times [\text{Stomach weight (g)/live body weight (g)}]$$

$$\text{Intestosomal index (ISI, \%)} = 100 \times [\text{Intestinal weight (g)/live body weight (g)}]$$

$$\text{Hepatosomatic index (HSI, \%)} = 100 \times [\text{Liver weight (g)/live body weight (g)}]$$

$$\text{Digestosomal index (DSI, \%)} = 100 \times [\text{Gastrointestinal tract weight (g)/live body weight (g)}]$$

$$\text{Relative intestinal length} = [\text{Intestinal length (cm)/standard length (cm)}]$$

$$\text{Perivisceral fat index (\%)} = 100 \times [\text{Perivisceral fat weight (g)/live body weight (g)}]$$



## 3 RESULT

### 3.1 Morphometric measurement

Five of the observed nineteen parameters were significantly different between wild and farm-raised broadhead catfish ( $P < 0.05$ , Table 1). Standard length and body depth were larger in the wild than in the farmed fish, and ditto to eye width, dorsal fin height, and tentacle length.

### 3.2 Visceral index and specific activity of digestive enzymes

ISI, DSI and perivisceral fat index were significantly higher in the wild catfish as compared to farm-raised catfish (Table 2), while no differences were observed in the other indexes (SSI, HSI, and relative intestinal length). Significantly increased pepsin specific activity was found in the farm-raised catfish relative to the wild catfish, and *vice versa* for the lipase specific activity (Table 2). There were no differences in specific activity of trypsin, chymotrypsin, amylase, or in amylase/trypsin ratio between the two groups.

### 3.3 Protein synthesis capacity and color

There were no differences in flesh parameters relating to protein synthesis capacity (RNA, protein and RNA/protein ratio) or color ( $L^*$ ,  $a^*$  and  $b^*$ ) between the wild and the farm-raised catfish (Table 3).

### 3.4 Scavenging activity

Radical scavenging activities and reducing power were significantly higher in the wild fish than in the farmed fish (Table 3).

### 3.5 Thermal transition properties

There were no differences in thermal characteristics of muscle actin and myosin between wild and farmed broadhead catfish (Table 4). SPs I, III and VI were only detected in the wild fish, but overall six SPs were present in the farm-raised fish. Thermal properties in terms of  $T_o$  and  $T_d$  were significantly lower in the wild samples relative to the farmed samples, but not so for  $T_c$ . The myosin  $\Delta H$  in farmed fish was higher than in the wild cases, while actin  $\Delta H$  and  $\Delta H$  for actin/myosin were similar (Fig. 1).

### 3.6 Fatty acid profiles

C18:  $2n6$ , C20: 0,  $\Sigma$ PUFA and  $\Sigma n-6$  were significantly higher in the wild fish as compared to the farmed cases (Table 5). C22:  $1n9$  was only detected in the wild fish. Other fatty acids did not differ between the wild and the farmed cases, and the same goes for the groupings  $\Sigma$ SFA,  $\Sigma$ MUFA,  $\Sigma n-3$ ,  $n-3/n-6$ ,  $n-6/n-3$ , PUFA/SFA and USFA/SFA.

### 3.7 Carcass proximate composition

There were no differences in moisture, crude protein, crude lipid and crude ash between the wild and the farmed fish (Table 6).

## 4 DISCUSSION

Morphometric measurement is simple, not demanding great scientific expertise, and it is reliable and fast for distinguishing the wild from the farmed population of various fish species (Arechavala-Lopez et al., 2012; Uglem et al., 2011; Fagbuaro et al., 2015). The observed characteristics are results from the culture process or the spontaneous induction, with relatively

1  
2  
3 permanent nature (Fjelldal et al., 2009) so they persist throughout the entire lifespan. In the  
4  
5 current study, standard length, body depth, eye width, dorsal fin height and tentacle length  
6  
7 exhibited significant differences for segregating the two populations. In European seabass  
8  
9 (*Dicentrarchus labrax*), CI and relative profile index are widely applicable in the identification  
10  
11 of wild and farmed fish (Arechavala-Lopez et al., 2012), while dorsal fin size, neck curvature  
12  
13 and lower jaw length are similarly used for Atlantic cod, *Gadus morhua* (Uglem et al., 2011).  
14  
15 Relative profile index and body proportions (standard length/total length, eye diameter/head  
16  
17 length, and postocular distance/head length) are also used for gilthead seabream, *Sparus aurata*  
18  
19 (Arechavala-Lopez et al., 2012). On the other hand, there were no significant differences in the  
20  
21 geometrical morphometry between lagoon caught and cultured cases of this species (Çoban et  
22  
23 al., 2008). Within the same genus as *C. macrocephalus*, wild and farmed population of *C.*  
24  
25 *gariepinus* can be discriminated by nine parameters, as reported by Fagbuaro et al. (2015).  
26  
27 Although some discriminating parameters for various species match our findings in the current  
28  
29 study, still the most commonly informative parameters showed no differences in this study. This  
30  
31 may be due to similarity of the environmental conditions of the wild and the cultured populations  
32  
33 (Çoban et al., 2008), or may be a result of sufficient fertility or low competition level in the wild  
34  
35 population (Fagbuaro et al., 2015). In addition, genetic and environmental factors may affect  
36  
37 morphometric differentiation, and could be investigated further. Preliminary screening in  
38  
39 fieldwork by morphometric measurements appears practical as it does not require chemicals or  
40  
41 sensitive equipment, while the other assessed characteristics are only appropriate to laboratory  
42  
43 studies.  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51

