

ผลของการอดอาหารต่อการตอบสนองทางด้านสรีรวิทยาในปลาบู่ทราย

นางสาวนฤมล ศรีดี

วิทยานิพนธ์นี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษาตามหลักสูตรปริญญาวิทยาศาสตรมหาบัณฑิต
สาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์
มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี
ปีการศึกษา 2554

**EFFECTS OF STARVATION ON PHYSIOLOGICAL
RESPONSE IN MARBLE SLEEPER
(*OXYELEOTRIS MARMORATA*)**

Naruemon Sridee

**A Thesis Submitted in Partial Fulfillment of the Requirements for the
Degree of Master of Science in Animal Production Technology
Suranaree University of Technology
Academic Year 2011**

ผลของการอดอาหารต่อการตอบสนองทางด้านสรีรวิทยาในปลาบู๋ทราย

มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี อนุมัติให้นับวิทยานิพนธ์ฉบับนี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษา
ตามหลักสูตรปริญญาวิทยาศาสตรบัณฑิต

คณะกรรมการสอบวิทยานิพนธ์

(อ. ดร.วิฑูรย์ โมฬี)

ประธานกรรมการ

(ผศ. ดร.สุรินทร์ บุญอนันตสร)

กรรมการ (อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์)

(ผศ. น. สพ. ดร.บัญชา ลิขิตเดชาโรจน์)

กรรมการ

(ผศ. น. สพ. ดร.ภคินี คุปพิทยานันท์)

กรรมการ

(อ. ดร.อมรรัตน์ โมฬี)

กรรมการ

(ศ. ดร.ชูกิจ ลิมปิจำนงค์)

รองอธิการบดีฝ่ายวิชาการ

(ผศ. ดร.สุเวทย์ นิงสานนท์)

คณบดีสำนักวิชาเทคโนโลยีการเกษตร

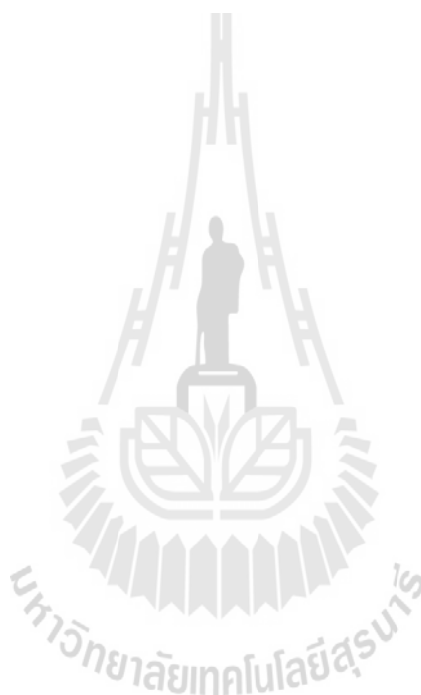
นฤมล ศรีดี : ผลของการอดอาหารต่อการตอบสนองทางด้านสรีรวิทยาในปลาน้ำจืด
EFFECTS OF STARVATION ON PHYSIOLOGICAL RESPONSE IN MARBLE
SLEEPER (*OXYELEOTRIS MARMORATA*) อาจารย์ที่ปรึกษา : ผู้ช่วยศาสตราจารย์
ดร.สุรินทร์ บุญอนันตสร, 116 หน้า.

ปลาน้ำจืด (*Oxyeleotris marmorata*) เป็นปลาที่มีความสำคัญทางเศรษฐกิจในเอเชียตะวันออกเฉียงใต้ โดยในขั้นตอนของการผลิตปลาเพื่อส่งขายนั้น ปลาน้ำจืดที่ได้ส่วนใหญ่มาจากการรวบรวมจากเขื่อนเก็บน้ำธรรมชาติ แต่ทั้งนี้ยังมีข้อจำกัดในเรื่องของการอนุบาลตัวอ่อน โดยในระหว่างกระบวนการเพาะเลี้ยงบางครั้งอาจทำให้เกิดสภาวะการอดอาหารอันเนื่องมาจากปัจจัยต่างๆ เช่น การจับปลา กระบวนการขนส่งและสภาพภูมิอากาศที่เปลี่ยนแปลง เป็นต้น ดังนั้นในการศึกษาครั้งนี้ เพื่อศึกษาถึงผลของสภาวะการอดอาหารต่อกระบวนการเปลี่ยนแปลงทางสรีรวิทยาในปลาน้ำจืด เพื่อเป็นองค์ความรู้ทางด้านชีววิทยาของสัตว์น้ำต่อไป วัตถุประสงค์ของการวิจัย เพื่อศึกษาถึงผลของสภาวะการอดอาหารต่อการตอบสนองทางด้านลักษณะการเจริญเติบโต, ค่าทางเคมีในเลือด และค่าองค์ประกอบของเนื้อปลาในสภาวะการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์

โดยทำการรวบรวมปลาน้ำจืดจากแม่น้ำท่าจีน ทำการเลี้ยงเพื่อปรับสภาพปลาน้ำจืดในตู้ปลาขนาด 30 x 60 x 45 ลูกบาศก์เซนติเมตร เป็นเวลา 1 เดือน แล้วจึงทำการทดลองอดอาหารตามลำดับ ทำการเก็บตัวอย่างเพื่อนำมาวิเคราะห์หาค่าทางโลหิตวิทยา ค่าทางเคมีในเลือดและองค์ประกอบในเนื้อปลาที่ระยะเวลาการอดอาหาร 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน

ผลการศึกษาครั้งนี้พบว่า ในสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดที่ระยะเวลา 4 วัน ส่งผลต่อการเจริญเติบโตของปลาน้ำจืด (ความสัมพันธ์ของค่าน้ำหนักตัวที่เปลี่ยนแปลง; RWG และอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ; SGR) และค่าทางเคมีในเลือด (อะมิเลส) ลดต่ำลง ($P < 0.05$), ค่าทางโลหิตวิทยา (เปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น, PVC และเม็ดเลือดขาวชนิด Neutrophil) และค่าทางเคมี (ไตรกลีเซอไรด์และแคลเซียม) สูงขึ้น ($P < 0.05$) ในสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดที่ระยะเวลา 7 วัน ส่งผลให้ค่าเคมีในเลือด (กลูโคสและอัลคาไลน์ฟอสฟาเตส; ALP) และไขมันในกล้ามเนื้อลดต่ำลง แต่อย่างไรก็ตามยูเรียไนโตรเจน (BUN) ที่ตรวจพบในเลือดมีค่าสูงขึ้น ($P < 0.05$) จากนั้นสามารถตรวจพบค่าโปรตีนรวมในพลาสมาลดต่ำลงที่ระยะเวลา 14 วันของการอดอาหาร นอกจากนี้ยังพบการเปลี่ยนแปลงของค่า serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT) ลดต่ำลงที่ระยะเวลา 21 วันของการอดอาหารอีกด้วย ($P < 0.05$) และการอดอาหารเป็นระยะเวลา 28 วัน ส่งผลให้ค่าดัชนีตับ (HSI), ค่าทางโลหิตวิทยา (จำนวนเม็ดเลือดแดง, ฮีโมโกลบิน, เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte และ lymphocyte), ค่าเคมีในเลือด (cholesterol, bilirubin, albumin, serum glutamic pyruvic transaminase; SGPT, iron, chloride) และค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา (โปรตีน, ไขมันและ

ความชื้น) ไม่มีการเปลี่ยนแปลง ($P>0.05$) กระบวนการเปลี่ยนแปลงทางชีววิทยาต่างๆ ที่เกิดขึ้นเป็นซ้ำให้เห็นว่าปลาบู่ทรายมีการปรับตัวเพื่อการอยู่รอดต่อสภาวะการอดอาหาร โดยการเปลี่ยนแปลงของไตรกลีเซอไรด์และไขมันในกล้ามเนื้อเป็นตัวชี้ให้เห็นว่าปลาบู่ทรายได้มีการนำไขมันที่เก็บสะสมไว้จากส่วนต่างๆ ของร่างกายมาใช้ในช่วงสัปดาห์แรกของการอดอาหาร จากนั้นผลการตอบสนองต่อค่ายูเรียในโตรเจนและค่าโปรตีนรวมในพลาสมาเป็นตัวชี้ให้เห็นว่า ปลาบู่ทรายได้มีการดึงเอาพลังงานจากโปรตีนที่สะสมไว้ในร่างกายมาใช้ในระยะเวลาต่อมาของการอดอาหาร ถ้ายังคงปล่อยให้เกิดสภาวะนี้ต่อไปอาจเกิดอันตรายต่อปลาบู่ทรายได้ ดังนั้นหากผู้เลี้ยงสามารถที่จะทำให้ปลาบู่ทรายกลับมากินอาหารได้ ภายใน 1-2 สัปดาห์ น่าจะทำให้ปลาบู่ทรายมีชีวิตเป็นปกติต่อไปได้



สาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์

ปีการศึกษา 2554

ลายมือชื่อนักศึกษา _____

ลายมือชื่ออาจารย์ที่ปรึกษา _____

ลายมือชื่ออาจารย์ที่ปรึกษาร่วม _____

NARUEMON SRIDEE : EFFECTS OF STARVATION ON
PHYSIOLOGICAL RESPONSE IN MARBLE SLEEPER (*OXYELEOTRIS*
MARMORATA) THESIS ADVISOR : ASST. PROF. SURINTON
BOONANUNTANASARN, Ph.D., 116 PP.

STARVATION/ *OXYELEOTRIS MARMORATA*/ ALTERATION

The marble sleeper (*Oxyeleotris marmorata*) is an economically important fish in South East Asia. For grow-out production, fry has been collected from river basins due to the limitations in the nursing of larvae. Thus, during production process, it occasionally withstands starvation during capture, transportation and acclimation to farm conditions. Therefore, the study of the effects of food deprivation on the alteration of physiological processes could provide valid biological data for its aquaculture. The aim of this study is to investigate the effects of food deprivation on the alteration of growth characteristics, blood chemicals and body composition during a period of 4 weeks of fasting.

The marble sleeper was collected from the Tha Chin River and acclimated to aquarium conditions (30cm x 60cm x 45 cm) for 1 month. Subsequently, fish were subjected to fasting. Fish were sampled for the determination of hematological indices, blood chemical parameters, and chemical composition of fish meat at 0, 4, 7, 14, 21 and 28 days.

After a period of 4 days fasting, growth characteristics (relative weight gain and specific growth rate) and blood chemicals (amylase) decreased ($P < 0.05$), while hematological indices (hematocrit and neutrophil population) and blood chemicals (triglyceride and calcium) increased ($P < 0.05$). At 7-days fasting, blood chemical

parameters (glucose and alkaline phosphatase) and muscle fat decreased; however, blood urea nitrogen increased ($P<0.05$). The total protein in plasma was reduced ($P<0.05$) after 14 days of fasting. Furthermore, the reduction of serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT) was found to decrease at 21-days fasting. Through 28 days of fasting period, hepatosomatic index, hematological indices (red blood cell number, hemoglobin, monocyte and lymphocyte populations), blood chemicals (cholesterol, bilirubin, albumin, serum glutamic pyruvic transaminase; SGPT, iron, chloride), and muscle composition (protein, ash, moisture) remained unchanged ($P>0.05$), demonstrating that several other biological processes could be tolerated during the fasting period. Combined together, changes in triglyceride and muscle lipid suggest that fish use lipid storage as biological energy during the first week of fasting. Alteration of blood urea nitrogen and total protein in plasma indicate that fish might undergo a phase of utilization of protein storage for vital energy, suggesting that the deleterious effects of fasting was observed during 1-2 weeks.

School of Animal Production Technology Student's Signature _____

Academic Year 2011

Advisor's Signature _____

Co-advisor's Signature _____

กิตติกรรมประกาศ

วิทยานิพนธ์นี้สำเร็จลุล่วงด้วยดี เนื่องจากได้รับความช่วยเหลืออย่างดียิ่ง ทั้งด้านวิชาการ และด้านการดำเนินงานวิจัย จากบุคคลและกลุ่มบุคคลต่างๆ ได้แก่

ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. สุรินทร์ บุญอนันตสินธาร์ อาจารย์ประจำสาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ ที่ให้โอกาสทางการศึกษา ให้คำแนะนำปรึกษาด้านวิชาการ และถ่ายทอดประสบการณ์ที่ดีในการทำงานต่างๆ แก่ผู้วิจัยมาโดยตลอด รวมทั้งช่วยตรวจและแก้ไขวิทยานิพนธ์เล่มนี้จนเสร็จสมบูรณ์

ผู้ช่วยศาสตราจารย์ นายสัตวแพทย์ ดร. บัญชร ลิขิตเศชาโรจน์ อาจารย์ประจำสาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี ที่ให้เกียรติเป็นอาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ร่วม ให้คำปรึกษาด้านวิชาการ และให้คำแนะนำเพิ่มเติมที่น่าสนใจในการทำวิทยานิพนธ์เล่มนี้

อาจารย์ ดร.สมร พรชื่นชูวงศ์ และผู้ช่วยศาสตราจารย์ นายสัตวแพทย์ ดร. ภคนิจ คุปพิทยา นันท์ อาจารย์ประจำสาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี ที่กรุณาให้คำปรึกษาด้านวิชาการ ให้คำแนะนำเพิ่มเติมในเรื่องที่น่าสนใจในการทำวิทยานิพนธ์ และให้กำลังใจโดยตลอดมา

ขอขอบคุณ คุณสุนัย พลายมี หัวหน้างานสัตวน้ำ ฟาร์มมหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี ที่ให้ความช่วยเหลืออำนวยความสะดวกด้านสถานที่ทำการทดลอง และให้คำปรึกษาด้านวิชาการมาโดยตลอด และขอขอบคุณ คุณศิริวรรณ เพชรสมบัติ และคุณมานะ ชาญเวช ศูนย์เครื่องมือวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยี มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี ที่อำนวยความสะดวกทางด้านเครื่องมือและอุปกรณ์ ขอขอบคุณพี่น้องบัณฑิตทุกท่าน ที่ให้คำปรึกษาด้านวิชาการ และให้กำลังใจมาโดยตลอด

สำหรับคุณงามความดีอันใดที่เกิดจากวิทยานิพนธ์เล่มนี้ ผู้วิจัยขอมอบให้กับบิดา มารดา และทุกคนในครอบครัว ซึ่งเป็นที่รักและเคารพยิ่ง ตลอดจนครูอาจารย์ทุกท่าน ที่ได้ประสิทธิ์ประสาทวิชาความรู้และถ่ายทอดประสบการณ์ที่ดีให้แก่ผู้วิจัยตลอดมา

นฤมล ศรีดี

สารบัญ

หน้า

บทคัดย่อ (ภาษาไทย)	ก
บทคัดย่อ (ภาษาอังกฤษ).....	ค
กิตติกรรมประกาศ.....	จ
สารบัญ.....	ฉ
สารบัญตาราง.....	ณ
สารบัญภาพ.....	ญ

บทที่

1 บทนำ.....	1
1.1 ความสำคัญของปัญหา.....	1
1.2 วัตถุประสงค์ของการศึกษา.....	2
1.3 สมมติฐานของการศึกษา.....	2
1.4 ขอบเขตของการศึกษา.....	2
1.5 ประโยชน์ที่คาดว่าจะได้รับ.....	3
1.6 คำอธิบายศัพท์.....	3
2. ปรัชญาวรรณกรรมและงานวิจัยที่เกี่ยวข้อง.....	4
2.1 ปลาบู่ทราย.....	4
2.2 รูปร่างลักษณะ.....	5
2.3 การแพร่กระจายและแหล่งที่อยู่อาศัย.....	5
2.4 การสืบพันธุ์.....	5
2.5 การเพาะเลี้ยงปลาบู่ทราย.....	6
2.6 การเลี้ยงปลาบู่ทราย.....	7
2.7 สภาพการอดอาหารหรือขาดอาหาร.....	8
2.7.1 สภาพอดอาหาร.....	8
2.7.2 สภาพการขาดอาหาร.....	8
2.8 เมตาบอลิซึม.....	9

สารบัญ (ต่อ)

หน้า

2.8.1 แอแนบอติซึม.....	9
2.8.2 แกตบาอติซึม.....	9
2.9 อวัยวะกับชนิดของสารอาหารที่ให้พลังงาน.....	16
2.9.1 สมอง.....	17
2.9.2 กล้ามเนื้อ.....	17
2.9.3 หัวใจ.....	17
2.9.4 ตับ.....	17
2.9.5 เนื้อเยื่อไขมัน.....	18
2.10 เมตาบอติซึมในสภาวะอดอาหาร.....	18
2.10.1 สภาวะขาดอาหารระยะเริ่มต้น.....	19
2.10.2 สภาวะขาดอาหารระยะยาว.....	20
2.11 การสังเคราะห์งานวิจัย.....	21
2.11.1 การศึกษาในส่วนของระบบเมตาบอติซึม.....	21
2.11.2 การศึกษาในส่วนของกิจกรรมของเอนไซม์.....	23
2.11.3 การศึกษาในส่วนของระบบภูมิคุ้มกัน.....	23
2.11.4 การศึกษาในส่วนขององค์ประกอบของเนื้อ.....	23
2.11.5 การศึกษาในส่วนของค่าเคมีในเลือด.....	25
3 วิธีการดำเนินการวิจัย.....	34
3.1 สถานที่ทำการทดลอง.....	34
3.2 อุปกรณ์และสารเคมี.....	34
3.3 วิธีการทดลอง.....	37
3.3.1 การวางแผนการทดลอง.....	37
3.3.2 การเตรียมอาหาร.....	38
3.3.3 สัตว์ทดลองและการเก็บตัวอย่าง.....	38
3.3.4 การวิเคราะห์ค่าการเก็บข้อมูลวัดอัตราการเจริญเติบโต.....	38
3.3.5 การวิเคราะห์ค่าโลหิตวิทยา.....	39
3.3.6 การวิเคราะห์องค์ประกอบในเนื้อปลาด้วยวิธี Proximate.....	41

สารบัญ (ต่อ)

หน้า

3.3.7 การวิเคราะห์ค่าทางเคมีในเลือด.....	43
3.3.8 การวิเคราะห์ค่าทางสถิติ.....	47
4 ผลการวิเคราะห์ข้อมูลและการอภิปรายผล.....	48
4.1 ผลการวิเคราะห์.....	48
4.1.1 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่ออัตราการเจริญเติบโต ในปลาบู่ทราย.....	48
4.1.2 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าทางโลหิตวิทยา และภูมิคุ้มกันในปลาบู่ทราย.....	51
4.1.3 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อผลการเปลี่ยนแปลง ของค่าทางเคมีในเลือดในปลาบู่ทราย.....	58
4.1.4 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าองค์ประกอบ ในเนื้อปลาบู่ทราย.....	73
4.2 การอภิปรายผล.....	77
4.2.1 ผลการเจริญเติบโต.....	77
4.2.2 ผลทางโลหิตวิทยาและภูมิคุ้มกัน.....	77
4.2.3 ผลค่าทางเคมีในเลือด.....	78
4.2.1 ผลค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา.....	86
5 สรุป.....	89
5.1 สรุป.....	89
5.2 ข้อเสนอแนะ.....	92
รายการอ้างอิง.....	93
ภาคผนวก.....	100
ภาคผนวก ก. รายละเอียดชุดสารเคมีที่ใช้ในการทดลอง.....	101
ประวัติผู้เขียน.....	116

สารบัญตาราง

ตารางที่	หน้า
2.1	แหล่งของพลังงานในปลาแต่ละชนิด.....22
2.2	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าคลอเรสเตอรอลในเลือด.....25
2.3	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่ากลูโคสในเลือด.....26
2.4	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าไตรกลีเซอไรด์ในเลือด.....27
2.5	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าโปรตีนรวมในเลือด.....28
2.6	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าอัลบูมินในเลือด.....29
2.7	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่ายูเรียในโตรเจนในเลือด.....30
2.8	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าบิลิรูบินรวมในเลือด.....30
2.9	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าไบเรคบิลิรูบินในเลือด.....31
2.10	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าอัลคาไรด์ฟอสเฟตในเลือด.....31
2.11	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อ serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT) ในเลือด.....31
2.12	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อ serum glutamic pyruvic transaminase (SGPT) ในเลือด.....32
2.13	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าเหล็กในเลือด.....32
2.14	สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าแคลเซียมในเลือด.....33
3.1	การจัดกลุ่มการทดลองที่ระยะเวลาต่างๆ ของการอดอาหาร.....37
5.1	สรุปผลการทดลองค่าพารามิเตอร์ที่ศึกษา.....91

สารบัญภาพ

ภาพที่	หน้า
2.1	4
2.2	10
2.3	12
2.4	12
2.5	13
2.6	14
2.7	16
2.8	18
2.9	19
2.10	20
2.11	21
3.1	39
3.2	40
4.1	48
4.2	49
4.3	50
4.4	51
4.5	52
4.6	53
4.7	54
4.8	55
4.9	56
4.10	57

สารบัญภาพ (ต่อ)

ภาพที่	หน้า
4.11 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าคลอเรสเตอรอล.....	58
4.12 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่ากลูโคส.....	59
4.13 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าไตรกลีเซอไรด์.....	60
4.14 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าโปรตีนรวม.....	61
4.15 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าอัลบูมิน	62
4.16 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อยูเรียไนโตรเจน.....	63
4.17 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าบิลิรูบินรวม.....	64
4.18 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าโคเรคบิลิรูบิน.....	65
4.19 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าอัลคาไรด์ฟอสฟาเตส.....	66
4.20 ของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่ออะมิเลส.....	67
4.21 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่า SGOT.....	68
4.22 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่า SGPT.....	69
4.23 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าแคลเซียม.....	70
4.24 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าคลอไรด์.....	71
4.25 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเหล็ก.....	72
4.26 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบ ในเนื้อปลา.....	73
4.27 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบ ในเนื้อปลา.....	74
4.28 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเถ้าที่เป็นองค์ประกอบ ในเนื้อปลา.....	75
4.29 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าความชื้นที่เป็นองค์ประกอบ ในเนื้อปลา.....	76

บทที่ 1

บทนำ

1.1 ความสำคัญของปัญหา

ปลาบู่ หรือปลาทูราย บู่จาก บู่เอื้อย บู่สิงโต เป็นปลาที่มีความสำคัญทางเศรษฐกิจชนิดหนึ่ง ซึ่งผลิตส่วนใหญ่ส่งออกไปจำหน่ายยังต่างประเทศ ได้แก่ จีน ฮองกง สิงคโปร์ มาเลเซีย ฯลฯ สามารถทำรายได้เข้าประเทศแต่ละปีได้เป็นจำนวนมาก เพราะเนื้อปลาที่มีรสชาติดี อีกทั้งเป็นความเชื่อว่าการบริโภคเนื้อปลาบู่ทรายจะช่วยในเรื่องของสมรรถภาพทางเพศและเป็นยาอายุวัฒนะ ซึ่งทำให้ความต้องการปลาบู่ทรายจากต่างประเทศมีเพิ่มขึ้นทุกปีเป็นผลให้ปลาบู่ทรายมีราคาแพงขึ้น (สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่ง, 2549) การส่งออกส่วนใหญ่มักจะเป็นปลาที่จับได้จากแหล่งน้ำธรรมชาติแล้วนำมาขุนอนุบาลเพื่อให้ได้น้ำหนักที่ตลาดต้องการแล้วส่งขาย มากกว่าปลาบู่ทรายที่ได้จากการเพาะเลี้ยง เนื่องด้วยในปัจจุบันการเพาะพันธุ์และการอนุบาลลูกปลาบู่ทรายยังคงเป็นปัญหาอยู่ นอกจากปัญหาที่กล่าวมา ปัญหาที่สำคัญอีกประการหนึ่งคือ ด้วยลักษณะและนิสัยของปลาบู่ทรายเป็นปลาที่ตกใจง่ายซึ่งจะส่งผลให้ไม่ยอมกินอาหารจึงเกิดปัญหาในเรื่องของการยอมรับอาหารของปลาบู่ทราย ซึ่งจะส่งผลต่อการเจริญเติบโตและระบบเมตาบอลิซึมของร่างกาย อีกทั้งยังส่งผลในเรื่องของระบบภูมิคุ้มกันโรค ซึ่งนับว่าเป็นอุปสรรคที่สำคัญอย่างยิ่งแก่ผู้เพาะเลี้ยงปลาบู่ทราย

งานวิจัยครั้งนี้มีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาถึงผลของการอดอาหารต่อการตอบสนองทางสรีรวิทยาในปลาบู่ทราย อัตราการเจริญเติบโต ระบบเมตาบอลิซึม ระบบภูมิคุ้มกัน องค์ประกอบในเนื้อ และได้หาความสัมพันธ์ระหว่างระยะเวลาของการอดอาหารในปลาบู่ทรายต่อค่าพารามิเตอร์ต่างๆ ที่สนใจ โดยข้อมูลที่ได้อาจจะทำให้ทราบถึงการเปลี่ยนแปลงทางสรีรวิทยาในสภาวะที่มีการอดอาหารของปลาบู่ทราย กระบวนการเมตาบอลิซึมของแหล่งพลังงานที่นำมาใช้ในช่วงขณะที่เกิดสภาวะของการอดอาหาร ซึ่งแหล่งของพลังงานที่ปลานำมาใช้ในปลาแต่ละชนิดก็จะแตกต่างกันออกไป และระยะเวลาของการอดอาหารที่จะส่งผลกระทบต่อระบบภูมิคุ้มกัน ซึ่งผลการวิจัยครั้งนี้อาจนำมาใช้เป็นข้อมูลพื้นฐานเพื่ออธิบายถึงสภาวะการอดอาหารที่อาจเกิดขึ้นได้ในธรรมชาติของปลาบู่ทรายหรือสายพันธุ์ปลาที่ใกล้เคียงกันกับปลาบู่ทราย เป็นองค์ความรู้พื้นฐานสำหรับการแก้ปัญหาในเรื่องของการเพาะพันธุ์ ปรับปรุงพันธุ์ การอนุบาลในปลาบู่ทราย ในส่วนด้านโภชนาการอาจมีการคิดค้นหรือพัฒนาสูตรอาหารพลังงานทดแทนในปลาบู่ทราย หรือแม้แต่วิธีการป้องกันการโรคและการจัดการ เมื่อทราบถึงผลของการอดอาหารที่ระยะเวลานั้นๆ ที่อาจ

ก่อให้เกิดโรคซึ่งจะส่งผลเสียต่อกระบวนการผลิต ผู้เลี้ยงควรจะต้องมีการป้องกัน อาจเช่นการเสริมวิตามินหรือยาเพื่อป้องกันการเกิดโรค และอาจนำข้อมูลพื้นฐานของการอดอาหารในปลาน้ำจืดที่ได้ไปช่วยในเรื่องของการวางแผนการจัดการการเลี้ยงปลาน้ำจืดที่ดีต่อไป

1.2 วัตถุประสงค์ของการศึกษา

- 1.2.1 เพื่อศึกษาถึงสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดต่อการเปลี่ยนแปลงของค่า น้ำหนักตัว ดัชนีตับ อัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ
- 1.2.2 เพื่อศึกษาถึงสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดต่อการเปลี่ยนแปลงของค่าทาง โลหิตวิทยา
- 1.2.3 เพื่อศึกษาถึงสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดต่อการเปลี่ยนแปลงของค่าทาง เคมีในเลือด
- 1.2.4 เพื่อศึกษาถึงสภาวะการอดอาหารของปลาน้ำจืดต่อผลการเปลี่ยนแปลงของค่า องค์ประกอบในเนื้อปลา

1.3 สมมติฐานของการศึกษา

- 1.3.1 สภาวะอดอาหารของปลาน้ำจืดจะส่งผลต่อการลดลงของค่าน้ำหนักตัว ดัชนีตับ อัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ
- 1.3.2 สภาวะอดอาหารของปลาน้ำจืดจะส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงค่าทางโลหิตวิทยา
- 1.3.3 สภาวะอดอาหารของปลาน้ำจืดจะส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงค่าทางเคมีในเลือด
- 1.3.4 สภาวะอดอาหารของปลาน้ำจืดจะส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา

1.4 ขอบเขตของการศึกษา

การวิจัยในครั้งนี้มุ่งเน้นที่จะศึกษาถึงผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลา 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน และหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างระยะเวลาของการอดอาหารในปลาน้ำจืดต่อค่าพารามิเตอร์ดังต่อไปนี้ ค่าน้ำหนักตัว, ดัชนีตับ และอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ ค่าทางโลหิตวิทยา อันได้แก่ จำนวนเม็ดเลือดแดง, เปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น, ค่าฮีโมโกลบิน และชนิดของเม็ดเลือดขาว ค่าทางเคมีในเลือด อันได้แก่ คลอเลสเทอรอล, กลูโคส, ไตรกลีเซอไรด์, โปรตีนรวมในเลือด, อัลบูมิน, ยูเรียไนโตรเจน, บิลิรูบิน, อัลคาไรด์ฟอสฟาเตส, อะมิเลส, serum glutamic oxaloacetic transaminase, serum glutamic pyruvic transaminase, แคลเซียม, คลอไรด์ และเหล็ก ค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา อันได้แก่ โปรตีน, ไขมัน, เถ้า และความชื้น

1.5 ประโยชน์ที่คาดว่าจะได้รับ

- 1.5.1 ทราบถึงองค์ความรู้เกี่ยวกับการเปลี่ยนแปลงทางสรีรวิทยาของปลาน้ำจืดในสถานะที่มีการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ
- 1.5.2 ทราบถึงระยะเวลาของการอดอาหารที่จะส่งผลต่อการเจริญเติบโต การเปลี่ยนแปลงของค่าน้ำหนักตัว ดัชนีดัชนี อัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ
- 1.5.3 ทราบถึงระยะเวลาของการอดอาหารที่จะส่งผลต่อค่าทางโลหิตวิทยาและระบบภูมิคุ้มกันของร่างกายปลาน้ำจืดที่อาจก่อให้เกิดโรคร้ายได้
- 1.5.4 ทราบถึงระยะเวลาของการอดอาหารที่จะส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงของค่าเคมีในเลือดและองค์ประกอบในเนื้อปลา ที่ทำให้ทราบถึงแหล่งที่มาของการนำเอาพลังงานมาใช้และการเปลี่ยนแปลงองค์ประกอบของเนื้อในสถานะที่มีการอดอาหารของปลาน้ำจืด
- 1.5.5 สามารถนำข้อมูลที่ได้จากการวิจัยนี้ไปประยุกต์ใช้หรือเป็นองค์ความรู้พื้นฐานในการเลี้ยงปลาน้ำจืดเชิงพาณิชย์ เช่น การพัฒนาในเรื่องของอาหาร สูตรอาหาร พลังงานทดแทนในช่วงที่ปลาน้ำจืดสูญเสียพลังงานไปในขณะที่มีการอดอาหาร เพื่อเพิ่มอัตราการเจริญเติบโตของปลาน้ำจืดให้กลับมาเป็นปกติหรือเป็นที่ต้องการของตลาด
- 1.5.6 การป้องกันการเกิดโรค เมื่อทราบถึงระยะเวลาของการอดอาหารในปลาน้ำจืดที่อาจก่อให้เกิดโรค สามารถทำการป้องกันโดยการเสริมสาร ยา หรือวิตามินเพื่อป้องกันการเกิดโรคได้ทันเวลาที่ เพื่อป้องกันมิให้เกิดผลเสียแก่ระบบการผลิตได้
- 1.5.7 ระบบการจัดการ สามารถนำข้อมูลที่ได้จากการศึกษาไปช่วยในเรื่องของการจัดการวางแผนระบบการเลี้ยง โดยผู้เลี้ยงหรือเกษตรกรสามารถใช้สมการที่ได้จากการศึกษา คำนวณหาความสัมพันธ์ระหว่างระยะเวลาการอดอาหารของปลาน้ำจืดในการทำนายค่าพารามิเตอร์ต่างๆ ที่ผู้เลี้ยงหรือเกษตรกรสนใจได้ เพื่อเป็นข้อมูลหรือแนวทางแก่การเพาะเลี้ยงหรือช่วยในเรื่องของการวางแผนการจัดการเลี้ยงปลาน้ำจืดที่ดีต่อไป

1.6 คำอธิบายศัพท์

- 1.6.1 สถานะการอดอาหาร (fasting state) หมายถึง สถานะที่ไม่ได้รับอาหารเพิ่มเติมเข้าไปอีกหลังการดูดซึม จะอยู่ในช่วงเวลาประมาณ 6-8 ชั่วโมงหลังกินอาหาร
- 1.6.2 สถานะการขาดอาหาร (starvation state) เป็นสถานะที่ร่างกายไม่ได้รับอาหารในระยะสั้น 5-10 วัน ในระยะยาว 3-6 สัปดาห์

บทที่ 2

ปรัทัศน์วรรณกรรมและงานวิจัยที่เกี่ยวข้อง

2.1 ปลาบู่ทราย

ปลาบู่ หรือปลาบู่ทราย บู่จาก บู่ทอง บู่เอื้อย บู่สิงโต เป็นปลาน้ำจืดชนิดหนึ่ง มีชื่อสามัญว่า Marble Sleeper และมีชื่อวิทยาศาสตร์ *Oxyleotris mamorata* จัดอยู่ในวงศ์ Eleotridae จัดเป็นปลาที่มีขนาดใหญ่ที่สุดในสกุล *Oxyleotris* เป็นปลาที่มีความสำคัญทางเศรษฐกิจชนิดหนึ่งซึ่งผลิตส่วนใหญ่ถูกส่งออกไปจำหน่ายยังต่างประเทศ สามารถทำรายได้เข้าประเทศแต่ละปีมีมูลค่าหลายสิบล้านบาท ได้แก่ จีนฮ่องกง สิงคโปร์ มาเลเซีย ฯลฯ เนื่องจากความต้องการปลาบู่ทรายจากต่างประเทศมีเพิ่มขึ้นทุกปีเป็นผลให้ปลาบู่ทรายมีราคาแพงขึ้น อดีตการเลี้ยงปลาบู่ทรายนิยมเลี้ยงในกระชังกันมากแถบลุ่มน้ำและลำน้ำสาขาบริเวณภาคกลางตั้งแต่จังหวัด นครสวรรค์ อุทัยธานี เรื่อยมาจนถึงจังหวัดปทุมธานี โดยปัญหาที่พบอยู่เสมอในการเลี้ยงปลาบู่ทรายมีอยู่ 3 ประการ คือ พันธุ์ปลาที่นับวันจะหายาก ไม่เพียงพอต่อความต้องการ ผู้เลี้ยงยังขาดความรู้และเทคโนโลยีใหม่ๆ ในการเพาะเลี้ยงและสภาพสิ่งแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลง ไม่เอื้ออำนวยต่อการเพาะเลี้ยงปลา (สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่ง, 2549)



ภาพที่ 2.1 ปลาบู่ทราย
ที่มา : สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่ง, 2549

2.2 รูปร่างลักษณะ

ปลาบุ๋มทรายมีลักษณะลำตัวกลมยาว หัวค่อนข้างโต และด้านบนของหัวแบนราบ หัวมีจุดสีดำประปราย ปากกว้างใหญ่เปิดทางด้านบนตอนมุมปากเฉียงลงและยาวถึงระดับกึ่งกลางตา ขากรรไกรล่างยื่นยาวกว่าขากรรไกรบน ทั้งขากรรไกรบนและล่างมีฟันแหลมซี่เล็กๆ ลักษณะฟันเป็นแบบฟันแถวเดียว ลูกตากลักษณะโปนกลมอยู่บนหัวถัดจากริมฝีปากบนครีบทูและครีบทองมีลักษณะกลมมนใหญ่มีลวดลายดำสลับขาว มีก้านครีบท้องอยู่ 15 - 16 ก้าน ครีบท้อง 2 ครีบท้องอันหน้าสั้นเป็นหนาม 6 ก้าน เป็นก้านครีบท้องและเป็นหนาม ครีบท้องหลังเป็นก้านครีบท้อง 11 ก้าน ครีบท้องหรือครีบท้องอยู่แนวเดียวกับครีบทูและมีก้านครีบท้อง 5 ก้าน ครีบท้องอยู่ในแนวเดียวกับครีบท้อง อันที่สอง มีก้านครีบท้อง 7 ก้าน และมีความยาวครีบท้องเท่ากับครีบท้องอันที่สอง ส่วนของครีบท้องมีลายสีน้ำตาลดำแดงสลับขาวเป็นแถบๆ และมีจุดสีดำกระจายอยู่ทั่วไป ลำตัวมีเกล็ดแบบหนามคล้ายซี่หวีและมีแถบสีดำขวางลำตัว 4 แถบ ด้านท้องมีสีอ่อน สีตัวของปลาบุ๋มทรายจะแตกต่างกันไปตามถิ่นที่อยู่อาศัย ปลาบุ๋มทรายจัดเป็นปลาขนาดกลางและเป็นปลาน้ำเค็มในครอบครัวนี้ที่มีขนาดใหญ่ที่สุด