52  
53 Five visceral organ indexes and activities of digestive enzymes were significantly  
54  
55 different between the wild and the farmed fish. However, some effects on the harvested live fish  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 might be due to gut emptying from food starvation during a few days of captivity, reducing  
4 gastrointestinal functionality. The higher gastrointestinal weight relative to body weight of the  
5 wild fish probably relates to the larger sized preys in the wild, such as aquatic insects, young  
6 shrimp and smaller fishes (Teugels et al., 1999), while the farmed fish were receiving the dry  
7 pellet diet with smaller size. Therefore, direct harvest from the fish sources might provide  
8 different trends than sampling from the markets. However, Gildberg (2004) proposed that the  
9 carnivorous species can retain their gastrointestinal functionality, with high levels of digestive  
10 enzymes, even during long starvation periods. Perivisceral fat index was higher in the wild fish  
11 than in the farmed fish. The high amount of lipid in live diet is reasonable, increasing the lipase  
12 activity for digestion. Jobling (1988) suggested that farmed fish have poorer stomach digestion  
13 of pelleted diet than of wild-captured preys. Significant increase in pepsin specific activity might  
14 improve the capacity to digest dietary protein. Regarding trypsin and chymotrypsin, no  
15 differences in the specific activities of these enzymes were observed between the wild and the  
16 farmed fish. This finding is in agreement with the observations on wild captured and farmed cod,  
17 *G. morhua* (Lemieux et al., 1999). Since glucose is an essential energy source for a number of  
18 tissues, it is particularly important to maintain the glucose levels throughout starvation (Romijn  
19 et al., 1990). Therefore, maintaining the amylase activity level appears to be reasonable, as well  
20 as maintaining the amylase to trypsin ratio.  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45

46 Color is among the most important characteristics used to evaluate the quality of fishing  
47 products. The black skin of *C. macrocephalus* is removed as it looks unattractive for the canned  
48 fish industry, and this reveals a clear yellow color that is appreciated by the Asian consumers  
49 (Cacot and Hung, 2009). Based on our investigation of the flesh, no differences in the color  
50 coordinates were observed for the two fish populations. Possibly the environmental conditions  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 were rather similar in the pond cultivation of farmed fish and in the wild habitats, such as  
4 marshes, canals, ricefields, stagnant pools and rivers. Similar findings are also reported in  
5 Atlantic salmon, *Salmo salar* (Johnston et al., 2006). On the other hand, Rincón et al. (2016)  
6 reported differences in  $b^*$  and  $C^*$  (chroma) values for the flesh of wild and farmed blackspot  
7 seabream (*Pagellus bogaraveo*), as well as in  $a^*$  values for yellow perch, *Perca flavescens*  
8 (González et al., 2006). The variation in color within various fish species relates not only to  
9 rearing conditions but also to diet composition and the specific mechanisms of coloration in the  
10 species.  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21

22 Higher radical scavenging activity was observed in the wild fish than in the farmed fish.  
23 This finding conflicts with the reported concentrations of vitamin E in wild and farmed Atlantic  
24 salmon (Johnston et al., 2006). High vitamin E doses in the commercial diet (Baker, 2001) as  
25 well as colorant supplementation may improve the scavenging activity in farmed salmon. In  
26 contrast, colorants are not necessary in the commercial diet of broadhead catfish while the live  
27 diets contain various pigments, increasing the capacity against oxidation of free radicals. In  
28 addition, higher welfare animal products often contain higher levels of antioxidants than  
29 intensively produced animal products (Compassion in World Farming, 2012). This reduces the  
30 risk of quality loss by oxidation, extending shelf life, and also potentially has positive effects on  
31 health of the consumer. From the health food products perspective, improving the radical  
32 scavenging activity in farmed fish flesh appears to be a neglected opportunity.  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47

48 Protein synthesis capacity is a biochemical marker of the growth quality of fish  
49 (Rungruangsak-Torrissen, 2007; Thongprajukaew et al., 2013). Regardless of sex and age  
50 recorded, no differences were observed between the two groups of broadhead catfish, indicating  
51 no effects of fish origins on these flesh qualities. However, the proteins that control biological  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 processes, molecular function and cellular components have different expression profiles in wild  
4 and farmed gilthead sea bream (Piovesana et al., 2016). In fish, myofibrillar proteins are the  
5 major component (39–56%), followed by sarcoplasmic proteins (21–25%) and stromal or  
6 connective tissue proteins (6–21%) (Chaijan et al., 2010). In the current study, there were no  
7 differences in thermal characteristics ( $T_o$ ,  $T_d$  and  $T_c$ ) of the major muscle proteins, myosin and  
8 actin, between wild and farmed *C. macrocephalus* populations. Since  $\Delta H$  is a measure of the  
9 protein amount left in its native state, the higher  $\Delta H$  of myosin in the muscle of farmed fish may  
10 relate to this. Coughlin et al. (2016) have reported effects of rearing condition on myosin heavy  
11 chain expression, causing changes in swimming performance and muscle contractile properties.  
12 That only the  $\Delta H$  of myosin changed is not surprising, since it is the most abundant myofibrillar  
13 protein that contributes 50–60% of the total (Shahidi, 1994). There were no differences in  $\Delta H$  of  
14 actin or actin/myosin between the two groups. Regarding sarcoplasmic proteins, the wild  
15 broadhead catfish exhibited six thermal characters of which four could be used to distinguish the  
16 populations by qualitative and quantitative determinations. Variation in dietary food items and  
17 activities in the wild may affect these proteins in both form and function. Therefore, the  
18 proteomics of muscle appears to be a powerful tool to identify the origin of fish.  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40