2.3 การแพร่กระจายและแหล่งที่อยู่อาศัย

ปลาบุ๋มทรายเป็นปลาที่สามารถพบได้ทั่วไปในน้ำจืดและน้ำกร่อยเล็กน้อยในหลายประเทศ โดยเฉพาะในแถบเอเชียตะวันออกเฉียงใต้และหมู่เกาะมลายู สำหรับในประเทศไทยพบปลาบุ๋มทรายขยายพันธุ์ทั่วไปตามแม่น้ำลำคลองและสาขาทั่วทุกภาคตามหนองบึงและอ่างเก็บน้ำต่างๆ ปลาบุ๋มทรายเป็นปลากินเนื้อที่ชอบอยู่นิ่งๆ ตามดินอ่อน พื้นทรายและหลบซ่อนตามก้อนหิน ต่อไม้เสา ไม้ รากหญ้าหนาๆ เพื่อบริโภคให้เหยื่อผ่านมาแล้วเข้าโจมตีทันทีด้วยความรวดเร็ว ปลาบุ๋มทรายพบทั้งในน้ำจืดและน้ำกร่อยเล็กน้อย ลูกปลาบุ๋มทรายชอบซ่อนตัวบริเวณรากพืชพันธุ์ไม้น้ำ พวกกรากจอก รากผัก

2.4 การสืบพันธุ์

สังเกตลักษณะความแตกต่างระหว่างปลาบุ๋มทรายเพศผู้และเพศเมีย ดูได้จากอวัยวะเพศที่อยู่ใกล้รูทวาร ปลาเพศผู้มีอวัยวะเพศเป็นแผ่นเนื้อขนาดเล็กสามเหลี่ยมปลายแหลมส่วนตัวเมียมีอวัยวะเพศเป็นแผ่นเนื้อขนาดใหญ่และป้านตอนปลายไม่แหลมแต่เป็นรูขนาดใหญ่ลักษณะคล้ายถ้วยน้ำชาขนาดเล็ก เมื่อพร้อมผสมพันธุ์ปลายอวัยวะเพศทั้งตัวผู้และเมียมีสีแดงเห็นเส้นเลือดฝอยสีแดงที่มำเลี้ยงอวัยวะเพศได้ชัดเจน ปลาบุ๋มทรายโตเต็มวัยเมื่อมีความยาวประมาณ 30 เซนติเมตรขึ้นไป ปลาบุ๋มทรายที่สามารถขยายพันธุ์ได้มีขนาดตั้งแต่ 8 เซนติเมตรขึ้นไป สำหรับปลาเพศเมียที่มีรังไข่แก่เต็มที่มีขนาดความยาวสุดปลายหาง 12.5 เซนติเมตร น้ำหนักประมาณ 34 กรัม และเพศผู้มีถุงน้ำเชื้อแก่

เต็มที่มีความยาว 14.5 เซนติเมตร น้ำหนักประมาณ 44 กรัม ปลาบู่จะเริ่มสร้างอวัยวะเพศภายใน ตั้งแต่เดือนมกราคม จนเมื่อถึงเดือนมีนาคมจะสามารถแยกออกได้ว่า รังไข่จะมีจุดสีขาวเล็กๆ แล้วเจริญเป็นเม็ดไข่ต่อไป แต่ถ้าเป็นถุงน้ำเชื้อจะเป็นสีขาวทึบขึ้นจากเดิม รังไข่ที่แก่จัดจะมีสีเหลืองเข้ม มีเม็ดไข่อยู่เต็มและมีเส้นเลือดมาหล่อเลี้ยง ส่วนถุงน้ำเชื้อที่แก่จัดจะมีลักษณะเป็นลายมีรอยหยักเล็กน้อยและมีสีขาวทึบ ปลาบู่สามารถวางไข่ได้เกือบตลอดทั้งปียกเว้นในช่วงฤดูหนาว ตลอดฤดูกาลวางไข่ปลาบู่ทรายสามารถวางไข่ได้ 3 ครั้งต่อปี

พฤติกรรมการผสมพันธุ์และวางไข่ในธรรมชาติพบว่าปลาบู่ทรายตัวผู้จะหาสถานที่ในการวางไข่ ได้แก่ ตอไม้ เสาไม้ ทางมะพร้าว ฯลฯ แล้วทำความสะอาดวัสดุดังกล่าว จากนั้นตัวผู้จะเข้าเกี่ยวพาราสีพร้อมไล่ต้อนตัวเมียให้ไปที่รังที่เตรียมไว้เพื่อการวางไข่ การผสมพันธุ์ปลาบู่ทรายเริ่มตั้งแต่ตอนหัวค่ำจนถึงตอนเช้ามืด โดยผสมพันธุ์แบบภายนอกตัวปลา คือ ตัวเมียปล่อยไข่ออกมาติดกับวัสดุแล้ว ตัวผู้ปล่อยน้ำเชื้อออกมาผสม โดยที่ไข่ปลาบู่จะติดกับตอไม้ เสาไม้หรือวัสดุอื่นๆ ที่ปลาบู่ทรายสามารถวางไข่ติด และตัวผู้จะเฝ้าดูแลไข่ โดยใช้ครีบทูหรือครีบหางพัดโบกไปมา ไข่ที่ได้รับการผสมจะฟักเป็นตัวภายในเวลา 28 ชั่วโมง ที่อุณหภูมิ 25 – 27 องศาเซลเซียส ลูกปลาใช้เวลาฟักออกมาเป็นตัวหลุดออกจากเปลือกไข่จนสู่พื้นประมาณ 32 ชั่วโมงถึง 5 วัน แล้วจึงลอยไปตามกระแสน้ำ

2.5 การเพาะเลี้ยงปลาบู่ทราย

เดิมการเลี้ยงปลาบู่ทรายใช้วิธีช้อนลูกปลาตามรากหญ้าในลำคลองหนองบึง ในปัจจุบันเนื่องจากสภาพแวดล้อมเสื่อมโทรม การใช้เครื่องมือจับปลาผิดประเภทและการทำการประมงเกินศักยภาพ ทำให้ลูกปลาในธรรมชาติมีปริมาณลดลง แต่เนื่องจากความต้องการปลาบู่ทรายเพื่อการบริโภคและการส่งออกมีจำนวนสูงขึ้น จึงทำให้มีการขยายตัวด้านการเลี้ยงปลาบู่ ซึ่งกรมประมงได้ประสบความสำเร็จในการเพาะพันธุ์ปลาบู่ แต่ก็ยังไม่เพียงพอต่อความต้องการ การเพาะพันธุ์ปลาบู่มี 2 วิธี คือ วิธีการฉีดฮอร์โมนและวิธีการเลียนแบบธรรมชาติ โดยคัดเลือกพ่อแม่พันธุ์ที่ดีมีผลทำให้อัตราการฟักและอัตราการรอดตายสูงและได้ลูกปลาที่แข็งแรง ควรเป็นปลาที่ปรับสีสู่สภาพเดิมได้เร็วเมื่อหายตกใจ ไม่ควรคัดพ่อแม่พันธุ์ที่มีสีเหลืองซีดผิดปกติ ไม่มีพยาธิภายนอกหรือเชื้อราเกาะตามลำตัวและไม่มีบาดแผล

2.6 การเลี้ยงปลาน้ำทราย

ปลาน้ำทรายมีราคาแพงจึงเป็นที่ต้องการของตลาดในประเทศและต่างประเทศเป็นจำนวนมาก ทำให้มีผู้สนใจเลี้ยงปลาน้ำทรายอย่างกว้างขวาง การเลี้ยงปลาน้ำทรายมีเลี้ยงกันในบ่อซีเมนต์ บ่อดินและกระชัง แต่ที่นิยมเลี้ยงกันมากเป็นการเลี้ยงในกระชังส่วนบ่อดินก็มีผู้เลี้ยงกันอยู่บ้างทั้งในรูปการเลี้ยงแบบเดี่ยว แบบรวมและแบบผสมผสานสำหรับการเลี้ยงในบ่อซีเมนต์มีการเลี้ยงอยู่น้อยมากเพราะลงทุนสูง และต้องการน้ำสะอาดในการเลี้ยง

การให้อาหาร

อาหารใช้เลี้ยงปลาน้ำทรายแบ่งเป็น 2 ชนิด คืออาหารแบบพื้นบ้าน เป็นอาหารสดได้จากการนำปลาเป็ดจากทะเลหรือปลาน้ำจืดมาสับให้ปลากินหรือใช้เครื่องบดอาหารซึ่งมีผลดีทำให้กระดุกปลาเปิดป่นย่อยละเอียดไม่เป็นอันตรายต่อลำไส้ปลาน้ำทราย ประหยัดเวลาและแรงงาน และอาหารผสมสูตรสำเร็จแบบเปียก อาหารชนิดนี้ยังไม่เป็นที่แพร่หลายเตรียมจากวัสดุอาหารแห้งและเปียกสะดวกในการจัดเก็บได้นานในตู้เย็น เตรียมง่ายและถูกสุขลักษณะทั้งยังสามารถเติมยาปฏิชีวนะและฮอร์โมนเร่งการเจริญเติบโต ปลาน้ำกินอาหารเชื่องช้ากว่าปลาชนิดอื่น จึงควรป้อนเป็นก้อนใส่ถาดแขวนไว้ในกระชังให้ต่ำกว่าระดับผิวน้ำประมาณ 50 เซนติเมตร การให้อาหารจะให้อาหารทุกๆ วันๆละ 3-5 เปอร์เซ็นต์ของน้ำหนักปลาในกระชังให้ 2 วันครั้งๆ ละ 8-10 เปอร์เซ็นต์ของน้ำหนักปลา การให้อาหารควรสังเกตว่าปลากินอาหารหมดหรือไม่และค่อยปรับเปลี่ยนหรือลดอาหาร

อัตราการเปลี่ยนอาหารเป็นเนื้อ

อัตราการแลกอาหารเป็นเนื้อปลาน้ำทรายที่เลี้ยงด้วยปลาเป็ดอยู่ระหว่าง 7.3-12.2:1

การจัดการ

การเลี้ยงปลาน้ำทรายในกระชังควรมีการจัดการด้านการทำความสะอาด จัดภายในกระชังให้ตะไคร่น้ำตะกอนที่ติดตามตะไคร่น้ำและตัวกระชังออก รวมทั้งเศษอาหารเพราะเป็นแหล่งสะสมและก่อให้เกิดเชื้อโรค หลังจากปลาน้ำทรายเอาด้านข้างตัวไปถูกับด้านข้างกระชังหรือพื้นกระชังอาจทำให้ตัวเป็นแผลและเชื้อโรคตามตะกอนหรือตะไคร่น้ำเข้าตัวปลาทางแผลได้ การคัดขนาดควรคัดปลาบ่อยๆ ครั้งปกติเดือนละครั้งหรืออย่างน้อย 2 เดือนต่อครั้ง เนื่องจากปลาน้ำทรายเป็นปลากินเนื้อและมีนิสัยก้าวร้าว ปลาตัวใหญ่จะคอยไล่ไม่ให้ปลาตัวเล็กได้มีโอกาสเข้ามากินอาหารทำให้ปลาตัวเล็กผอมลงพฤติกรรมก้าวร้าวนี้เกิดขึ้นในลูกปลาน้ำทรายตัวเล็กเหมือนกันคือถ้าลูกปลามีขนาดต่างกันมากจะกินกันเองแต่ในปลาน้ำทรายขนาดใหญ่จะมีพฤติกรรมกัดกันเองและไล่กันไปมา การคัดขนาดปลาน้ำทรายทำให้ปลามีขนาดโตเท่ากันสม่ำเสมอเติบโตเร็วและเพิ่มผลผลิตอีกด้วย และการป้องกันโรค ผู้เลี้ยงควรหมั่นดูแลสุขภาพของปลาน้ำอยู่เสมอดูตรวจดูกระชังภายในให้อยู่ในสภาพดีและควรถือหลักป้องกันไม่ให้เกิดโรคมามากกว่าที่ปล่อยให้ปลาเป็นโรคแล้วทำการรักษาทีหลัง

อัตรารอด

อัตรการรอดตายในการเลี้ยงปลาน้ำจืดขึ้นอยู่ปัจจัยความแข็งแรงของพันธุ์ปลา คุณภาพน้ำ ในแหล่งน้ำ ความสามารถ ความชำนาญในการเลี้ยงและสภาพสิ่งแวดล้อม

อัตรการเจริญเติบโต

อัตรการเจริญเติบโตของปลาน้ำจืดขึ้นกับปัจจัยหลายประการ อาทิ อัตราปล่อย คุณภาพ และปริมาณอาหาร คุณสมบัติ น้ำ ฯลฯ จากการเลี้ยงปลาน้ำจืดที่แม่น้ำน่าน จังหวัดนครสวรรค์ พบว่าอัตราปล่อย ตารางเมตรละ 32 ตัว ใช้เวลา 7 เดือนจะให้ผลผลิตสูงสุด

ราคาและผลตอบแทน

ราคาพันธุ์ปลาที่เกษตรกรซื้อมาเลี้ยงในกระชังตั้งแต่ปี 2525 - 2537 ราคา กิโลกรัมละ 30 - 160 บาท ส่วนราคาปลาเพื่อบริโภคมีราคาตั้งแต่ 200 - 350 บาทต่อกิโลกรัม

การใช้ประโยชน์

ปลาน้ำจืดสามารถเลี้ยงรวมกับปลาอื่นได้เพื่อเป็นตัวควบคุมประชากรปลา เช่น การปล่อยปลาในบ่อปลาเพื่อควบคุมประชากรปลาไม่ให้มีมากเกินไปมิฉะนั้น ปลาในบ่อจะเติบโตช้าและไม่ได้ขนาดตามที่ต้องการ ทั้งยังได้ผลผลิตปลาน้ำจืดเป็นรายได้เสริมอีกทางหนึ่ง ปลาน้ำจืดยังสามารถเลี้ยงเป็นปลาสวยงามได้เช่น ปลาน้ำจืดทอง แต่ส่วนใหญ่ปลาน้ำจืดนิยมเลี้ยงเพื่อการบริโภคเพราะมีเนื้อขาวสะอาดนุ่มอร่อย รสชาติดี สามารถนำไปแปรรูปเป็นอาหารได้หลายชนิด ซึ่งชาวจีนนิยมบริโภคโดยมีความเชื่อว่ากินแล้วช่วยบำรุงกำลังร่างกายให้แข็งแรงและต้องบริโภคปลาน้ำจืดเป็นๆ สดๆ (สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่ง, 2549)

2.7 สถานะการอดอาหารหรือขาดอาหาร

2.7.1 สถานะอดอาหาร (fasting state) คือสถานะที่ไม่ได้รับอาหารเพิ่มเติมเข้าไปอีกหลังการดูดซึม จะอยู่ในช่วงเวลาประมาณ 6-8 ชั่วโมงหลังกินอาหาร

2.7.2 สถานะขาดอาหาร (starvation state) เป็นสถานะที่ร่างกายไม่ได้รับอาหารในระยะสั้น 5 - 10 วัน ในระยะยาว 3 - 6 สัปดาห์ จะโดยสาเหตุใดก็ตาม ในระยะนี้ร่างกายจะมีการปรับเมตาบอลิซึม (metabolic adaptation) เพื่อจัดหาสารอาหารพลังงานให้แก่วัยวะต่างๆ และเพื่อให้เซลล์ต่างๆ ทำงานได้ตามปกติต่อไป

ปัจจัยที่มีผลกระทบต่อการใช้สารอาหารพลังงานของอวัยวะต่างๆ นอกจากขึ้นอยู่กับความสามารถในการเลือกใช้นิโคตินของสารอาหารพลังงานของอวัยวะต่างๆ เองแล้ว ยังขึ้นอยู่กับปริมาณของสารอาหารพลังงานต่างๆ ด้วย โดยเฉพาะชนิดของสารอาหารที่ร่างกายได้รับในแต่ละวัน , ความสามารถในการตอบสนองของฮอร์โมนที่ควบคุมระดับน้ำตาลในเลือด และภาวะอาหารของ

ร่างกายในขณะนั้น (เปรมใจ อารีจิตรานุสรณ์, พชร บุญศิริ, ปิติ ฐวจิตต์ และ เสาวนันท บำเรอราช, 2548)

2.8 เมตาบอลิซึม

เมตาบอลิซึม (Metabolism)

หมายถึงการเปลี่ยนแปลงทางเคมีที่เกิดขึ้นเป็นขั้นๆ ไปภายในเซลล์สิ่งมีชีวิต เมตาบอลิซึมจะเกิดขึ้นตลอดเวลาเพื่อรักษาสภาพแวดล้อมภายในร่างกายให้คงอยู่ในสมดุลปกติ สารอาหารพลังงานที่สำคัญของร่างกายมี 4 ชนิด ได้แก่ กลูโคส, กรดไขมัน, กรดอะมิโนและคีโตนบอดี ร่างกายสามารถสะสมสารอาหารพลังงานไว้ในรูปของไกลโคเจน, ไทรเอซิลกลีเซอรอล และ โปรตีน ซึ่งเรียกว่าเป็นสารอาหารพลังงานสะสม (storage fuel) พลังงานที่ถูกสะสมไว้นี้จะถูกนำมาใช้เวลาที่ไม่ได้กินอาหารหรือขาดอาหาร เนื่องจากเซลล์ต่างๆ ต้องใช้พลังงานอย่างต่อเนื่องตลอดเวลาขาดพลังงานไม่ได้ (เปรมใจ อารีจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548)

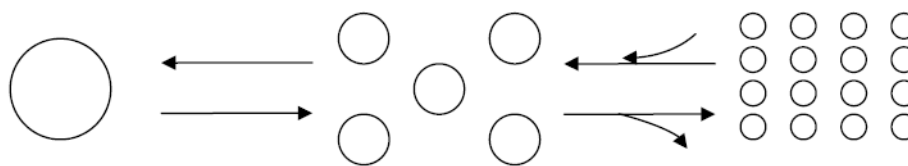
เมตาบอลิซึม แบ่งได้เป็น 2 พวกใหญ่ๆ คือ

2.8.1 แอแนบอลิซึม หรือการสังเคราะห์ (Anabolism or synthesis)

หมายถึง การรวมสารเคมีที่มีโมเลกุลใหญ่เพื่อใช้ในการเจริญเติบโต ซ่อมแซมส่วนที่สึกหรอและเก็บสำรองไว้ในยามจำเป็น ได้แก่ การสังเคราะห์โปรตีน ไขมัน ไกลโคเจน ฮีโมโกลบินของเม็ดเลือดแดง ฮอร์โมนและเอนไซม์ เป็นต้น กระบวนการสังเคราะห์เหล่านี้จำเป็นต้องใช้พลังงานที่ร่างกายเก็บไว้ในรูปของ ATP

2.8.2 แคตาบอลิซึม หรือการสลาย (Catabolism or degradation)

หมายถึง การสลายโมเลกุลใหญ่ๆ ให้เป็นโมเลกุลเล็กลงจนกระทั่งถึงขั้นเป็นน้ำ คาร์บอนไดออกไซด์และพลังงาน ได้แก่ การสลายโปรตีนให้เป็นกรดอะมิโนและยูเรีย สลายไกลโคเจนให้เป็นกลูโคสแล้วสลายต่อไปจนได้กรดแลคติก กรดไพรูวิก คาร์บอนไดออกไซด์ และน้ำ ผลของการสลายนั้นนอกจากจะได้รับพลังงานแล้ว ยังจะเกิดของเสียรวมทั้งกรดและด่าง ซึ่งร่างกายจำเป็นต้องคอยขจัดทิ้งไปอีกด้วย การสลายเป็นกระบวนการที่ทำให้พลังงานออกมา ร่างกายจะเก็บพลังงานที่เกิดขึ้นไว้ในรูปของ ATP แล้วเอาไปใช้ในการทำงานของอวัยวะต่างๆ การขนส่งต่างๆ และการสังเคราะห์สารโมเลกุลใหญ่ๆ ขึ้นใหม่ กระบวนการเมตาบอลิซึมอาจแสดงโดยแผนภูมิก้างภาพที่ 2.2



ภาพที่ 2.2 อธิบายกระบวนการสังเคราะห์สารเมตาบอลิซึม

ที่มา : เปรมใจ อารีจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548

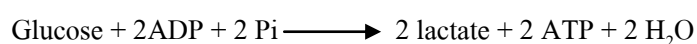
เมตาบอลิซึมของคาร์โบไฮเดรต (Carbohydrate metabolism)

คาร์โบไฮเดรตเป็นแหล่งพลังงานที่สำคัญสำหรับสิ่งมีชีวิต กล่าวคือสิ่งมีชีวิตจะเผาผลาญเพื่อให้ได้พลังงาน และจะสังเคราะห์คาร์โบไฮเดรตเพื่อสะสมพลังงานไว้ใช้ กระบวนการเผาผลาญคาร์โบไฮเดรตอาจแบ่งได้เป็น 2 ตอน ตอนที่ 1 คือ การสลายหรือย่อยคาร์โบไฮเดรตไม่ใช้ออกซิเจน เรียกว่า ไกลโคไลซิส (Glycolysis) ซึ่งกลูโคสจะถูกย่อยจนได้กรดไพรูวิก แต่ถ้าเกิดในเซลล์กล้ามเนื้อจะเป็นกรดแลคติก ส่วนการย่อยสลายของคาร์โบไฮเดรตที่เกิดขึ้นในยีสต์ กลูโคสจะถูกย่อยจนได้เอทานอลและคาร์บอนไดออกไซด์ เรียกว่า การหมักแอลกอฮอล์ (Alcoholic fermentation) ตอนที่ 2 การหายใจ (Respiration) ซึ่งต้องใช้ออกซิเจน ผลที่ได้จากตอนแรกจะถูกสลายต่อไปโดยอาศัยออกซิเจนได้คาร์บอนไดออกไซด์กับน้ำ พลังงานที่ได้ออกมาจะอยู่ในรูปของ ATP ซึ่งจะมีปริมาณไม่เท่ากันในแต่ละกระบวนการ

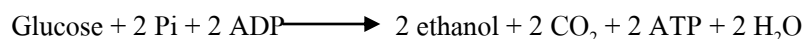
ไกลโคไลซิส (Glycolysis หรือ Embden - Meyerhof pathway)

คือ การสลายกลูโคสเป็นกรดไพรูวิกหรือแลคติก เกิดขึ้นในไซโทพลาสซึม ไกลโคไลซิสดำเนินไปโดยกลุ่มของเอนไซม์ 11 ชนิด น้ำตาลทุกชนิดที่จะเข้ากระบวนการนี้รวมทั้งไกลโคเจนด้วย จะต้องเปลี่ยนเป็น กลูโคส-6-ฟอสเฟตก่อน สารตัวกลาง (Intermediate) ทั้งหมดอยู่ในรูปของฟอสเฟต ซึ่งเหมาะกับการที่จะให้ ATP ออกมา ไกลโคไลซิสแบ่งได้เป็น 2 ระยะ

1. น้ำตาลทุกชนิดมีการเปลี่ยนแปลงจนถึงแตกออกเป็น glyceraldehydes-3-phosphate ใช้ ATP 2 โมเลกุล
2. ปฏิกริยารีดอกซ์เปลี่ยน glyceraldehydes-3-phosphate เป็นกรดแลคติกได้ ATP 4 โมเลกุลสรุปสมการไกลโคไลซิส



จากกระบวนการไกลโคไลซิส จะได้พลังงานสุทธิในรูป ATP 2 โมเลกุลต่อกลูโคส 1 โมเลกุล คิดได้เป็นพลังงานประมาณ 15 กิโลแคลอรีต่อโมล ถ้าสลายกลูโคสเป็นแลคเตตนอก ร่างกายได้ 47 กิโลแคลอรีต่อโมล ดังนั้นประสิทธิภาพของเซลล์ $15/47 \times 100 = 31.9\%$ สรุปสมการ การหมักแอลกอฮอล์

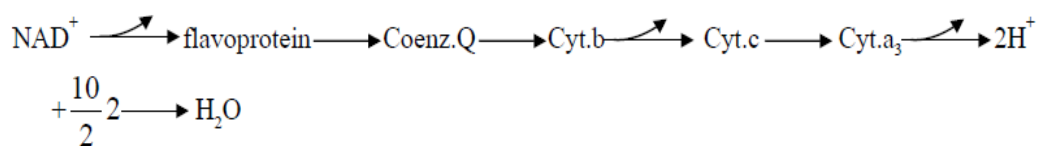


กรดไพรูวิกที่ได้จากไกลโคไลซิส จะถูกเปลี่ยนไปเป็น acetyl CoA แล้วจะถูกเผาผลาญต่อไปในวงจรเครบส์จนได้เป็นคาร์บอนไดออกไซด์, น้ำ และพลังงาน เอนไซม์ต่างๆที่เกี่ยวข้องในวงจรนี้มีอยู่ในส่วนของไมโทคอนเดรีย ปฏิกิริยาช่วงนี้ต้องใช้ออกซิเจนในการรีออกซิไดซ์โคเอนไซม์หรือรีดิวซิง อีควิวเลนต์ (Reducing equivalence) ในระบบขนส่งอิเล็กตรอน (Electron transport system) และขบวนการออกซิเดทีฟฟอสฟอริเลชัน วงจรเครบส์ทำหน้าที่ไม่เพียงแต่เกี่ยวกับแคตาบอลิซึมเท่านั้น แต่ยังเป็นแหล่งให้สารต้นสำหรับการสังเคราะห์สารอื่นด้วย

ระบบขนส่งอิเล็กตรอน (Electron Transport System or Respiratory chain)

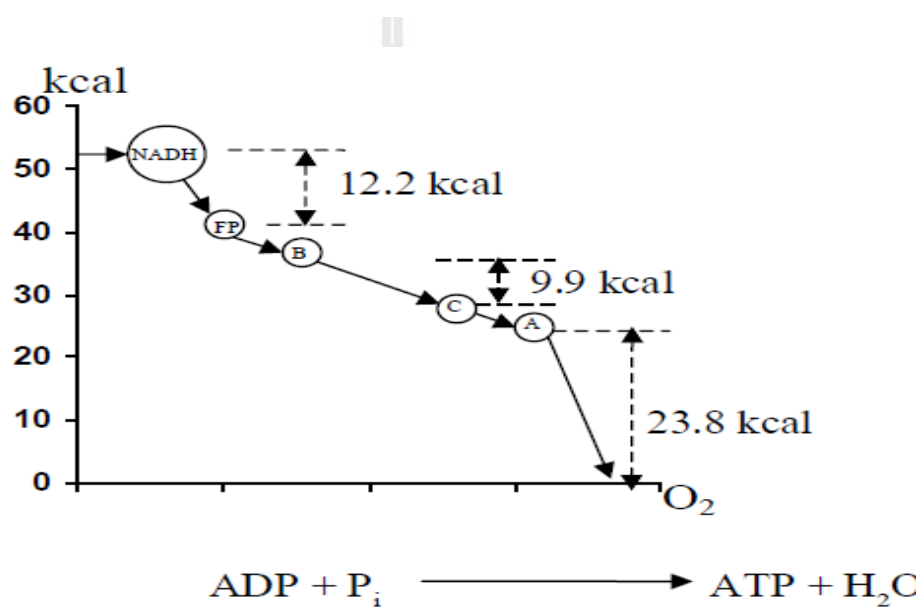
รีดิวซิง อีควิวเลนต์ ที่ได้จากวงจรเครบส์ภายในไมโทคอนเดรียจะถูกออกซิไดซ์โดยการผ่านอิเล็กตรอนเข้าไปในระบบขนส่งอิเล็กตรอนซึ่งเป็นระบบที่รับทั้งไฮโดรเจนและอิเล็กตรอนจากซัพสเตรดหรือ H donor electron ส่งผ่าน carrying enzyme chain ไปส่งให้ acceptor ตัวสุดท้ายคือออกซิเจนในการหายใจของเซลล์ ปฏิกิริยาออกซิเดชัน-รีดักชันที่เกิดขึ้นมีลักษณะเป็นลูกโซ่บางครั้งจึงเรียกว่าลูกโซ่การหายใจ (respiratory chain) การเกิดปฏิกิริยาเป็นลูกโซ่ได้ก็เพราะพาหะที่อยู่ถัดไปมีระดับพลังงานต่ำกว่าตัวแรกเพราะฉะนั้นในระหว่างกระบวนการการขนส่งอิเล็กตรอนนี้ อิเล็กตรอนจะปล่อยพลังงานเสรีออกมา ซึ่งส่วนใหญ่จะถูกเก็บไว้ในรูปของ ATP และเมื่อรวบระบบ ADP กับระบบขนส่งอิเล็กตรอนเข้าด้วยกันผลที่ได้คือออกซิเดชันในเซลล์และมีพลังงานในรูป ATP เกิดขึ้น จึงเรียกกระบวนการนี้ว่า oxidative or respiratory chain phosphorylation (Phosphorylation ของ ADP เกิดเป็น ATP ในระหว่างที่มีออกซิเดชันในเซลล์) สำหรับการเกิด ATP ในที่อื่นๆที่ไม่เกี่ยวข้องกับการหายใจในเซลล์และระบบขนส่งอิเล็กตรอน เรียกว่า substrate level phosphorylation การขนส่งอิเล็กตรอนและออกซิเดทีฟฟอสฟอริเลชัน เกิดขึ้นในเซลล์ที่ใช้ ออกซิเจนเกือบทั้งหมด และปฏิกิริยารีดอกซ์เหล่านี้ใช้เอนไซม์ทั้งสิ้น ในเซลล์ยูคาริโอต เอนไซม์ซึ่งเร่งปฏิกิริยาเหล่านี้จะอยู่ที่ผนังด้านในของไมโทคอนเดรีย

electron transport system & oxidative phosphorylation



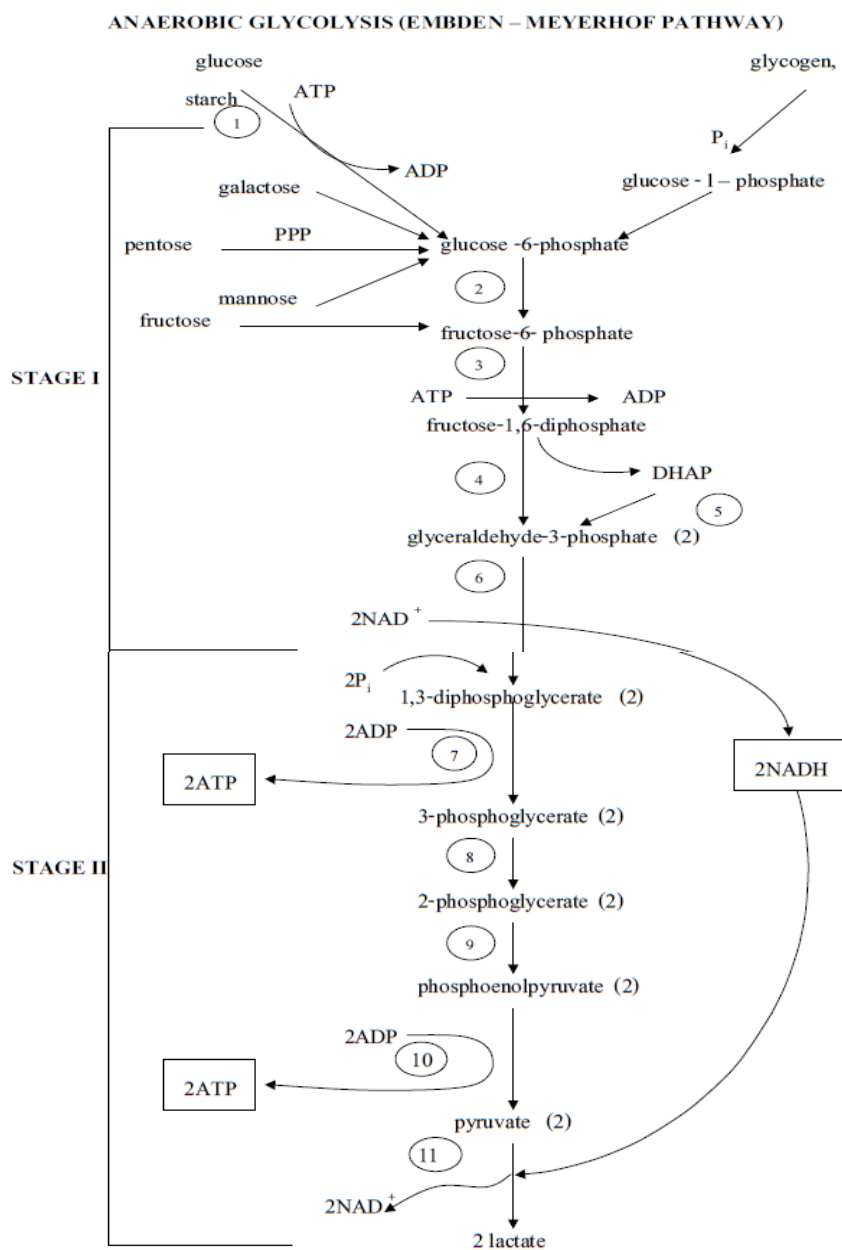
ภาพที่ 2.3 อธิบายกระบวนการขนส่งอิเล็กตรอนในปฏิกิริยาฟอสโฟรีเลชัน

ที่มา : Brown and Murphy, 1991



ภาพที่ 2.4 อธิบายการเกิดพลังงานอิสระที่เกิดขึ้นเมื่ออิเล็กตรอนวิ่งจาก NADH ไปยังออกซิเจน

ที่มา : Brown and Murphy, 1991



- | | |
|--------------------------------------|----------------------------|
| 1. Glucokinase, hexokinase | 7. Phosphoglycerate kinase |
| 2. Phosphoglucoisomerase | 8. Phosphoglyceromutase |
| 3. Phosphofructokinase | 9. Enolase |
| 4. Aldolase | 10. Pyruvate kinase |
| 5. Triose phosphate isomerase | 11. Lactate dehydrogenase |
| 6. Glyceraldehydes-3-P dehydrogenase | |

ภาพที่ 2.5 อธิบายกระบวนการไกลโคไลซิส

ที่มา : Brown and Murphy, 1991

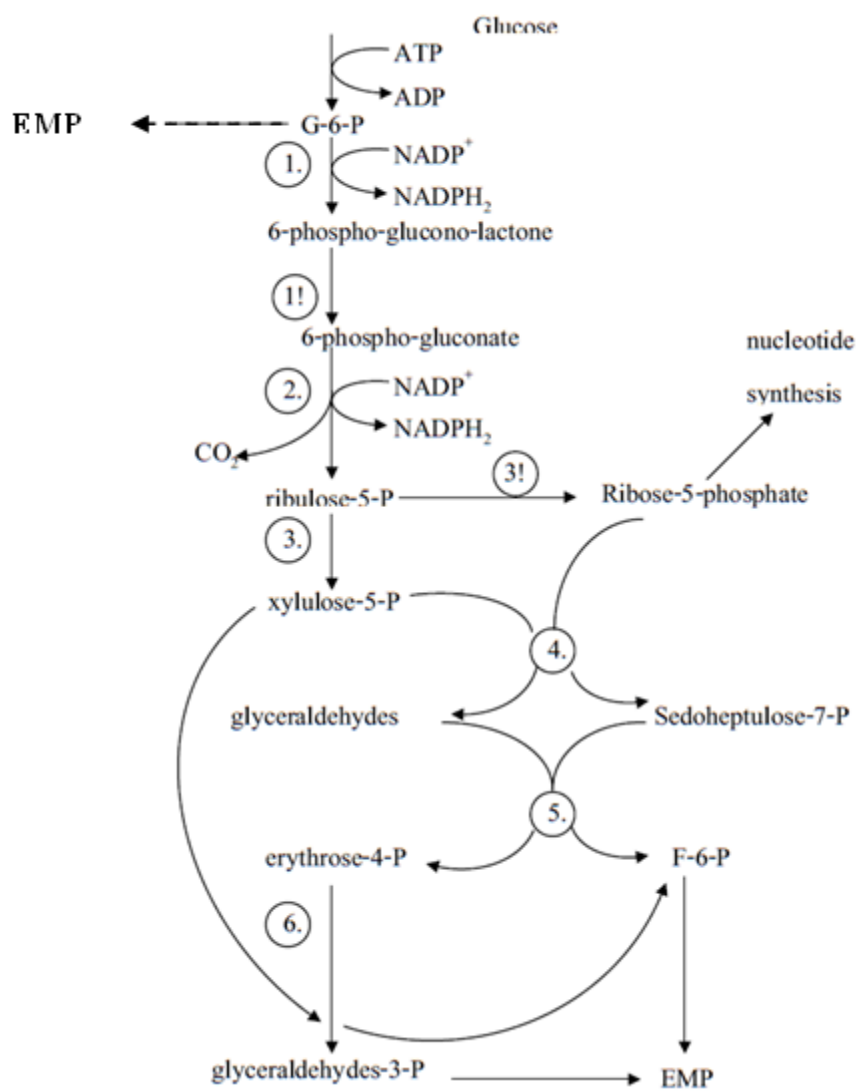
การคิดพลังงานที่ได้จากการสลายกลูโคส

สรุปพลังงานที่ได้จากการสลายกลูโคสโดยสมบูรณ์ ได้คาร์บอนไดออกไซด์และน้ำในขั้นตอนต่างๆมีดังนี้