41 The fatty acid profile can be used as a fingerprint due to substantial differences between  
42 wild and farmed fish (Jensen et al., 2013). In the current study, differences between the  
43 populations were apparent in both individual fatty acids (C18: 2n6, C20: 0, C22: 1n9 and C24: 0)  
44 and their groups ( $\Sigma$ PUFA and  $\Sigma n-6$ ). In white sturgeon (*Acipenser transmontanus*), the most  
45 notable difference was the concentration of C18: 2n6 (linoleic acid), while other differences  
46 between fatty acids were smaller (DePeters et al., 2013). The use of C18: 2n6 as a potent marker  
47 was also reported in European seabass (Lenas et al., 2011) and blackspot seabream (Rincón et  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 al., 2016), but did not serve well in the case of yellow perch (González et al., 2006). For C20: 0  
4  
5 (arachidic acid), the significantly elevated concentration in the wild population of this study is in  
6  
7 agreement with observations in yellowtail, *Seriola lalandi* (O'Neill et al., 2015). However, the  
8  
9 concentration of this fatty acid is relatively low in comparison to the main SFA, C16: 0 (palmitic  
10  
11 acid). The C22: 1n9 (erucic acid) can serve as marker with presence only in the wild population  
12  
13 of broadhead catfish. Erucic acid is produced across a great range of green plants. For industrial  
14  
15 purposes, low erucic acid rapeseed (LEAR) has been developed (canola), which contains fats  
16  
17 derived from oleic acid instead of erucic acid (Anneken et al., 2006). This fatty acid is not  
18  
19 detectable in aquafeed, while very low amounts can be detected in wild catfish due to the  
20  
21 ingested food. Higher amount of C22: 1n9 has also been observed in fillet and perivisceral fat of  
22  
23 wild seabass, relative to the farmed cases (Lenas et al., 2011). These differences contributed to  
24  
25 the higher  $\Sigma$ PUFA and  $\Sigma n-6$  in the wild fish relative to the farmed fish. While statistical  
26  
27 differences was detected, the changes in fatty acid composition of broadhead catfish were  
28  
29 smallish. This might be due to the small-scale aquaculture of fish farming in Thailand, in ponds  
30  
31 that also provide live food. Expanding the study by sampling food items and observing  
32  
33 environmental parameters could inform about the phenotypic effects in this fish species; the  
34  
35 current sampling of fish from markets could not exclude genotypic effects.  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42

43  
44 Generally, differences in proximate compositions of farmed and wild fish are expected  
45  
46 (González et al., 2006; Rincón et al., 2016) due to a variety of factors, including type of available  
47  
48 food, dietary ingredients (commercial diets are usually high in fat content and also include  
49  
50 dietary carbohydrate) and higher energy consumption of the farmed fish than of the wild fish  
51  
52 (Grigorakis et al., 2002). However, in the current study there were no significant differences in  
53  
54 the carcass proximate composition between the two catfish populations. This is in agreement  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3 with the flesh composition study by O'Neill et al. (2015). The similarity of nutritional  
4 composition of catfish from the two populations from the current study might affect the  
5 nutritional images in the minds of fish consumers, and help preserve the wild stock of this near  
6 threatened species and to improve the sustainability of aquaculture. However, habitat and  
7 seasonal variations could affect the observed trends, and further studies would be warranted to  
8 ensure wider generality than what the current study could provide.  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16

## 17 18 19 20 5 CONCLUSION

21  
22 Morphometric measurements (standard length, body depth, eye width, fin height and  
23 tentacle length) and digestive indexes (intestinosomatic index, digestosomatic index, perivisceral  
24 fat index and activities of pepsin and lipase) and flesh quality in terms of thermal characteristics  
25 of sarcoplasmic proteins and myosin denaturation enthalpy, and fatty acid profiles (C18: 2n6,  
26 C20: 0, C22: 1n9, C24: 0,  $\Sigma$ polyunsaturated fatty acids, and  $\Sigma n-6$ ) were assessed for  
27 distinguishing between wild and farmed broadhead catfish. These measured characteristics were  
28 informative with sufficient capacity to discriminate between the two fish populations, while flesh  
29 protein synthesis capacity and color did not differ. **Flesh radical scavenging activities and  
30 reducing power were significantly higher in the wild fish than in the farm-raised group, while no  
31 differences in carcass proximate composition were observed across two fish sources.** Findings  
32 from the current study can be applied in forensic identification when high priced wild catfish are  
33 substituted for by lower priced farmed catfish, as well as in identifying fish escapees.  
34 Conservation biology of this near threatened species and providing correct nutritional images to  
35 the consumers of fish and marketing are also applicable.  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60



## 6 ACKNOWLEDGEMENT

We acknowledge Assoc. Prof. Dr. Seppo Karrila and the Publication Clinic, Research and Development Office, Prince of Songkla University, for advice in manuscript preparation.

## Data availability statement

The datasets during and/or analyzed during the current study available from the corresponding author on reasonable request.

## References

- Anneken D J, Both S, Christoph R, Fieg G, Steinberner U, Westfechtel A. 2006. Fatty Acids in Ullmann's Encyclopedia of Industrial Chemistry 2006. Wiley-VCH, Weinheim.
- AOAC. 2005. Official Methods of Analysis of AOAC International. 18<sup>th</sup> ed. Association of Official Analytical Chemists, Arlington VA.
- Arechavala-Lopez P, Sanchez-Jerez P, Bayle-Sempere J T, Sfakianakis D G, Somarakis S. 2012. Morphological differences between wild and farmed Mediterranean fish. *Hydrobiologia*, **679**: 217–231.
- Areekijsee M, Engkagul A, Kovitvadhi U, Thongpan A, Mingmuang M, Pakkong P, Rungruangsak-Torrissen K. 2004. Temperature and pH characteristics of amylase and proteinase of adult freshwater pearl mussel, *Hyriopsis (Hyriopsis) bialatus* Simpson 1900. *Aquaculture*, **234**: 575–587.
- Baker R T M. 2001. The effect of certain micronutrients on fish flesh quality. *In*: Kestin S C, Warriss P D eds. Fish Farmed Quality. Blackwell Science, Oxford. p. 180–191.