<u>glycolysis</u>	coenzyme	ATP
glucose → G-6-P	-	-1
F-6-P → F-1, 6-dip	-	-1
2(glyceraldehydes-3-P) → 2(1,3-diphosphoglycerate)	2 NAD ⁺	+4 (+6)
2(1,3-diphosphoglycerate) → 2(3-phosphoglycerate)	-	+2
2 PER → 2 pyruvate	-	+2
		<u>+6 (+8)</u>
2 pyruvate → 2 acetyl CoA	2 NAD ⁺	+6
<u>Krebs cycle</u>		
2 isocitrate → 2 α-ketoglutarate	2 NAD ⁺	+6
2 α-ketoglutarate → 2 succinyl CoA	2 NAD	+6
2 succinyl CoA → 2 succinate	2 GTP	+2
2 succinate → 2 fumarate	2 FAD	+4
2 malate → 2 oxalacetate	2 NAD ⁺	+6
		<u>+24</u>

ภาพที่ 2.6 วิธีเพนโตสฟอสเฟต (Pentose Phosphate Pathway; PPP)

ที่มา : Brown and Murphy, 1991



1. Glucose-6-phosphate dehydrogenase isomerase 1 lactonase
2. 6-phosphogluconate dehydrogenase
3. Pentose phosphate epimerase
4. Transketolase
5. Transaldolase
6. Transketolase

ภาพที่ 2.6 อธิบายกระบวนการการเกิดเพนโตสฟอสเฟต (ต่อ)

ที่มา : Brown and Murphy, 1991

นอกจากไกลโคไลซิสแล้ว คาร์โบไฮเดรตยังสามารถถูกเผาผลาญโดยวิถีเพนโตสฟอสเฟต สารต้นของวิถีนี้คือกลูโคส-6-ฟอสเฟต ทั้งหมดจะเกิดขึ้นในไซโตโซล ความสำคัญของวิถีเพนโตสฟอสเฟต

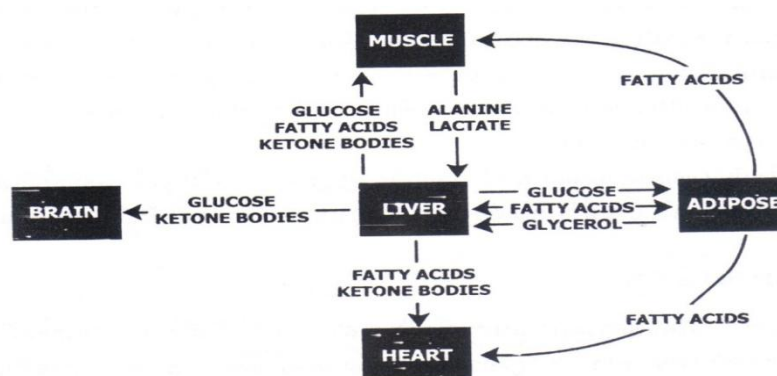
1. ให้ NADPH2 เพื่อใช้ในการสังเคราะห์กรดไขมัน กรดอะมิโน
2. ให้น้ำตาลเพนโตสโดยเฉพาะไรโบส เพื่อใช้ในการสังเคราะห์กรดนิวคลีอิก

กลูโคนีโอเจเนซิส (Gluconeogenesis)

เกิดขึ้นเฉพาะที่ตับ เป็นการสังเคราะห์กลูโคสจากสารที่ไม่ใช่น้ำตาล คือไพรูเวต แลคเตต กลีเซอรอล และสารอินเตอร์มีเดียในวงจรเครบส์ ซึ่งรวมทั้งที่ได้มาจากกรดอะมิโนพวกกลูโคเจนิคด้วย ขบวนการนี้จะเพิ่มขึ้นในบางภาวะเช่น เมื่อได้รับอาหารโปรตีนมาก ขณะออกกำลังกาย ภาวะอดอาหาร และโรคเบาหวาน การสังเคราะห์ไพรูเวตเป็นกลูโคสเกิดขึ้นโดยการย้อนกลับของหลายปฏิกิริยาในไกลโคไลซิส แต่มี 3 ปฏิกิริยาที่ไม่มีการย้อนกลับ ซึ่งจะถูกแทนที่โดยปฏิกิริยาลัดทาง (by pass reaction) ซึ่งเป็นไปได้โดยมีประสิทธิภาพและทำให้เกิดการสังเคราะห์กลูโคสขึ้นได้

2.9 ภาวะกับชนิดของสารอาหารที่ให้พลังงาน

อวัยวะทุกชนิดจำเป็นต้องใช้สารอาหารพลังงาน การทำงานของอวัยวะบางชนิดเช่น สมอง และหัวใจ ต้องการพลังงานมากอย่างต่อเนื่องและขาดไม่ได้ อวัยวะบางชนิดเช่น กล้ามเนื้อและตับ ทำหน้าที่สำรองพลังงานเพื่อใช้และให้แก่อวัยวะอื่นๆ เนื้อเยื่อและอวัยวะต่างๆ ในร่างกาย สามารถเลือกใช้สารอาหารพลังงานในรูปแบบอื่นๆ นอกเหนือจากกลูโคสได้ ทั้งนี้เพื่อให้เหมาะสมกับการทำหน้าที่, ชนิดของสารอาหารที่ร่างกายได้รับ ตลอดจนเพื่อให้เหมาะสมกับสภาวะอาหารของร่างกาย (ภาพที่ 2.7)



ภาพที่ 2.7 ภาวะสำคัญของร่างกายและชนิดของสารอาหารพลังงาน

ที่มา : เปรมใจ อารีจิตราอนุสรณ์ และคณะ, 2548

2.9.1 สมอง

เป็นอวัยวะที่ใช้พลังงานประมาณร้อยละ 20-25 ของพลังงานทั้งหมดที่ร่างกายใช้ในแต่ละวัน ในภาวะปกติเซลล์สมองใช้พลังงานหลักคือกลูโคส แต่ในภาวะของการขาดอาหารสมองและเซลล์ประสาทสามารถปรับตัวโดยการใช้น้ำมันกรดไขมันเป็นสารอาหารพลังงานได้ สมองไม่ได้สะสมสารอาหารพลังงานไว้ในเซลล์ ต้องได้รับกลูโคสและคีโตนบอดีจากทางกระแสเลือดเพียงทางเดียวและตลอดเวลา

2.9.2 กล้ามเนื้อ

เป็นอวัยวะที่ต้องใช้พลังงานมากที่สุดของร่างกาย ปริมาณพลังงานที่ใช้เป็นส่วนสำคัญโดยตรงกับการทำงานของกล้ามเนื้อ ในภาวะพัก (resting state) กล้ามเนื้อใช้พลังงานเพียงร้อยละ 20 ของพลังงานรวมที่ใช้ในแต่ละวัน และจะเพิ่มมากขึ้นถึงร้อยละ 80 ในภาวะที่กล้ามเนื้อต้องทำงานหนักซึ่งเป็นภาวะที่มีการใช้พลังงานแตกต่างกันมาก ดังนั้นในภาวะที่ทำงานหนักหรืออดอาหารกล้ามเนื้อจะใช้พลังงานอาหารที่สำรองไว้ในรูปของไกลโคเจน ในภาวะพักกล้ามเนื้อจะใช้พลังงานจากกรดไขมัน และสามารถใช้น้ำมันกรดไขมันเป็นแหล่งพลังงานได้ถ้ามีคีโตนบอดีในกระแสเลือดมากพอ แต่ในภาวะที่กล้ามเนื้อต้องทำงานหนักจะใช้กลูโคสเป็นสารอาหารพลังงาน ไพรูเวตที่ได้จากการสลายกลูโคสจะเปลี่ยนไปเป็นแลกเตต (lactate) โดยวัฏจักรคอไร (Cori's cycle) และกรดอะมิโนอะลานีน (alanine) โดยวัฏจักรกลูโคส-อะลานีน (glucose-alanine cycle) ทั้งแลกเตตและอะลานีนจะถูกส่งผ่านเข้าสู่กระแสเลือดผ่านไปยังเซลล์ตับเพื่อนำกลับไปที่สร้างเป็นกลูโคสโดยกระบวนการกลูโคนีโอเจเนซิส (gluconeogenesis) ทั้งนี้เพราะกล้ามเนื้อไม่สามารถสร้างกลูโคสได้เองเนื่องจากขาดเอนไซม์ glucose 6-phosphate

2.9.3 หัวใจ

เป็นอวัยวะสำคัญที่ทำงานหนักและต่อเนื่องอยู่ตลอดเวลา จึงต้องการสารอาหารพลังงานและออกซิเจนอย่างสม่ำเสมอ กล้ามเนื้อหัวใจมีไกลโคเจนเก็บไว้บ้างไม่มากเพื่อสำรองกลูโคสไว้ใช้ในบางขณะที่ต้องทำงานหนัก หัวใจสามารถใช้พลังงานจากกลูโคส, กรดไขมัน และคีโตนบอดีได้

2.9.4 ตับ

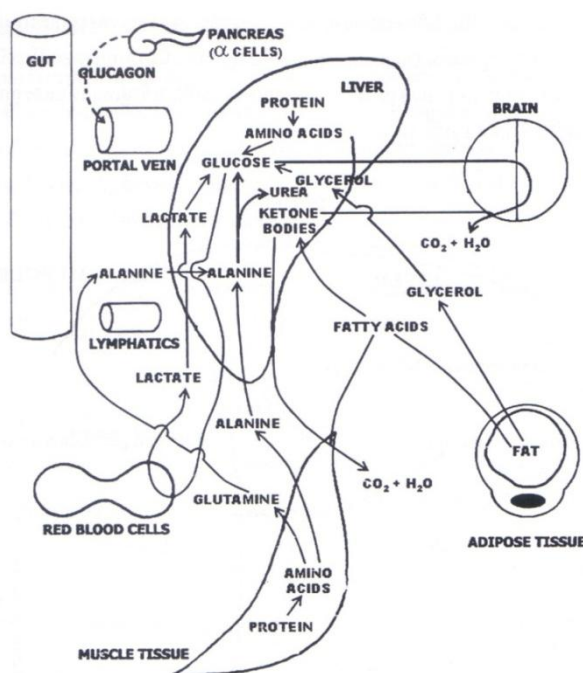
มีหน้าที่เก็บพลังงานสำรองไว้ในรูปของไกลโคเจน และเปลี่ยนไกลโคเจนไปเป็นกลูโคสส่งให้แก่เนื้อเยื่ออื่นๆ ในภาวะที่ร่างกายไม่ได้รับอาหาร นอกจากนี้ยังมีบทบาทสำคัญในการสร้างกลูโคสจากแลกเตต, กรดอะมิโนอะลานีนและกลีเซอรอล (glycerol) โดยอาศัยกระบวนการกลูโคนีโอเจเนซิส ตับสามารถใช้สารอาหารพลังงานได้ทุกชนิดยกเว้นคีโตนบอดี ตับเป็นแหล่งสังเคราะห์คีโตนบอดี (ketogenesis) ที่สำคัญของร่างกายเพื่อส่งต่อไปแก่หัวใจ สมองและกล้ามเนื้อ

2.9.5 เนื้อเยื่อไขมัน

ที่ทำหน้าที่หลักคือสำรองพลังงานไว้ในรูปของไตรเอซิลกลีเซอรอล แล้วเปลี่ยนเป็นกรดไขมันและกลีเซอรอลในยามที่ร่างกายต้องการ สารอาหารพลังงานหลักที่ใช้คือ กลูโคสและกรดไขมัน

2.10 เมตาบอลิซึมในสภาวะอดอาหาร

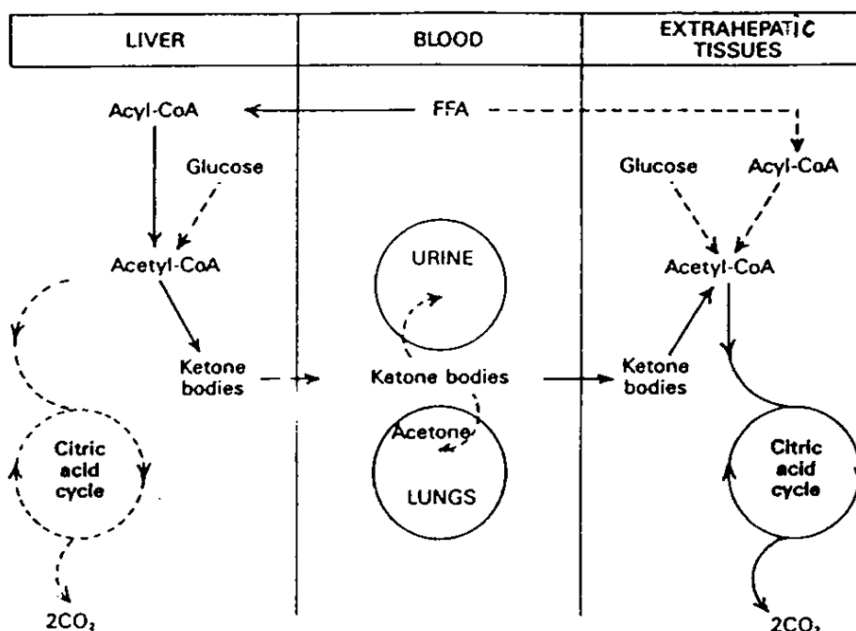
ในภาวณี้ร่างกายจะนำพลังงานสำรองที่มีอยู่มาใช้มากขึ้น (ภาพที่ 2.8) เนื่องมาจากไกลโคเจนมีจำกัด ไขมันที่เนื้อเยื่อไขมันจะถูกสลายเป็นกรดไขมันและกลีเซอรอล กรดไขมันจะถูกส่งไปยังหัวใจ กล้ามเนื้อและเนื้อเยื่ออื่นๆ เพื่อใช้เป็นสารอาหารพลังงาน กลีเซอรอลที่ได้จะถูกนำไปสร้างเป็นกลูโคสที่ตับโดยกระบวนการกลูโคนีโอเจเนซิส กล้ามเนื้อจะมีการสลายโปรตีนเป็นกรดอะมิโน กรดอะมิโนบางส่วนจะถูกสลายต่อไปเป็นไพรูเวตและแอลฟาคีโทกลูทาเรต (α -ketoglutarate) และเปลี่ยนต่อไปจนได้กรดอะมิโนอะลานีนและกลูตามีน อะลานีนจะถูกส่งต่อไปยังตับเพื่อสร้างเป็นกลูโคส ส่วนกลูตามีนจะถูกส่งต่อไปที่เซลล์ผนังลำไส้เพื่อสลายเป็นพลังงาน โครงสร้างคาร์บอนและหมู่อะมิโนที่ได้บางส่วนจากการสลายดังกล่าวจะถูกนำไปสร้างเป็นกรดอะมิโนอะลานีนแล้วส่งต่อไปที่เซลล์ตับเพื่อสร้างเป็นกลูโคสต่อไป



ภาพที่ 2.8 เมตาบอลิซึมผสมผสานในสภาวะอดอาหาร

ที่มา : เปรมใจ อริจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548

ถึงแม้ว่าเซลล์ตับจะมีกระบวนการกลูโคนีโอเจเนซิสเพิ่มขึ้นในระยะนี้ แต่พลังงานที่ได้ก็ไม่เพียงพอ ตับจะนำอะเซทิลโคเอซึ่งมีปริมาณเพิ่มขึ้นจากการสลายไขมันมาสร้างเป็นคีโตนบอดีซึ่งจะถูกส่งไปเป็นสารอาหารพลังงานยังอวัยวะที่ต้องการ คีโตนบอดีบางส่วนจะถูกขับออกนอกร่างกายทางปอด (ภาพที่ 2.9)



ภาพที่ 2.9 วิธีการสังเคราะห์การขับออกนอกร่างกายและการใช้สารพลังงานของคีโตนบอดี

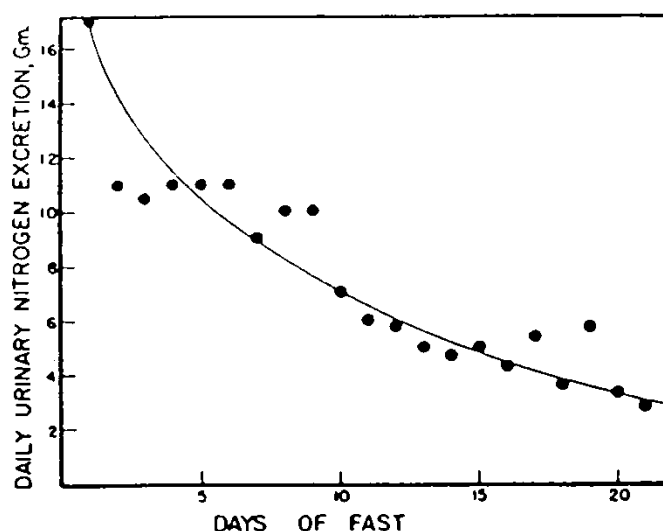
ที่มา : เปรมใจ อารีจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548

เมตาบอลิซึมช่วงนี้สามารถแบ่งออกได้เป็นอีก 2 สถานะตามระยะเวลาที่ร่างกายขาดอาหาร คือ ระยะเริ่มต้น (early phase state) และระยะยาว (prolonged state)

2.10.1 สถานะขาดอาหารระยะเริ่มต้น

เกิดขึ้นเมื่อร่างกายไม่ได้รับอาหารเป็นระยะเวลา 5-10 วัน ในระยะนี้กระบวนการเมตาบอลิซึมต่างๆ จะเหมือนกับระยะของการอดอาหาร แต่กระบวนการกลูโคนีโอเจเนซิสซึ่งมีกรดอะมิโนเป็นสารเริ่มต้นจะลดลง ทั้งนี้เพื่อสำรองโปรตีนไว้ใช้ในหน้าที่อื่น ในระยะนี้จะมีการสลายไขมันจากเนื้อเยื่อไขมันเพิ่มมากขึ้น กรดไขมันที่ได้จะถูกส่งไปเป็นสารอาหารพลังงานที่กล้ามเนื้อหัวใจ กลีเซอรอลจะถูกส่งเข้าไปสร้างกลูโคสที่ตับ ส่วนอะเซทิลโคเอซึ่งเป็นผลผลิตที่เพิ่มขึ้นจากการสลายกรดไขมันจะถูกส่งไปที่ตับเพื่อสร้างเป็นคีโตนบอดี เพื่อส่งไปเป็นแหล่งพลังงานหลักแก่เซลล์สมองและกล้ามเนื้อ