- 1  
2  
3 Cacot P, Hung L T. 2009. Overview of the catfishes aquaculture. *In*: Safran P ed. Fisheries and  
4  
5 Aquaculture Vol. III. EOLSS Publishers, Oxford. p. 250–277.  
6  
7  
8 Chaijan M, Jongjareonrak A, Phatcharat S, Benjakul S, Rawdkuen S. 2010. Chemical  
9  
10 compositions and characteristics of farm raised giant catfish (*Pangasianodon gigas*)  
11  
12 muscle. *LWT-Food Science and Technology*, **43**(3): 452–457.  
13  
14  
15 Claret A, Guerrero L, Gartzia I, Garcia-Quiroga M, Ginés R. 2016. Does information affect  
16  
17 consumer liking of farmed and wild fish? *Aquaculture*, **454**: 157–162.  
18  
19  
20 Compassion in World Farming. 2012. Nutritional Benefits of Higher Welfare Animal Products.  
21  
22 Compassion in World Farming, Surrey.  
23  
24  
25 Coughlin D J, Shiels L P, Nuthakki S, Shuman J L. 2016. Thermal acclimation to cold alters  
26  
27 myosin content and contractile properties of rainbow smelt, *Osmerus mordax*, red muscle.  
28  
29 *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*, **196**: 46–53.  
30  
31  
32 Çoban D, Saka Ş, Firat K. 2008. Morphometric comparison of cultured and lagoon caught  
33  
34 gilthead seabream (*Sparus aurata* L. 1758). *Turkish Journal of Zoology*, **32**(3): 337–341.  
35  
36  
37 DePeters E J, Puschner B, Taylor S J, Rodzen J A. 2013. Can fatty acid and mineral  
38  
39 compositions of sturgeon eggs distinguish between farm-raised versus wild white  
40  
41 (*Acipenser transmontanus*) sturgeon origins in California? Preliminary report. *Forensic*  
42  
43 *Science International*, **229**: 128–132.  
44  
45  
46 Fagbuaro O, Oso J A, Olurotimi M B, Akinyemi O. 2015. Morphometric and meristic  
47  
48 characteristics of *Clarias gariepinus* from controlled and uncontrolled population from  
49  
50 southwestern Nigeria. *Journal of Agriculture and Ecology Research International*, **2**(1):  
51  
52 39–45.  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60
- FAO. 2015. Global Aquaculture Production Database. FAO, Rome.

- 1  
2  
3 Fjellidal P G, van der Meeren T, Jørstad K E, Hansen T J. 2009. A radiological study on vertebral  
4 deformities in cultured and wild Atlantic cod (*Gadus morhua* L.). *Aquaculture*, **289**: 6–12.  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60
- Gildberg A. 2004. Digestive enzyme activities in starved pre-slaughter farmed and wild-captured, Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Aquaculture*, **238**: 343–353.
- González S, Flick G J, O’Keef S F, Duncan S E, McLean E, Craig S R. 2006. Composition of farmed and wild yellow perch (*Perca flavescens*). *Journal of Food Composition and Analysis*, **19**(6–7): 720–726.
- Grigorakis K, Alexis M N, Taylor K D A, Hole M. 2002. Comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*); composition, appearance and seasonal variations. *International Journal of Food Science and Technology*, **37**(5): 477–484.
- Hahor W, Thongprajukaew K, Yoonram K, Rodjaroen S. 2016. Gastrointestinal functionality of aquatic animal (*Oreochromis niloticus*) carcass in water allows estimating time of death. *Journal of Forensic Sciences*, **61**(6): 1647–1655.
- Jensen I J, Larsen R, Rustad T, Eilertsen K E. 2013. Nutritional content and bioactive properties of wild and farmed cod (*Gadus morhua* L.) subjected to food preparation. *Journal of Food Composition and Analysis*, **31**(2): 212–216.
- Jobling M. 1988. A review of the physiological and nutritional energetics of cod, *Gadus morhua* L., with particular reference to growth under farmed conditions. *Aquaculture*, **70**: 1–19.
- Johnston I A, Li X, Vieira V L A, Nickell D, Dingwall A, Alderson R, Campbell P, Bickerdike R. 2006. Muscle and flesh quality traits in wild and farmed Atlantic salmon. *Aquaculture*, **256**: 323–336.
- Kates M. 1986. *Techniques in Lipidology: Isolation, Analysis and Identification of Lipids*. 2<sup>nd</sup> ed. Elsevier, Amsterdam.