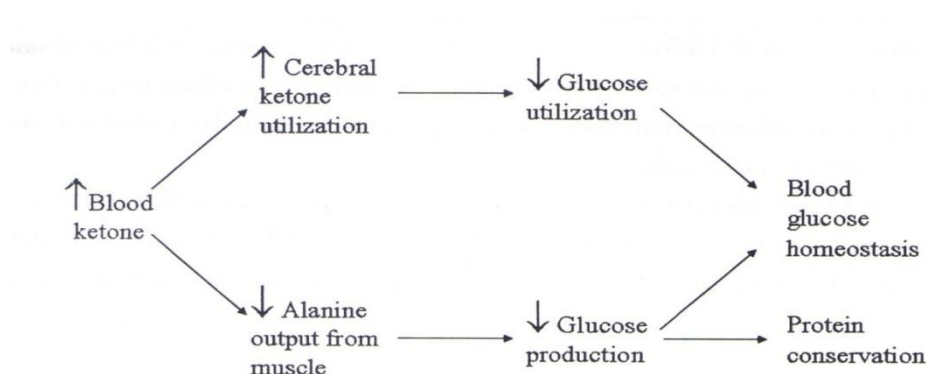
อัตราการสลายโปรตีนในระยะนี้จะลดลง การสร้างยูเรียในตับลดลง เป็นผลให้สารประกอบไนโตรเจนที่ขับออกมาทางปัสสาวะลดลง โดยอัตราการลดลงของสารประกอบไนโตรเจนในระยะเริ่มต้นของการขาดอาหารจะมีมากกว่าระยะยาว โดยไนโตรเจนส่วนใหญ่จะถูกขับออกมาในรูปของแอมโมเนีย (ภาพที่ 2.10)



ภาพที่ 2.10 ปริมาณสารประกอบไนโตรเจนในปัสสาวะที่ลดลงในภาวะขาดอาหาร
ที่มา : เปรมใจ อริจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548

2.10.2 สถานะการขาดอาหารระยะยาว

เป็นสภาวะการขาดอาหารที่ต่อเนื่องมาจากภาวะเริ่มต้นซึ่งจะอยู่ในช่วงระยะเวลา ระหว่าง 3 - 6 อาทิตย์ ในระยะนี้ร่างกายจะต้องปรับกระบวนการเมตาบอลิซึมเพื่อการอยู่รอด กล่าวคือพลังงานส่วนใหญ่ประมาณร้อยละ 90 จะได้รับการสลายกรดไขมัน โดยร่างกายจะเก็บโปรตีนไว้ใช้ในงานที่สำคัญ อัตราการสลายโปรตีนจะลดลงจากประมาณวันละ 75 กรัมในระยะเริ่มต้นของการขาดอาหารเหลือประมาณวันละ 20 กรัมในระยะยาวของการขาดอาหาร ในระยะนี้สมองจะใช้คีโตนบอดีเป็นแหล่งพลังงานเพิ่มขึ้นถึงร้อยละ 50-60 การเพิ่มขึ้นของคีโตนบอดีจะช่วยลดการสลายโปรตีนจากกล้ามเนื้อ (ภาพที่ 2.11) (เปรมใจ อริจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548)



ภาพที่ 2.11 ปริมาณคีโตนบอดีในเลือดที่เพิ่มขึ้นจะช่วยลดการสลายโปรตีนในกล้ามเนื้อ

ที่มา : เปรมใจ อารีจิตรานุสรณ์ และคณะ, 2548

2.11 การสังเคราะห์งานวิจัย

จากการสังเคราะห์งานวิจัยจะพบว่า ค่าพารามิเตอร์ที่สนใจจะมีค่าแตกต่างกัน ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์ ระยะเวลาของการอดอาหาร และสภาพแวดล้อมที่แตกต่างกันออกไปด้วย

2.11.1 การศึกษาในส่วนของระบบเมตาบอลิซึม

จากการศึกษาในปลาจูเวนไนล์ทิลapia (Juvenile tilapia) เพื่อดูแหล่งของพลังงานโดยการเสริม แป้ง และกลูโคส ซึ่งเป็นแหล่งของพลังงานคาร์โบไฮเดรตในส่วนประกอบของอาหารให้ปลากินเป็นเวลา 8 สัปดาห์ จากนั้นทำการอดอาหารที่ระยะเวลา 1, 2 และ 3 สัปดาห์ พบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 1 สัปดาห์ แหล่งของพลังงานที่ถูกนำมาใช้มาจากแหล่งพลังงานที่ได้จาก แป้งและกลูโคสทั้งคู่ แต่ในระยะเวลาการอดอาหารที่ 2 สัปดาห์เป็นต้นไป แหล่งของพลังงานที่ถูกนำมาใช้ มาจากแหล่งพลังงานที่ได้จาก แป้ง เป็นหลัก (Ling and Yen, 2000)

นอกจากนี้การนำแหล่งของพลังงานที่ถูกนำมาใช้ก่อน หรือการสว่นพลังงานไว้ในสภาวะของการอดอาหารในแต่ละชนิดของปลาก็มีความแตกต่างกันออกไป (ดังตารางที่ 2.1)

การศึกษากการอดอาหารในปลาแอนตาร์กติกฟิช (Antarctic fish) ที่ระยะเวลา 52 วัน พบว่าการอดอาหารทำให้ปลามีน้ำหนักตัวลดลง ความเข้มข้นของโปรตีนในเลือดลดลง ทั้งในปลาเพศผู้และเพศเมีย โดยร่างกายมีการดึงเอากลูโคสที่ได้จากการสลาย glycogen ในตับมาใช้เป็นแหล่งของพลังงานได้ดีกว่า กลูโคสที่ได้จากการสลาย triacylglycerol ของเนื้อเยื่อไขมัน (Stepanowska, Nedzarek and Suszczewski, 2006)

จากการศึกษาการอดอาหารในหนูทดลอง ในระยะแรกของการอดอาหาร พบว่าทั้งน้ำหนักตัว น้ำหนักตัวที่เพิ่มขึ้นต่อวัน และการปล่อยยูเรียออกสู่ภายนอกจะลดลงอย่างรวดเร็วในช่วงแรกของการอดอาหาร แต่จะค่อยๆ เพิ่มขึ้น เมื่อมีการปรับเปลี่ยนสภาพของร่างกายไปได้แล้วสักระยะหนึ่งหลังจากอดอาหาร (Bertile, Oudart, Criscuolo, Le Maho and Raclot, 2003) และยังพบว่า

สภาวะของการอดอาหารในปลาม้าลายส่งผลให้ปลามีการผลิตไขมันน้อยลงอีกด้วย (Hung, 2005)

ตารางที่ 2.1 แหล่งของพลังงานในปลาแต่ละชนิด

ชนิดของปลา	พลังงาน ที่ถูกนำมาใช้ก่อน	พลังงาน ที่สงวนไว้	Ling and Yen, 2000 อ้างจาก
Rainbow trout	Lipid	Glycogen	Bilinski and Gardner, 1968; Leatherland and Nuti, 1981
Atlantic cod			Kamra, 1966
Knifefish	Protein	Glycogen	Narasimhan and Sundararaj, 1971
Northern pike	Glycogen	Protein, Lipid	Ince and Thorpe, 1976
Snakehead			Woo and Cheung, 1980
Antarctic lungfish	Protein, Lipid	Glycogen	Janssens, 1964
Antarctic teleost			Crawford, 1979
Red sea bream			Woo, 1981; Woo and Fung, 1981
European silver eel			Larsson and Lewander, 1973
American eel			Butler, 1968; Moon, 1983

2.11.2 การศึกษาในส่วนกิจกรรมของเอนไซม์

จากการศึกษาในปลาแคทฟิช (catfish) ที่ทำการอดอาหาร และทำการวัดกิจกรรมของเอนไซม์ พบว่าการอดอาหารที่ 35 วันขึ้นไป ส่งผลทำให้กิจกรรมของเอนไซม์ glucose 6-phosphatate dehydrogenase ใน สมอง ตับและกล้ามเนื้อลดลง ซึ่งเป็นเอนไซม์ที่สำคัญในกระบวนการเมตาบอลิซึม ในวิถี Pentose Phosphate Pathway (PPP.) ของน้ำตาลกลูโคส ที่จะเปลี่ยน NADP ไปเป็น NADPH ซึ่งจะไปทำปฏิกิริยากับเอนไซม์ Glutathione reductase และ Glutathione peroxidase ต่อไป ส่งผลให้เกิดการทำลายสารอนุมูลอิสระ ป้องกันการแตกตัวของเซลล์เม็ดเลือดแดงแตกได้ (Tripathi and Verma, 2003)

2.11.3 การศึกษาในส่วนของระบบภูมิคุ้มกัน

ผลจากการอดอาหารในปลาสเตเจียน (sturgeon) ที่ระยะเวลา 60 วัน พบว่าค่าปริมาณเซลล์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น (Haematocrit) ลดลง เซลล์เม็ดเลือดแดงต่ำลง ซึ่งเป็นตัวบ่งชี้ว่ามีการขนส่งออกซิเจนในเลือดที่น้อยลง ซึ่งอาจส่งผลต่อสุขภาพและระบบภูมิคุ้มกันของร่างกายปลาได้ (Gills and Ballantyne, 1996) ซึ่งขัดแย้งกับการศึกษาในปลายุโรปเนียนิล (European eel) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 58 วัน พบว่าระยะเวลาการอดอาหาร 42 วัน (Caruso, Maricchiolo, Micale, Genoverse, Caruso and Denaro, 2010) และในปลาแอตแลนติกแซลมอน (Atlantic salmon) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 53 ชั่วโมง (Olsen, Sundell, Hansen, Hemre, Myklebust, Mayhew and Ring, 2002) ส่งผลให้ค่าเม็ดเลือดแดงอัดแน่นสูงขึ้น

2.11.4 การศึกษาในส่วนขององค์ประกอบของเนื้อ

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อจากสภาวะการอดอาหารในปลาทิลาเปีย (tilapia) ที่ระยะเวลา 56 วัน พบว่าองค์ประกอบในส่วนไขมันและโปรตีนกล้ามเนื้อมีการลดลง และมีการเปลี่ยนแปลงรูปร่างของเซลล์ตรงส่วนของ myofibrillar ซึ่งเป็นส่วนประกอบโครงสร้างของกล้ามเนื้อ (Wendakoon, Shimizu and Yada, 1990) และการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อจากสภาวะการอดอาหารในปลาแบลคซีบริม (black seabream) พบว่าไขมันและโปรตีนในกล้ามเนื้อลดลง ในวันที่ 3 และ 14 วัน ของการอดอาหาร ตามลำดับ (Zhang, Tian, Sheng and Yong, 2007)

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อปลาในส่วนที่เป็นไขมันพบว่า ในปลาจูเวนไนล์ไวท์ซักเกอร์ ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 56 วัน (Bandeem and Leatherland, 1997), ในปลาไทยลา (Thaila) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 45 วัน (Salem, Ali and Masud, 2000), ปลาเทราต์ ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน และในปลาคราฟ (carp) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 19 วัน (Navarro and Gutierrez, 1995) พบว่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อมีค่าลดลง

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อปลาในส่วนที่เป็นโปรตีนพบว่า ในปลาจูเวนไนล์ไวท์ซักเกอร์ ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 56 วัน (Bandeem and Leatherland, 1997), ในปลาไทยลา ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 45 วัน (Salem *et al.*, 2000) และปลาเทราต์ ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน (Navarro and Gutierrez, 1995) พบว่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อ มีค่าลดลง แต่อย่างไรก็ตามมีการศึกษาในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน (Mustafa, 1983) พบว่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อปลาในส่วนที่เป็นความชื้นพบว่า ในปลาไวท์สเตจเจียน (white sturgeon) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 10 สัปดาห์ พบว่าค่าความชื้นมีค่าสูงขึ้นเมื่ออดอาหารเป็นระยะเวลา 6 สัปดาห์ ขึ้นไป (Hung, Liu, Li, Storebakken and Cui, 1997), จากการศึกษาในปลายุโรปเซียนชีบาส (European sea bass) ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน พบว่าความชื้นมีค่าสูงขึ้นเมื่ออดอาหารเป็นระยะเวลา 70 วันขึ้นไป (Echevarria, Martinez - Bebia and Zamora, 1997) และในปลาไทยลา ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 45 วัน (Salem *et al.*, 2000) พบว่าความชื้นมีค่าสูงขึ้น

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อปลาในส่วนที่เป็นเถ้าพบว่า ในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน (Mustafa, 1983) และในปลาแอนทราคติก ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน (Stepanowska, Nedzarek and Suszczewski, 2006) พบว่าเถ้าที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด

จากการศึกษาองค์ประกอบของเนื้อปลาในส่วนที่เป็นวัตถุแห้งพบว่าในปลาแอนทราคติก ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน (Stepanowska *et al.*, 2006) ไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด

2.11.5 การศึกษาในส่วนของค่าเคมีในเลือด สามารถรวบรวมได้ดังตารางต่างๆ ดังนี้

ตารางที่ 2.2 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าคลอเรสเตอรอลในเลือด

ลำดับที่	ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าคลอเรสเตอรอล		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
			กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1	โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	91.3 ± 13.8	89.7 ± 13.8	mg/100ml.	P>0.05	Gaylean, Lee and Hubbertt, 1981
		18 ชั่วโมง	103.0 ± 13.6	96.3 ± 13.6			
		32 ชั่วโมง	101.3 ± 13.4	98.3 ± 13.4			
		56 ชั่วโมง	106.0 ± 11.1	87.0 ± 11.1			
		80 ชั่วโมง	108.0 ± 22.2	120.7 ± 22.2			
		104 ชั่วโมง	107.7 ± 11.1	88.0 ± 11.1			
2	ปลาเรนโบว์เทราต์	1 วัน	314 ± 20	310 ± 20	mg/dl.	P<0.05	Congleton and Wagner, 2006
		3 วัน	368 ± 20	305 ± 20			
		7 วัน	318 ± 20	336 ± 20			
		14 วัน	362 ± 20	273 ± 20			
		21 วัน	378 ± 20 ^a	270 ± 20 ^b			
3	หมูขุน	0 ชั่วโมง	120 ± 6	122 ± 5	mg/100ml.	P<0.05	Kornegay, 1964
		6 ชั่วโมง	116 ± 4	118 ± 7			
		15 ชั่วโมง	129 ± 6	128 ± 6			
		27 ชั่วโมง	115 ± 5 ^a	149 ± 6 ^b			
		51 ชั่วโมง	115 ± 6 ^a	197 ± 8 ^b			
		95 ชั่วโมง	123 ± 6 ^a	211 ± 9 ^b			
		167 ชั่วโมง	124 ± 5 ^a	224 ± 18 ^b			

ตารางที่ 2.3 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่ากลูโคสในเลือด

ลำดับที่	ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่ากลูโคส		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
			กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1	ปลาเรนโบว์ เทราต์	1 วัน	81.2 ± 3.5	71.2 ± 3.5	mg/dl.	P<0.05	Congleton and Wagner, 2006
		3 วัน	81.2 ± 5.1	80.8 ± 5.1			
		7 วัน	80.2 ± 1.9	79.0 ± 1.9			
		14 วัน	85.0 ± 3.2	70.2 ± 3.2			
		21 วัน	85.2 ± 2.8^a	67.2 ± 2.8^b			
2	ปลาไวท์ สต็อกเจียน	0 สัปดาห์	65 ± 1^a		mg/dl.	P<0.05	Hung <i>et al.</i> , 1997
		2 สัปดาห์	52 ± 1^b				
		4 สัปดาห์	46 ± 2.2^{bc}				
		6 สัปดาห์	46 ± 2^{bc}				
		8 สัปดาห์	40 ± 2^c				
		10 สัปดาห์	41 ± 2^c				
3	ปลาเซลโลว์ พริช	0 สัปดาห์	4.27^a		mM/l	P<0.05	Navarro and Gutierrez, 1995
		7 สัปดาห์	3.03^b				
4	ปลาจูเวนไนส์ ไวท์ซีกเกอร์	0 สัปดาห์	28 ± 2		g/dl.	P>0.05	Bandeem and Leatherland, 1997
		12 สัปดาห์	35 ± 7				

ตารางที่ 2.4 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าไตรกลีเซอไรด์ในเลือด

ลำดับที่	ชนิดสัตว์	ระยะเวลา	ค่าไตรกลีเซอไรด์		หน่วย	นัยสำคัญทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง	
		การอดอาหาร	กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร				
1	ปลาซีบาส	10 วัน	258.0 ± 19.3 ^{ab}		mg/dl.	P<0.05	Echevarria <i>et al.</i> , 1997	
		20 วัน	290.3 ± 26.4 ^a					
		40 วัน	276.1 ± 58.2 ^{ab}					
		50 วัน	225.0 ± 45.6 ^{abc}					
		70 วัน	159.4 ± 24.3 ^c					
		100 วัน	206.8 ± 19.2 ^{abc}					
		130 วัน	189.6 ± 13.7 ^{bc}					
		150 วัน	151.1 ± 14.4 ^c					
2	ปลาเรนโบว์เทราต์	1 วัน	245 ± 24	205 ± 24	mg/dl.	P<0.05	Congleton and Wagner, 2006	
		3 วัน	368 ± 37	309 ± 37				
		7 วัน	359 ± 30	285 ± 30				
		14 วัน	245 ± 61	245 ± 61				
		21 วัน	305 ± 20 ^a	155 ± 20 ^b				
3	ปลาแอนทราคติก		เพศเมีย		mg/dl.	P<0.05	Stepanowska <i>et al.</i> , 2006	
		0 วัน	589.81 ± 72.15 ^a					
		52 วัน	295.74 ± 76.83 ^a					
			เพศผู้					
		0 วัน	622.30 ± 61.76 ^b					P<0.01
		52 วัน	196.22 ± 36.89 ^b					

ตารางที่ 2.5 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าโปรตีนรวมในเลือด

ลำดับที่	ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าโปรตีนรวม		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
			กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1	ปลาเรนโบว์เทราต์	1 วัน	3.36 ± 0.10	3.18 ± 0.10	g/dl.	P<0.05	Congleton and Wagner, 2006
		3 วัน	3.44 ± 0.10	3.12 ± 0.10			
		7 วัน	3.30 ± 0.10	3.04 ± 0.10			
		14 วัน	3.52 ± 0.10 ^a	2.96 ± 0.10 ^b			
		21 วัน	3.56 ± 0.10 ^a	2.98 ± 0.10 ^b			
2	ปลาไวท์สเตเจียน	0 สัปดาห์	1945 ± 48 ^{ab}		mg/dl.	P<0.05	Hung <i>et al.</i> , 1997
		2 สัปดาห์	2184 ± 62 ^a				
		4 สัปดาห์	1923 ± 63 ^b				
		6 สัปดาห์	2149 ± 67 ^{ab}				
		8 สัปดาห์	1961 ± 68 ^{ab}				
		10 สัปดาห์	2021 ± 32 ^{ab}				
3	หมูขุน	0 ชั่วโมง	6.42 ± 0.08	6.37 ± 0.14	g/ 100ml.	P<0.05	Kornegay, 1964
		6 ชั่วโมง	6.29 ± 0.13	6.18 ± 0.10			
		15 ชั่วโมง	6.59 ± 0.18 ^a	6.07 ± 0.14 ^b			
		27 ชั่วโมง	6.05 ± 0.09 ^a	6.44 ± 0.09 ^b			
		51 ชั่วโมง	6.21 ± 0.07 ^a	6.65 ± 0.10 ^b			
		95 ชั่วโมง	6.11 ± 0.10 ^a	6.63 ± 0.10 ^b			
		167 ชั่วโมง	5.99 ± 0.07 ^a	6.46 ± 0.10 ^b			
4	ปลาแอนทราดิก		เพศเมีย		mg/dl.	P>0.05	Stepanow ska <i>et al.</i> , 2006
		0 วัน	58.18 ± 3.22				
		52 วัน	54.44 ± 1.61				
			เพศผู้				
		0 วัน	64.95 ± 4.26				
	52 วัน	53.92 ± 10.62					