- 1  
2  
3 Lemieux H, Blier P, Dutil J D. 1999. Do digestive enzymes set a physiological limit on growth  
4 rate and food conversion efficiency in the Atlantic cod (*Gadus morhua*)? *Fish Physiology*  
5 *and Biochemistry*, **20**(4): 293–303.  
6  
7  
8  
9  
10 Lenas D, Chatziantoniou S, Nathanailides C, Triantafillou D. 2011. Comparison of wild and  
11 farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax* L) lipid quality. *Procedia Food Science*, **1**: 1139–  
12 1145.  
13  
14  
15  
16  
17 Lowry O H, Rosenbrough N J, Farr A L, Randall R J. 1951. Protein measurement with the Folin  
18 phenol reagent. *Journal of Biological Chemistry*, **193**: 265–275.  
19  
20  
21  
22  
23 Matos E, Silva T S, Tiago T, Aureliano M, Dinis M T, Dias J. 2011. Effect of harvesting stress  
24 and storage conditions on protein degradation in fillets of farmed gilthead seabream  
25 (*Sparus aurata*): A differential scanning calorimetry study. *Food Chemistry*, **126**: 270–  
26 276.  
27  
28  
29  
30  
31  
32 Na-Nakorn U, Wongpathom K, Thawatchai N. 2004. Genetic diversity of walking catfish,  
33 *Clarias macrocephalus*, in Thailand and evidence of genetic introgression from introduced  
34 farmed *C. gariepinus*. *Aquaculture*, **240**: 145–163.  
35  
36  
37  
38  
39 O'Neill B, Roux A L, Hoffman L C. 2015. Comparative study of the nutritional composition of  
40 wild versus farmed yellowtail (*Seriola lalandi*). *Aquaculture*, **448**: 169–175.  
41  
42  
43  
44 Piovesana S, Capriotti A L, Caruso G, Cavaliere C, Barbera G L, Chiozzi R Z, Laganà A. 2016.  
45 Labeling and label free shotgun proteomics approaches to characterize muscle tissue  
46 from farmed and wild gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Journal of Chromatography*  
47 *Part A*, **1428**: 193–201.  
48  
49  
50  
51  
52  
53 Rincón L, Castro P L, Álvarez B, Hernández M D, Álvarez A, Claret A, Guerrero L, Ginés R.  
54 2016. Differences in proximal and fatty acid profiles, sensory characteristics, texture,  
55  
56  
57  
58  
59  
60

- 1  
2  
3 colour and muscle cellularity between wild and farmed blackspot seabream (*Pagellus*  
4 *bogaraveo*). *Aquaculture*, **451**: 195–204.  
5  
6  
7  
8 Romijn J A, Godfried M H, Hommes M J T, Endert E, Sauerwein H P. 1990. Decreased glucose  
9 oxidation during short-term starvation. *Metabolism*, **39**(5): 525–530.  
10  
11  
12 Rungruangsak K, Utne F. 1981. Effect of different acidified wet feeds on protease activities in  
13 the digestive tract and on growth rate of rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson),  
14 *Aquaculture*, **22**: 67–79.  
15  
16  
17  
18  
19  
20 Rungruangsak-Torrissen K. 2007. Digestive efficiency, growth and qualities of muscle and  
21 oocyte in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) fed on diets with krill meal as an alternative  
22 protein source. *Journal of Food Biochemistry*, **31**(4): 509–540.  
23  
24  
25  
26  
27 Shahidi F. 1994. Seafood proteins and preparation of protein concentrates. In: Shahidi F, Botta J  
28 R eds. *Seafood: Chemistry, Processing Technology and Quality*. Blackie Academic &  
29 Professional, London. p. 3–9.  
30  
31  
32  
33  
34 Skipnes D, der Plancken I V, Loey A V, Hendrickx M E. 2008. Kinetics of heat denaturation of  
35 proteins from farmed Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Journal of Food Engineering*, **85**(1):  
36 51–58.  
37  
38  
39  
40  
41 Teugels G G, Diego R C, Pouyaud L, Legendre M. 1999. Redescription of *Clarias*  
42 *macrocephalus* (Siluriformes: Clariidae) from Southeast Asia. *Cybium*, **23**(3): 285–295.  
43  
44  
45  
46 Thongprajukaew K, Kovitvadhi U, Kovitvadhi S, Engkagul A, Rungruangsak-Torrissen K. 2013.  
47 Evaluation of growth performance and nutritional quality of diets using enzymatic  
48 markers and *in vitro* digestibility in Siamese fighting fish (*Betta splendens* Regan, 1910).  
49 *African Journal of Biotechnology*, **12**(14): 1689–1702.  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