ตารางที่ 2.6 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าอัลบูมินในเลือด

ลำดับที่	ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าอัลบูมิน		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
			กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1	โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	3.6 ± 0.1	3.6 ± 0.1	g/100ml.	P>0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
		18 ชั่วโมง	3.8 ± 0.2	4.0 ± 0.2			
		32 ชั่วโมง	3.7 ± 0.1	4.0 ± 0.1			
		56 ชั่วโมง	3.6 ± 0.1	3.7 ± 0.1			
		80 ชั่วโมง	3.7 ± 0.1	3.4 ± 0.1			
		104 ชั่วโมง	3.6 ± 0.1	3.7 ± 0.1			
2	หมูขุน	0 ชั่วโมง	50.0 ± 1.7	48.7 ± 1.3	%	P<0.01	Kornegay, 1964
		6 ชั่วโมง	50.5 ± 1.3	50.2 ± 1.1			
		15 ชั่วโมง	50.6 ± 1.8	50.9 ± 0.9			
		27 ชั่วโมง	50.8 ± 1.6	52.1 ± 1.5			
		51 ชั่วโมง	51.4 ± 2.3	51.4 ± 1.2			
		95 ชั่วโมง	51.3 ± 2.1	56.0 ± 1.4			
		167 ชั่วโมง	49.8 ± 2.3^a	58.3 ± 0.9^b			
3	กระต่าย	18 – 36 ชั่วโมง	3.2 ± 0.1	3.1 ± 0.1	g/100 ml	P>0.05	Rothschild, Oratz, Mongelli and Schreiber, 1968

ตารางที่ 2.7 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่ายูเรียในโตรเจนในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่ายูเรียในโตรเจน		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	18.0 ± 0.5^a	20.0 ± 0.5^b	g/100 ml	P<0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
	18 ชั่วโมง	19.0 ± 1.7	22.3 ± 1.7			
	32 ชั่วโมง	25.7 ± 1.7^a	21.0 ± 1.7^b			
	56 ชั่วโมง	22.3 ± 1.8^a	16.0 ± 1.8^b			
	80 ชั่วโมง	21.3 ± 1.2^a	15.7 ± 1.2^b			
	104 ชั่วโมง	21.0 ± 1.4	17.7 ± 1.4			

ตารางที่ 2.8 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าบิลิรูบินรวมในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าบิลิรูบินรวม		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 ไก่เนื้อ	16 ชั่วโมง	8.1 ± 1.49^a		$\mu\text{mol/l}$	P<0.05	Mustonen, Pyykonen, Paakkonen, Ryokkynen, Asikainen, Aho, Mononen, and Nieminen, 2005
	2 วัน	4.8 ± 0.96^b				
	3 วัน	8.7 ± 1.67^a				
	5 วัน	9.0 ± 1.67^a				
	7 วัน	22.3 ± 6.86^a				
2 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	0.20 ± 0.02	0.24 ± 0.02	mg/100ml	P<0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
	18 ชั่วโมง	0.18 ± 0.05^a	0.44 ± 0.05^b			
	32 ชั่วโมง	0.14 ± 0.04^a	0.57 ± 0.04^b			
	56 ชั่วโมง	0.20 ± 0.02	0.21 ± 0.02			
	80 ชั่วโมง	0.19 ± 0.04	0.23 ± 0.04			
	104 ชั่วโมง	0.20 ± 0.01	0.20 ± 0.01			

ตารางที่ 2.9 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าไคเรคบิลิรูบินในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าไคเรคบิลิรูบิน		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	0.05 ± 0.01	0.06 ± 0.01	mg/100ml	P<0.05	Galyean
	18 ชั่วโมง	0.04 ± 0.02^a	0.13 ± 0.02^b			<i>et al.</i> , 1981
	32 ชั่วโมง	0.08 ± 0.03	0.16 ± 0.03			
	56 ชั่วโมง	0.06 ± 0.01	0.06 ± 0.01			
	80 ชั่วโมง	0.05 ± 0.01	0.06 ± 0.01			
	104 ชั่วโมง	0.05 ± 0.01	0.06 ± 0.01			

ตารางที่ 2.10 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าอัลคาไรด์ฟอสเฟตในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าอัลคาไรด์ฟอสเฟต		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 ปลาเรนโบว์เทราต์	1 วัน	208 ± 22	141 ± 22	mg/	P<0.05	Congleton and
	3 วัน	253 ± 22	139 ± 22	dl.		Wagner, 2006
	7 วัน	200 ± 22	130 ± 22			
	14 วัน	219 ± 22^a	87.8 ± 22^b			
	21 วัน	249 ± 22^a	70.8 ± 22^b			

ตารางที่ 2.11 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อ serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT) ในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	SGOT		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	78.0 ± 2.6	81.0 ± 2.6	IU/l	P>0.05	Galyean
	18 ชั่วโมง	83.3 ± 3.5	85.3 ± 3.5			<i>et al.</i> , 1981
	32 ชั่วโมง	86.3 ± 3.4	90.7 ± 3.4			
	56 ชั่วโมง	83.0 ± 2.7	87.0 ± 2.7			
	80 ชั่วโมง	84.3 ± 3.6	82.7 ± 3.6			
	104 ชั่วโมง	79.7 ± 4.4	79.3 ± 4.4			

ตารางที่ 2.12 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อ serum glutamic pyruvic transaminase (SGPT) ในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	SGPT		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	43.0 ± 2.2	44.0 ± 2.2	IU/l	P>0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
	18 ชั่วโมง	48.7 ± 3.5	45.3 ± 3.5			
	32 ชั่วโมง	51.3 ± 2.8	47.3 ± 2.8			
	56 ชั่วโมง	48.3 ± 3.3	49.3 ± 3.3			
	80 ชั่วโมง	48.3 ± 3.5	43.7 ± 3.5			
	104 ชั่วโมง	43.7 ± 3.2	41.3 ± 3.2			

ตารางที่ 2.13 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าเหล็กในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าไอรอน		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	125.7 ± 8.0	127.0 ± 8.0	µg/100ml	P>0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
	18 ชั่วโมง	121.3 ± 6.9	144.3 ± 6.9			
	32 ชั่วโมง	113.3 ± 9.5	106.3 ± 9.5			
	56 ชั่วโมง	96.3 ± 11.7	115.0 ± 11.7			
	80 ชั่วโมง	110.0 ± 12.4	144.0 ± 12.4			
	104 ชั่วโมง	120.0 ± 12.2	146.0 ± 12.2			

ตารางที่ 2.14 สภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าแคลเซียมในเลือด

ลำดับที่ ชนิดสัตว์	ระยะเวลา การอดอาหาร	ค่าแคลเซียม		หน่วย	นัยสำคัญ ทางสถิติ	เอกสารอ้างอิง
		กลุ่มควบคุม	กลุ่มอดอาหาร			
1 โคที่ทำการตอน	0 ชั่วโมง	101.7 ± 0.2	99.7 ± 0.2	mg/100ml	P>0.05	Galyean <i>et al.</i> , 1981
	18 ชั่วโมง	100.3 ± 0.2^a	106.7 ± 0.2^b			
	32 ชั่วโมง	102.3 ± 0.2	102.0 ± 0.2			
	56 ชั่วโมง	97.3 ± 0.2	100.3 ± 0.2			
	80 ชั่วโมง	103.3 ± 0.2^a	106.7 ± 0.2^b			
	104 ชั่วโมง	102.2 ± 0.2	104.0 ± 0.2			
2 ปลาเรนโบว์เทราต์	0 วัน	10.7 ± 0.2	10.3 ± 0.2	mg/dl.	P>0.05	Congleton and Wagner, 2006
	3 วัน	11.3 ± 0.3	10.4 ± 0.3			
	10 วัน	10.6 ± 0.2	10.5 ± 0.2			
3 หมูขุน	0 ชั่วโมง	11.3 ± 0.1	11.4 ± 0.4	mg/100ml	P<0.01	Kornegay, 1964
	6 ชั่วโมง	12.0 ± 0.2	11.9 ± 0.2			
	15 ชั่วโมง	11.7 ± 0.4	11.5 ± 0.2			
	27 ชั่วโมง	12.2 ± 0.2	11.5 ± 0.2			
	51 ชั่วโมง	11.8 ± 0.2^a	11.3 ± 0.1^b			
	95 ชั่วโมง	12.2 ± 0.2^a	11.2 ± 0.1^b			
	167 ชั่วโมง	12.4 ± 0.5^a	11.1 ± 0.2^b			

บทที่ 3

วิธีดำเนินการวิจัย

3.1 สถานที่ทำการทดลอง

ฟาร์มมหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี (งานสัตว์น้ำ), อาคารเครื่องมือ 3 และ 9 ศูนย์เครื่องมือวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยี มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี

3.2 อุปกรณ์และสารเคมี

- 3.2.1 เครื่องชั่งขนาด 1 และ 7 กิโลกรัม
- 3.2.2 เครื่องชั่งทศนิยม 2 และ 4 ตำแหน่ง
- 3.2.3 เบียงและมีดทำครีว
- 3.2.4 ตู้ปลาขนาด 30 x 60 x 40 เซนติเมตร พร้อมชั้นวาง
- 3.2.5 หัวทรายและสายยางให้อากาศในตู้ปลา
- 3.2.6 เครื่องให้อากาศในตู้ปลา
- 3.2.7 สวิตช์ปลา
- 3.2.8 ถังน้ำ
- 3.2.9 ถูซับ
- 3.2.10 ชุดเครื่องมือผ่าตัด
- 3.2.11 กระบอกฉีดขนาด 1 มิลลิลิตร
- 3.2.12 เข็มฉีดขนาด G21 ยาว 1 นิ้ว
- 3.2.13 ซ้อนตักสาร
- 3.2.14 หลอดทดลองขนาด 1.5, 15 และ 50 มิลลิลิตร
- 3.2.15 ขวดวัดปริมาตรขนาด 10, 25, 100, 250 และ 1000 มิลลิลิตร
- 3.2.16 กระบอกตวง
- 3.2.17 Glass homogenizer
- 3.2.18 เครื่องปั่นเหวี่ยงแบบปรับอุณหภูมิ
- 3.2.19 ตู้ทำความเย็น 4, -20 และ -80 องศาเซลเซียส
- 3.2.20 เครื่องวัด pH
- 3.2.21 เครื่องวัด DO

- 3.2.22 เครื่องวัดอุณหภูมิ
- 3.2.23 เครื่องวัด DO
- 3.2.24 เครื่องวัดอุณหภูมิ
- 3.2.25 Megnetic stirrer
- 3.2.26 Centrifuge
- 3.2.27 ตู้ดูดควัน
- 3.2.28 หลอดทดลองแบบแก้ว
- 3.2.29 Thoma diluting red cell pipette
- 3.2.30 Improved Neubauer หรือ hemocytometer chamber และ cover glass
- 3.2.31 สายยางพร้อมกระบอกฉีดยา 1 ml
- 3.2.32 กล้องจุลทรรศน์
- 3.2.33 เครื่องวัด DO
- 3.2.34 เครื่องวัดอุณหภูมิ
- 3.2.35 Megnetic stirrer
- 3.2.36 Centrifuge
- 3.2.37 ตู้ดูดควัน
- 3.2.38 หลอดทดลองแบบแก้ว
- 3.2.39 Thoma diluting red cell pipette
- 3.2.40 Improved Neubauer หรือ hemocytometer chamber และ cover glass
- 3.2.41 สายยางพร้อมกระบอกฉีดยา 1 ml
- 3.2.42 กล้องจุลทรรศน์
- 3.2.43 สไลด์แก้ว
- 3.2.44 Microhematocrit Capillary Tubes
- 3.2.45 Disposable filter unit ขนาด 13 PVD, 0.45 μm
- 3.2.46 Tris-ascorbic acid- 2- phosphate
- 3.2.47 Ethanol
- 3.2.48 1, 5-Dimethylhexylamine
- 3.2.49 Potassium hydroxide Distilled water
- 3.2.50 Hexane
- 3.2.51 Absolute methanol

- 3.2.52 เครื่องปั่นหาเปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น (Hematocrit Centrifuge)
- 3.2.53 น้ำ DI
- 3.2.54 เชื้อ *Micrococcus lysodeikiticus*
- 3.2.55 Lysozyme chicken egg white
- 3.2.56 Plate 96 well
- 3.2.57 Multi pipette 8 ช่อง สำหรับ plate 96 well, ปริมาตร 200 μ l + Tip
- 3.2.58 Total Protein kit, Micro Lowry
- 3.2.59 Protein standard (Bovine serum albumin)
- 3.2.60 Polyethylene Glycol
- 3.2.61 Gelatin veronal buffer (GVB)
- 3.2.62 Formaldehyde
- 3.2.63 Trisodium citrate
- 3.2.64 Brilliant cresyl blue
- 3.2.65 Potassium phosphate buffer
- 3.2.66 Giemsa's stain powder
- 3.2.67 Wright's stain powder
- 3.2.68 Glycerol
- 3.2.69 Absolute methanol
- 3.2.70 Liquid glucose Kit
- 3.2.71 Chloride Set
- 3.2.72 0.85 % NaCl
- 3.2.73 Hydrochloric acid
- 3.2.74 Sodium sulfate
- 3.2.75 ชุดวิเคราะห์ Albumin Set
- 3.2.76 ชุดวิเคราะห์ ALK. Phosphatase Set
- 3.2.77 ชุดวิเคราะห์ Total Protein Setชุดวิเคราะห์ Amylase Set
- 3.2.78 ชุดวิเคราะห์ Bilirubin Set
- 3.2.79 ชุดวิเคราะห์ Urea Nitrogen (BUN) Set
- 3.2.80 ชุดวิเคราะห์ Calcium Set
- 3.2.81 ชุดวิเคราะห์ Chloride Set
- 3.2.82 ชุดวิเคราะห์ Liquid – Cholesterol Set

- 3.2.83 ชุดวิเคราะห์ Glucose ENZ. Set
- 3.2.84 ชุดวิเคราะห์ Total Protein Set
- 3.2.85 ชุดวิเคราะห์ SGOT Set
- 3.2.86 ชุดวิเคราะห์ SGPT Set
- 3.2.87 ชุดวิเคราะห์ Triglyceride – GPO Set
- 3.2.88 ชุดวิเคราะห์ Iron Set

3.3 วิธีการทดลอง

3.3.1 การวางแผนการทดลอง

ทำการเลี้ยงปลานู๋ทรายในสถานะที่มีการอดอาหารเป็นระยะเวลาต่างๆ ทั้งหมด 6 ระยะด้วยกันคือ ทำการอดอาหารที่ 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน โดยมีกลุ่มควบคุม (0 วัน) คือกลุ่มที่ได้รับอาหารเป็นปกติ โดยในแต่ละระยะเวลาของการอดอาหารมีทั้งหมด 6 ซ้ำ แต่ละซ้ำจะมีเลี้ยงปลา 3 ตัว ทำการเก็บตัวอย่างตามระยะเวลาต่างๆ ของการอดอาหารที่ได้กำหนดไว้ โดยจะทำการชั่งน้ำหนัก วัดความยาวและความกว้างลำตัว เพื่อนำไปวิเคราะห์การเจริญเติบโต ทำการเจาะเลือดปลา น้ำหนักตับ เพื่อนำไปวิเคราะห์ค่าทางโลหิตวิทยาและค่าเคมีในเลือด และทำการเก็บตัวอย่างเนื้อปลานู๋ทรายเพื่อนำไปวิเคราะห์หาค่าองค์ประกอบในเนื้อ

ตารางที่ 3.1 การจัดกลุ่มการทดลองที่ระยะเวลาต่างๆ ของการอดอาหาร

ระยะเวลา การอดอาหาร (วัน)	ค่าพารามิเตอร์ที่สนใจศึกษา					
	ค่าการเจริญเติบโต, ค่าทางโลหิตวิทยา, ค่าเคมีในเลือด และค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา					
	R1	R2	R3	R4	R5	R6
0						
4						
7						
14						
21						
28						

3.3.2 การเตรียมอาหาร

อาหารของปลาน้ำจืดที่ให้อาหารในการทดลองนี้คือ เนื้อปลานิลสด ที่หั่นแล้ว มีขนาดประมาณเท่ากับลูกเต๋า แล้วนำมาผสมกับวิตามินซี โดยให้อาหารแบบเต็มที วันละ 1 มื้อ เวลา 16.00 น. ทำการเก็บเศษอาหารที่ปลาน้ำจืดกินเหลือออกจากตู้

3.3.3 สัตว์ทดลองและการเก็บตัวอย่าง

การรวบรวมปลาน้ำจืดที่มีขนาดประมาณ 50 – 80 กรัม จากแม่น้ำท่าจีน ตำบลสองพี่น้อง อำเภอมะนัง จังหวัดสุพรรณบุรี โดยทำการเลี้ยงปรับสภาพเพื่อลดความเครียดจากการขนส่งในบ่อปูนและเพื่อฝึกการกินอาหาร เป็นเวลา 1 เดือน จากนั้นทำการสุ่มปลาลงตู้ทดลองขนาด 30 x 60 x 45 ลูกบาศก์เซนติเมตร จำนวน 36 ตู้ ตู้ละ 3 ตัว ทำการจดบันทึก ชั่งน้ำหนักและวัดความยาวลำตัวก่อนการทดลอง ทำการเปลี่ยนถ่ายน้ำในตู้ทุกๆ 3 วัน และทำการตรวจวัดค่าความเป็นกรด – ด่าง, อุณหภูมิ และค่าออกซิเจนที่ละลายในน้ำ อาทิตย์ละ 1 ครั้ง ให้อาหาร รดอาหารและเก็บตัวอย่างตามระยะเวลาต่างๆ ตามแผนการทดลอง โดยจะทำการชั่งน้ำหนัก วัดความยาวและความกว้างลำตัวหลังระยะเวลาของการรอดอาหารนั้นๆ เพื่อนำไปวิเคราะห์การเจริญเติบโต ทำการเจาะเลือดปลา ชั่งน้ำหนักตับ เพื่อนำไปวิเคราะห์ค่าทางโลหิตวิทยาและค่าเคมีในเลือด และทำการเก็บตัวอย่างเนื้อปลาน้ำจืดเพื่อนำไปวิเคราะห์ค่าองค์ประกอบในเนื้อต่อไป