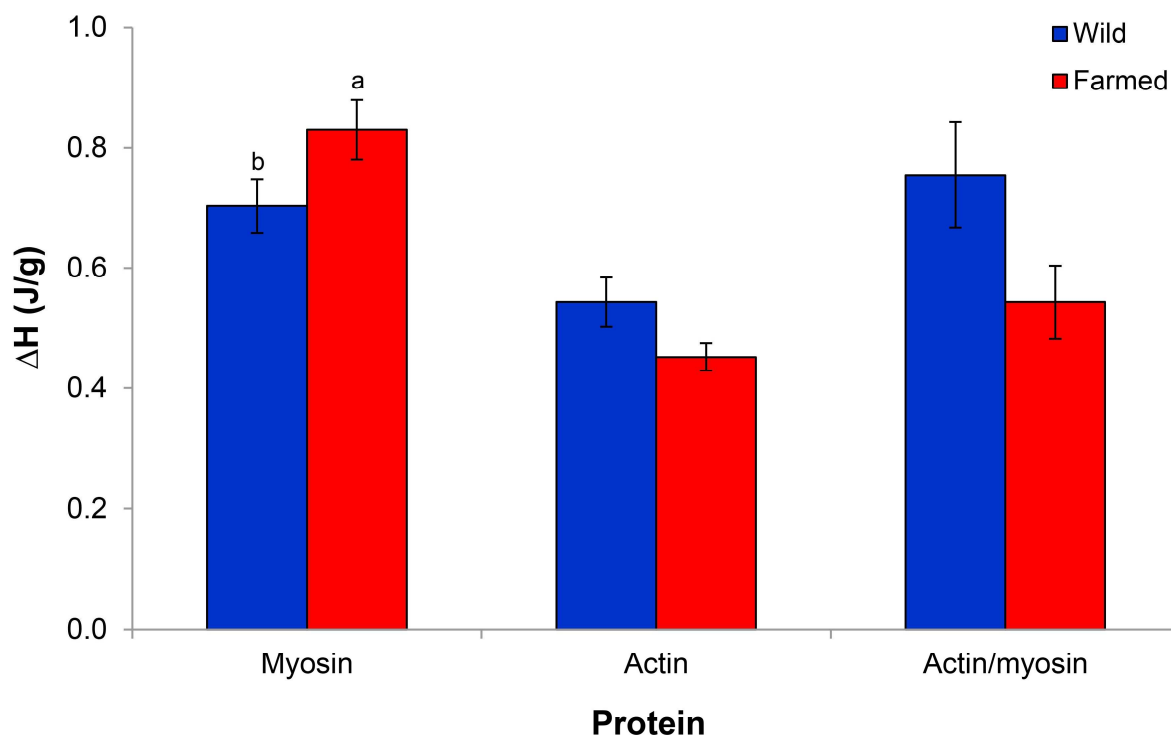
- 1  
2  
3 Thongprajukaew K, Rodjaroen S, Yoonram K, Sornthong P, Hutchana N, Tantikitti C, Kovitvadh  
4  
5 U. 2015. Effects of dietary modified palm kernel meal on growth, feed utilization, radical  
6  
7 scavenging activity, carcass composition and muscle quality in sex reversed Nile tilapia  
8  
9 (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, **439**: 45–52.  
10  
11  
12 Uglem I, Berg M, Varne R, Nilsen R, Mork J, Bjørn P A. 2011. Discrimination of wild and  
13  
14 farmed Atlantic cod (*Gadus morhua*) based on morphology and scale-circuli pattern. ICES  
15  
16 *Journal of Marine Science*, **68**(9): 1 928–1 936.  
17  
18  
19 Vidthayanon C, Allen D J. 2013. *Clarias macrocephalus*. The IUCN Red List of Threatened  
20  
21 Species 2013: e.T166020A6170044. International Union for Conservation of Nature and  
22  
23 Natural Resources, Gland. [http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2011-](http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2011-1.RLTS.T166020A6170044.en)  
24  
25 [1.RLTS.T166020A6170044.en](http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2011-1.RLTS.T166020A6170044.en). Accessed 2017-01. p. 1–8.  
26  
27  
28  
29 Winkler U K, Stuckmann M. 1979. Glycogen, hyaluronate and some other polysaccharides  
30  
31 greatly enhance the formation of exolipase by *Serratia marcescens*. *Journal of*  
32  
33 *Bacteriology*, **138**(3): 663–670.  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

## Figure caption

**Fig. 1 Denaturation enthalpy (J/g) of muscle myosin, actin and actin/myosin in wild and farmed broadhead catfish.** Data are expressed as mean  $\pm$  SEM ( $n = 30$ ). Independent sample  $t$ -test was used to compare for significant differences between groups ( $P < 0.05$ ).

For Peer Review

Fig. 1



Review



**Table 1 Morphometries of wild and farmed broadhead catfish**

| Parameter  | Wild                      | Farmed                    | <i>P</i> -value |
|--|---------------------------|---------------------------|-----------------|
| Body weight (g)                                    | 158.16 ± 4.05             | 150.50 ± 4.73             | 0.223           |
| Total length (cm)                                  | 25.58 ± 0.19              | 25.05 ± 0.27              | 0.123           |
| Standard length (cm)                               | 22.77 ± 0.17 <sup>a</sup> | 22.10 ± 0.26 <sup>b</sup> | 0.036           |
| Fulton's condition index (g/cm <sup>3</sup> )      | 0.94 ± 0.01               | 0.94 ± 0.01               | 0.755           |
| Snout length (cm)                                  | 1.72 ± 0.01               | 1.73 ± 0.01               | 0.887           |
| Eye diameter (cm)                                  | 0.37 ± 0.01               | 0.38 ± 0.01               | 0.320           |
| Head length (cm)                                   | 6.00 ± 0.05               | 5.93 ± 0.07               | 0.485           |
| Body depth (cm)                                    | 3.69 ± 0.07 <sup>a</sup>  | 3.39 ± 0.05 <sup>b</sup>  | 0.003           |
| Body width (cm)                                    | 3.90 ± 0.04               | 3.88 ± 0.05               | 0.770           |
| Eye width (cm)                                     | 0.35 ± 0.01 <sup>b</sup>  | 0.37 ± 0.01 <sup>a</sup>  | 0.018           |
| Dorsal fin height (cm)                             | 1.68 ± 0.02 <sup>b</sup>  | 1.78 ± 0.03 <sup>a</sup>  | 0.037           |
| Pectoral fin length (cm)                           | 3.15 ± 0.03               | 3.20 ± 0.03               | 0.335           |
| Tentacle length (cm)                               | 5.87 ± 0.11 <sup>b</sup>  | 6.22 ± 0.10 <sup>a</sup>  | 0.031           |
| Distance from snout to eye center (cm)             | 1.82 ± 0.02               | 1.83 ± 0.02               | 0.608           |
| Distance from eye center to end of gill cover (cm) | 2.82 ± 0.03               | 2.76 ± 0.03               | 0.178           |
| Lower jaw length (cm)                              | 0.97 ± 0.01               | 0.97 ± 0.02               | 0.889           |
| Upper jaw length (cm)                              | 1.04 ± 0.01               | 1.04 ± 0.01               | 0.836           |
| Cephalic index                                     | 0.23 ± 0.01               | 0.23 ± 0.01               | 0.335           |
| Relative profile index                             | 0.86 ± 0.02               | 0.78 ± 0.03               | 0.081           |

Data are expressed as mean ± SEM (*n* = 30).

Significant differences between groups are indicated by different superscripts (*P* < 0.05).

**Table 2 Visceral indexes and specific activities of the main digestive enzymes for the wild and the farmed broadhead catfish**

| Parameter                      | Wild                      | Farmed                    | <i>P</i> -value |
|--------------------------------|---------------------------|---------------------------|-----------------|
| <b><i>Index</i></b>            |                           |                           |                 |
| SSI (%)                        | 0.50 ± 0.02               | 0.44 ± 0.01               | 0.061           |
| ISI (%)                        | 0.45 ± 0.02 <sup>a</sup>  | 0.36 ± 0.01 <sup>b</sup>  | 0.004           |
| HSI (%)                        | 1.12 ± 0.08               | 1.14 ± 0.06               | 0.787           |
| DSI (%)                        | 0.96 ± 0.04 <sup>a</sup>  | 0.80 ± 0.02 <sup>b</sup>  | 0.006           |
| Relative intestinal length     | 0.86 ± 0.02               | 0.78 ± 0.03               | 0.081           |
| Perivisceral fat index (%)     | 3.42 ± 0.29 <sup>a</sup>  | 2.33 ± 0.16 <sup>b</sup>  | 0.002           |
| <b><i>Digestive enzyme</i></b> |                           |                           |                 |
| Pepsin (mU/mg protein)         | 12.40 ± 0.73 <sup>b</sup> | 17.08 ± 0.60 <sup>a</sup> | 0.001           |
| Trypsin (U/mg protein)         | 1.32 ± 0.11               | 1.09 ± 0.07               | 0.092           |
| Chymotrypsin (U/mg protein)    | 1.01 ± 0.09               | 0.90 ± 0.07               | 0.374           |
| Amylase (U/mg protein)         | 13.56 ± 0.47              | 13.29 ± 0.40              | 0.668           |
| Lipase (mU/mg protein)         | 5.23 ± 0.31 <sup>a</sup>  | 4.08 ± 0.23 <sup>b</sup>  | 0.005           |
| Amylase/trypsin ratio          | 12.11 ± 0.88              | 13.41 ± 0.72              | 0.261           |

SSI, stomasomatic index; ISI, intestosomatic index; HSI, hepatosomatic index; DSI, digestosomatic index.

Data are expressed as mean ± SEM (*n* = 30).

Significant differences between groups are indicated by different superscripts (*P* < 0.05).

**Table 3** Flesh protein synthesis capacity, color coordinates, and radical scavenging activities of the wild and the farmed broadhead catfish

| Parameter  | Wild                          | Farmed                        | <i>P</i> -value |
|--|-------------------------------|-------------------------------|-----------------|
| <b><i>Protein synthesis capacity</i></b>         |                               |                               |                 |
| RNA ( $\mu\text{g/g}$ )                          | 1,126 $\pm$ 28                | 1,071 $\pm$ 27                | 0.157           |
| Protein (mg/g)                                   | 184.03 $\pm$ 3.59             | 181.18 $\pm$ 3.78             | 0.586           |
| RNA/protein ratio ( $\mu\text{g/mg}$ )           | 6.18 $\pm$ 0.19               | 5.97 $\pm$ 0.17               | 0.400           |
| <b><i>Color</i></b>                              |                               |                               |                 |
| <i>L</i> *                                       | 38.77 $\pm$ 0.71              | 39.16 $\pm$ 0.55              | 0.669           |
| <i>a</i> *                                       | -0.91 $\pm$ 0.38              | -1.06 $\pm$ 0.32              | 0.763           |
| <i>b</i> *                                       | 9.31 $\pm$ 0.63               | 9.42 $\pm$ 0.51               | 0.890           |
| <b><i>Scavenging activity (% inhibition)</i></b> |                               |                               |                 |
| DPPH   | 60.37 $\pm$ 1.16 <sup>a</sup> | 43.28 $\pm$ 1.09 <sup>b</sup> | < 0.001         |
| Reducing power                                   | 67.57 $\pm$ 0.42 <sup>a</sup> | 56.38 $\pm$ 0.75 <sup>b</sup> | < 0.001         |

DPPH, 2,2-diphenylpicrylhydrazyl.

Data are expressed as mean  $\pm$  SEM ( $n = 30$ ).

Significant differences between groups are indicated by different superscripts ( $P < 0.05$ ).

**Table 4 Thermal transition characteristics of flesh proteins in the wild and the farmed broadhead catfish. The data given are means**

| Parameter | Wild                |                     |                     | Farmed              |                     |                     |
|-----------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|
|           | T <sub>o</sub> (°C) | T <sub>d</sub> (°C) | T <sub>c</sub> (°C) | T <sub>o</sub> (°C) | T <sub>d</sub> (°C) | T <sub>c</sub> (°C) |
| Myosin    | 46.72               | 51.57               | 55.91               | 46.97               | 51.48               | 56.14               |
| Actin     | 70.56               | 74.23               | 76.70               | 71.13               | 75.03               | 77.16               |
| SP I      | 28.09               | 33.52               | 36.25               | nd                  | nd                  | nd                  |
| SP II     | 39.90*              | 42.70**             | 44.68               | 41.57*              | 43.79**             | 45.49               |
| SP III    | 44.32               | 46.00               | 48.04               | nd                  | nd                  | nd                  |
| SP IV     | 78.66               | 81.79               | 83.15               | 78.82               | 81.16               | 84.33               |
| SP V      | 99.24               | 107.47              | 112.95              | 101.04              | 107.69              | 113.60              |
| SP VI     | 117.34              | 117.58              | 118.15              | nd                  | nd                  | nd                  |

T<sub>o</sub>, onset temperature; T<sub>d</sub>, denaturation peak temperature; T<sub>c</sub>, conclusion temperature; SP, sarcoplasmic protein; nd, not detected.

\* \*\* Significant differences between wild and farmed groups ( $P < 0.05$ ).

**Table 5** Flesh fatty acid profiles (in % dry weight) for the wild and the farmed broadhead catfish

| Fatty acid               | Wild                      | Farmed                    | <i>P</i> -value |
|--------------------------|---------------------------|---------------------------|-----------------|
| C12:0                    | 0.28 ± 0.11               | 0.74 ± 0.30               | 0.180           |
| C14:0                    | 1.26 ± 0.08               | 1.54 ± 0.24               | 0.313           |
| C15:0                    | 0.22 ± 0.01               | 0.27 ± 0.06               | 0.435           |
| C16:0                    | 20.27 ± 0.47              | 19.19 ± 0.16              | 0.054           |
| C16:1 <i>n</i> 9         | 1.85 ± 0.12               | 1.74 ± 0.13               | 0.532           |
| C18:0                    | 7.76 ± 0.25               | 7.38 ± 0.39               | 0.443           |
| C18:1 <i>n</i> 9         | 28.69 ± 1.36              | 27.84 ± 1.56              | 0.688           |
| C18:2 <i>n</i> 6         | 14.42 ± 0.48 <sup>a</sup> | 12.45 ± 0.64 <sup>b</sup> | 0.032           |
| C18:3 <i>n</i> 3         | 1.13 ± 0.06               | 1.18 ± 0.09               | 0.634           |
| C20:0                    | 0.18 ± 0.01 <sup>a</sup>  | 0.16 ± 0.01 <sup>b</sup>  | 0.010           |
| C20:1 <i>n</i> 9         | 0.616 ± 0.05              | 0.54 ± 0.04               | 0.279           |
| C22:0                    | 0.08 ± 0.01               | 0.09 ± 0.01               | 0.731           |
| C22:1 <i>n</i> 9         | 0.17 ± 0.04               | nd                        | –               |
| C24:1 <i>n</i> 9         | 2.16 ± 0.19               | 1.60 ± 0.18               | 0.061           |
| ΣSFA                     | 30.07 ± 0.68              | 29.42 ± 0.89              | 0.573           |
| ΣMUFA                    | 33.43 ± 1.48              | 31.73 ± 1.50              | 0.439           |
| ΣPUFA                    | 15.55 ± 0.46 <sup>a</sup> | 13.63 ± 0.65 <sup>b</sup> | 0.034           |
| Σ <i>n</i> -3            | 1.13 ± 0.06               | 1.18 ± 0.09               | 0.634           |
| Σ <i>n</i> -6            | 14.42 ± 0.48 <sup>a</sup> | 12.45 ± 0.64 <sup>b</sup> | 0.032           |
| <i>n</i> -3/ <i>n</i> -6 | 0.07 ± 0.01               | 0.09 ± 0.01               | 0.177           |
| <i>n</i> -6/ <i>n</i> -3 | 13.11 ± 1.17              | 10.89 ± 0.93              | 0.166           |
| PUFA/SFA                 | 0.51 ± 0.02               | 0.46 ± 0.02               | 0.137           |
| USFA/SFA                 | 1.63 ± 0.06               | 1.54 ± 0.03               | 0.244           |

nd, not detected; SFA, saturated fatty acids; MUFA, monounsaturated fatty acids; PUFA, polyunsaturated fatty acids; USFA, unsaturated fatty acids.

Data are expressed as mean ± SEM (*n* = 30).

Significant differences between groups are indicated by different superscripts (*P* < 0.05).

**Table 6 Proximate chemical composition (% wet weight) of the whole carcass for the wild and the farmed broadhead catfish**

| Chemical composition | Wild         | Farmed       | <i>P</i> -value |
|----------------------|--------------|--------------|-----------------|
| Moisture             | 65.61 ± 0.59 | 65.81 ± 0.81 | 0.841           |
| Crude protein        | 16.13 ± 0.33 | 15.89 ± 0.31 | 0.592           |
| Crude lipid          | 10.99 ± 0.62 | 10.77 ± 0.71 | 0.788           |
| Crude ash            | 4.24 ± 0.10  | 4.43 ± 0.20  | 0.455           |

Data are expressed as mean ± SEM ( $n = 10$ ).

Significant differences between groups are indicated by different superscripts ( $P < 0.05$ ).

For Peer Review

## ประวัติผู้เขียน

ชื่อ สกุล นางสาววิลาวรรณ หวันแอ

รหัสประจำตัวนักศึกษา 5810220069

### วุฒิการศึกษา

| วุฒิ                                 | ชื่อสถาบัน               | ปีที่สำเร็จการศึกษา |
|--------------------------------------|--------------------------|---------------------|
| วิทยาศาสตร์บัณฑิต<br>(เคมี-ชีววิทยา) | มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ | 2557                |

### ทุนการศึกษา

1. ทุนสนับสนุนการศึกษาปริญญาตรี-โท จากคณะวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ (เลขที่สัญญา 1-2557-02-005)
2. ทุนอุดหนุนการวิจัยเพื่อวิทยานิพนธ์ประจำปีงบประมาณ 2558 จากบัณฑิตวิทยาลัย มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์

### การตีพิมพ์เผยแพร่ผลงาน

**Whan-air, W.,** Thongprajukaew, K., Salaeharae, T., Yoonram, K., 2017. Morphometry, digestive indexes and flesh quality of wild and farmed broadhead catfish (*Clarias macrocephalus* Günther, 1864). Chinese Journal of Oceanology and Limnology (Accepted).