3.3.4 การวิเคราะห์ค่าการเก็บข้อมูลวัดอัตราการเจริญเติบโต

ก่อนการทดลองจะทำการชั่งน้ำหนักปลาเพื่อสุ่มลงตู้ เพื่อเก็บข้อมูลน้ำหนักปลาเริ่มต้น ทำการให้อาหารปลาที่ใช้ไปในทุกวัน เพื่อเก็บข้อมูลน้ำหนักอาหารที่ใช้ไป โดยค่าที่ใช้วัดอัตราการเจริญเติบโตในการทดลองนี้ได้แก่

$$\text{Relative weight gain, RWG (\%)} = \frac{(\text{น้ำหนักสุดท้าย} - \text{น้ำหนักเริ่มต้น}) \times 100}{\text{น้ำหนักเริ่มต้น}}$$

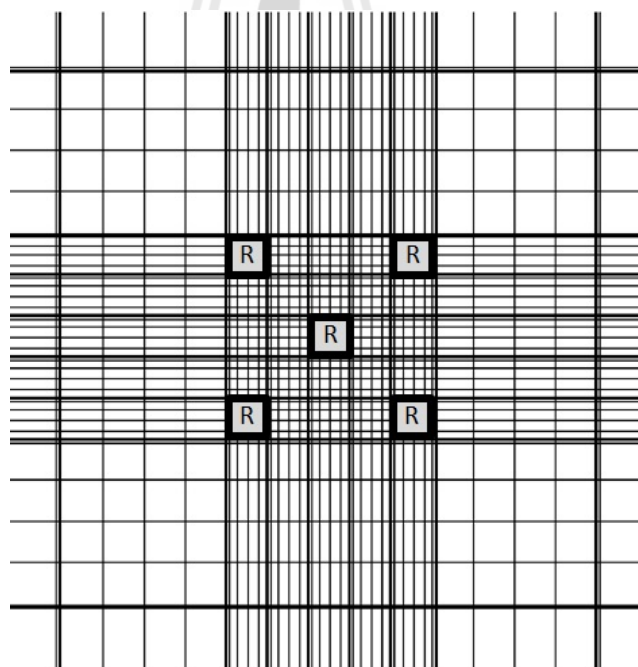
$$\text{Specific growth rate, SGR (\%/day)} = \frac{[(\text{Lnน้ำหนักสุดท้าย} - \text{Lnน้ำหนักเริ่มต้น})] \times 100}{\text{ระยะเวลาการเลี้ยง}}$$

$$\text{Hepatosomatic index, HSI (\%)} = \frac{\text{น้ำหนักตับปลา} \times 100}{\text{น้ำหนักตัวปลาสุดท้าย}}$$

3.3.5 การวิเคราะห์ค่าโลหิตวิทยา

การนับจำนวนเม็ดเลือดแดง เจือจางเลือดปลาที่มีสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด ด้วยสารละลาย Gower's solution (Sodium sulfate 12.5 g, Glacial acetic acid 33.3 ml ปรับน้ำกลั่น ให้ได้ 200 ml) โดยใช้ปิเปตสำหรับเจือจางเพื่อนับเม็ดเลือดแดง (Thoma diluting red cell pipette) ดูดเลือดถึงขีด 0.5 จากนั้นดูด Gower's solution ถึงขีด 101 จะได้อัตราส่วนเจือจาง 1:200 เขย่าให้เข้ากัน 2 – 3 นาที หยดสารละลายทิ้ง 3 หยด จากนั้นหยดลงบน hemocytometer chamber ส่องดูด้วยกล้องจุลทรรศน์ นับในช่องพื้นที่ใหญ่ตรงกลาง ซึ่งมีพื้นที่เล็ก 25 ช่อง นับเพียง 5 ช่อง ตรงมุมบนล่าง ซ้าย ขวา และตรงกลาง ดังตัวอักษร R ในภาพที่ 3.1

จำนวนเม็ดเลือดแดงต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร
 = จำนวนเม็ดเลือดแดงที่นับได้ทั้งหมดใน 5 ช่อง x 10 x 5 x 200

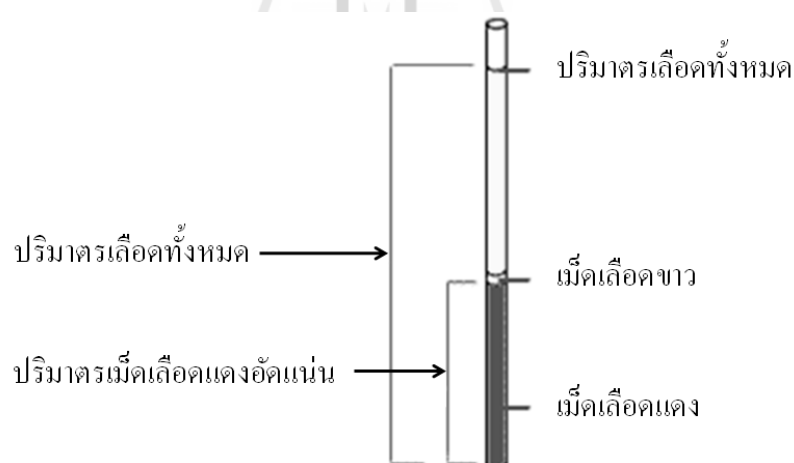


ภาพที่ 3.1 ช่อง hemocytometer chamber ที่ใช้นับจำนวนเม็ดเลือดแดง

การวัดค่าฮีโมโกลบิน ใช้ชุด Hemoglobin set (Cyanmethemoglobin Method) เติมน้ำยา Drabkin Reagent ลงในหลอดแก้ว 5 มิลลิลิตร ใส่เลือดที่มีสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด (EDTA) ลงในหลอด 20 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 10 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 540 นาโนเมตรโดยใช้ Drabkin Reagent เป็น Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาฮีโมโกลบินจากกราฟมาตรฐานซึ่งอยู่ในชุด Hemoglobin set

การวัดค่าเม็ดเลือดแดงอัดแน่น เขย่าหลอดเก็บเลือดที่มีสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดให้แน่ใจว่าเม็ดเลือดไม่ตกตะกอน จากนั้นนำปลายหลอด microhematocrit capillary tube จุ่มลงในหลอดเก็บเลือดให้เลือดไหลเข้ามาใน capillary tube ประมาณ 4 ใน 5 ของความยาว tube แล้วอุดปลายด้วยดินน้ำมัน นำไปปั่นด้วยเครื่อง haematocrit centrifuge ที่ความเร็ว 10000 รอบต่อนาทีเป็นเวลา 5 นาที วัดความยาวของการอัดตัวเม็ดเลือดแดง และความยาวทั้งหมดของเม็ดเลือดแดง ดังภาพที่ 3.2 แล้วคำนวณจากสูตร หรือ วัดจากเครื่องวัดที่ให้มาพร้อมกับเครื่อง

$$\% \text{ฮีมาโตคริต} = \frac{\text{ปริมาตรของเม็ดเลือดแดงอัดแน่น (เซนติเมตร)} \times 100}{\text{ปริมาตรเลือดทั้งหมด (เซนติเมตร)}}$$



ภาพที่ 3.2 ปริมาตรเลือดทั้งหมด และปริมาตรเม็ดเลือดแดงอัดแน่นใน microhematocrit capillary tube ที่ผ่านการปั่นเหวี่ยงแล้ว

การย้อมสีและนับแยกชนิดเม็ดเลือดขาว

เตรียมย้อมเลือดลงบนแผ่นสไลด์ ทิ้งไว้ให้แห้ง จากนั้นนำไปแช่ใน Absolute Methanol 15 นาที ผึ่งไว้ให้แห้งประมาณ 20 นาที หยดสี Wright - Giemsa (giemsa's stain powder 1.0 กรัม wright's stain powder 9.0 กรัม glycerol 90 มิลลิลิตร และ absolute methanol 2,910 มิลลิลิตร) ให้ท่วมสไลด์ทิ้งไว้ 3 นาที หยคน้ำกลั่น 1 – 2 หยด หยดสีให้ท่วมสไลด์อีกครั้ง ทิ้งไว้ 3 นาที นำสไลด์ไปล้างด้วยน้ำเพื่อล้างตะกอนออกให้หมด ผึ่งไว้ให้แห้ง นำสไลด์ไปส่องกล้องจุลทรรศน์เพื่อตรวจนับแยกชนิดเม็ดเลือดขาว

3.3.6 การวิเคราะห์องค์ประกอบในเนื้อปลาด้วยวิธี Proximate

การวิเคราะห์ความชื้น/วัตถุแห้ง

นำตัวอย่างอุมิเนียมไปอบจนได้น้ำหนักคงที่ แล้วจคน้ำหนักไว้ ชั่งเนื้อปลาใส่ด้วยอุมิเนียม ประมาณ 2 - 3 กรัม ชั่งน้ำหนักแล้วจคน้ำหนักไว้ นำตัวอย่างอุมิเนียมที่บรรจุเนื้อปลาไปอบในตู้อบที่มีอุณหภูมิ 100 ± 5 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 3 - 4 ชั่วโมง จากนั้นนำตัวอย่างอุมิเนียมออกจากตู้อบ แล้วนำไปเก็บไว้ในโถอบแห้ง ทิ้งให้เย็นแล้วนำไปชั่งจคน้ำหนักน้ำหนักไว้

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ ความชื้น} = \frac{(A - B) \times 100}{C}$$

เมื่อ A = น้ำหนักตัวอย่างอุมิเนียมรวมตัวอย่างก่อนอบแห้ง
B = น้ำหนักตัวอย่างอุมิเนียมรวมตัวอย่างหลังอบแห้ง
 จคน้ำหนักที่แน่นอน
C = น้ำหนักตัวอย่างอาหาร

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ ingsแห้ง (dry matter)} = 100 - (\% \text{ ความชื้น})$$

การวิเคราะห์หาเถ้า (Ash)

นำตัวอย่างกระเบื้องที่สะอาดและแห้ง นำไปเผาในเตาเผาที่มีอุณหภูมิ 550 – 600 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 30 นาที จากนั้นนำตัวอย่างกระเบื้องออกจากเตาเผา ตั้งทิ้งไว้บนแผ่นกระเบื้องเคลือบสักครู่ แล้วนำไปตั้งทิ้งไว้ให้เย็นในโถอบแห้ง แล้วนำไปชั่งน้ำหนัก จคน้ำหนักไว้ ชั่งเนื้อปลาใส่ด้วยกระเบื้องประมาณ 2-3 กรัม ชั่งน้ำหนักแล้วจคน้ำหนักไว้ นำตัวอย่างกระเบื้องพร้อมตัวอย่างไปเผาบนแผ่นความร้อนในตู้อบควัน จนกระทั่งหมดควัน นำตัวอย่างกระเบื้องพร้อมตัวอย่างไปเผาต่อในเตาเผาที่มีอุณหภูมิ 550 – 600 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 3-4 ชั่วโมง จนได้เถ้าสีขาวหรือเกือบสีขาว แล้วนำตัวอย่างกระเบื้องออกมาทิ้งให้เย็นในโถอบแห้งแล้วชั่งน้ำหนัก จคน้ำหนักไว้

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ ไขมันทั้งหมด} = \frac{(A - B) \times 100}{C}$$

เมื่อ $A =$ น้ำหนักถ้วยกระเบื้องรวมตัวอย่างหลังเผา
 $B =$ น้ำหนักถ้วยกระเบื้อง
 $C =$ น้ำหนักตัวอย่างอาหาร

การวิเคราะห์หาโปรตีน (Crude Protein, CP)

ชั่งเนื้อปลานกระดาดขังสาร ประมาณ 1 - 2 กรัม แล้วนำไปใส่ใน Kjeldahl flask เติมสารเร่งปฏิกิริยา 10 กรัม และ H_2SO_4 เข้มข้น 15 มิลลิลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไปต้มบนเครื่องย่อย โดยนำ Kjeldahl flask ไปต่อเข้ากับเครื่องย่อย ให้ความร้อนที่อุณหภูมิ 420 องศาเซลเซียส ย่อยทิ้งไว้ประมาณ 1 ชั่วโมง หรือทำการย่อยจนได้สารละลายใส หลังจากนั้นนำ flask ไปตั้งทิ้งไว้ให้เย็น นำ flask ไปต่อเข้ากับเครื่องกลั่น โดยจะมีการเติมน้ำกลั่น 50 มิลลิลิตร และเติม NaOH 32% จำนวน 80 มิลลิลิตร เติม Boric acid 4% จำนวน 25 มิลลิลิตร ใน Erlenmeyer flask หยด indicator 3 หยด แล้วนำไปต่อเข้ากับชุดเครื่องกลั่น ทำการกลั่นจนสารละลายใน Erlenmeyer flask มีปริมาตร 200 มิลลิลิตร Boric acid จะเปลี่ยนจากสีม่วงแดงเป็นสีเขียว นำสารละลายใน Erlenmeyer flask ไปไตเตรท กับ Std. HCl 0.1 N จนกระทั่งสีเปลี่ยนเป็นสีม่วงแดง จดบันทึกปริมาตรกรดที่ใช้ในการไตเตรท ทำเบลงค์ (Blank) ด้วยวิธีเดียวกันแต่ไม่มีตัวอย่างเนื้อปลา

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ Nitrogen} = \frac{(A - B) \times 0.014 \times N}{C} \times 100$$

เมื่อ $A =$ ปริมาตร Std. HCl ที่ใช้ในการไตเตรทตัวอย่าง (sample)
 $B =$ ปริมาตร Std. HCl ที่ใช้ในการไตเตรทเบลงค์ (blank)
 $C =$ น้ำหนักตัวอย่างเนื้อปลาที่ใช้ในการวิเคราะห์
 $N =$ ความเข้มข้นของ Std. HCl ที่ทราบค่ามาตรฐานแน่นอน
 ประมาณ 0.1 - 0.2 N

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ Crude Protein} = \% \text{ Nitrogen} \times \text{Empirical factor}$$

โดยทั่วไป Empirical factor = 6.25

การวิเคราะห์หาไขมันด้วยวิธีการสกัด Hexane (Hexane Extract)

นำหลอดแก้วล้างสะอาดไปอบในตู้อบที่อุณหภูมิ 105 องศาเซลเซียส จนแห้งนำไปตั้งทิ้งไว้ให้เย็นในโถอบแห้ง แล้วนำไปชั่งน้ำหนัก จดบันทึกไว้ ทำการใส่ Hexane 15 ml. และ Methanol 20 ml. ลงในตัวอย่างเนื้อปลาจำนวน 5 กรัม ปั่นรวมกันด้วยเครื่อง Ultrasonic เป็นเวลา 15 นาที จากนั้นเติม 0.1ml.M EDTA 5 ml. ปั่นต่อเป็นเวลา 5 นาที เพื่อให้ Hexane และ Methanol แยกชั้นกัน เทส่วนที่เป็นของเหลวลงใน tube 50 ml. นำไปปั่นเหวี่ยงที่ 5,000 rpm 4 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที จะเกิดการแยกชั้นของไขมันที่ละลายใน hexane ทำการดูดของเหลวที่อยู่ชั้นบน 5 ml. ใส่ในหลอดแก้วที่ได้ทำการอบแห้งและจดบันทึกน้ำหนักไว้แล้ว นำหลอดแก้วนั้นไป dry แห้งที่ 100 องศาเซลเซียส ในตู้ดูดควันเพื่อระเหย hexane ออกให้หมด แล้วนำไปอบต่อที่ตู้อบ 105 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 3 - 4 ชั่วโมง อบแห้งในโถดูดความชื้น ทำการจดบันทึกน้ำหนัก

$$\text{การคำนวณ} \quad \% \text{ ไขมัน} = \frac{(B-A)}{C} \times 100$$

เมื่อ A = น้ำหนักหลอดแก้วที่อบจนแห้งก่อนการสกัด
 B = น้ำหนักหลอดแก้ว + น้ำหนักไขมันจากตัวอย่างเนื้อปลาล้างสกัดไขมัน
 C = น้ำหนักตัวอย่างเนื้อปลาที่ใช้ในการสกัด

3.3.7 การวิเคราะห์ค่าเคมีในเลือด

การวิเคราะห์ค่า Plasma Albumin

ใช้วิธี Bromocresol Green Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม BCG Reagent ลงในหลอดแก้ว 1.5 มิลลิลิตร ปิเปิดพลาสมาลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 1 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 640 นาโนเมตรโดยใช้ BCG Reagent เป็น Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Albumin จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Plasma Total Protein

ใช้วิธี Biuret Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Biuret Reagent ลงในหลอดแก้ว 1.5 มิลลิลิตร ปิเปิดพลาสมาลงในหลอด 25 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 550 นาโนเมตรโดยใช้ Biuret Reagent เป็น Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Total protein จาก

กราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Plasma Cholesterol

ใช้วิธี Enzyme-Colorimetric Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Working Reagent (ละลาย Cholesterol Enzyme Power ด้วย Cholesterol Enzyme Diluent) ลงในหลอดแก้ว 1 มิลลิลิตร ปิเปตพลาสมาลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 500 นาโนเมตรโดยใช้ Working Reagent เป็น Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Cholesterol จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Plasma Urea Nitrogen (BUN)

ใช้วิธี Enzymatic Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Working Reagent 1 (ละลาย BUN Enzyme Suspension ด้วย BUN Enzyme Diluent) ลงในหลอดแก้ว 500 ไมโครลิตร Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส ปิเปตพลาสมาลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 3 นาที จากนั้นเติม Working Reagent 2 (เจือจาง Conc. BUN Colour Reagent 1 ส่วน ด้วยน้ำกลั่น 3 ส่วน) 1 มิลลิลิตร ในหลอดแก้วเดิม แล้วนำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 3 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 600 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Urea Nitrogen จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Plasma Bilirubin

ใช้วิธี New Diazo-DMSO Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ในการวิเคราะห์ค่า Plasma Total Bilirubin ทำโดยการเติม Total Reagent 2 มิลลิลิตร และเติม Sodium Nitrite 1 หยด ปิเปตพลาสมาลงในหลอด 200 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 10 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 550 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Plasma Total Bilirubin จากกราฟมาตรฐาน

ในการวิเคราะห์ค่า Plasma Direct Bilirubin ทำโดยการเติม Direct Reagent 2 มิลลิลิตร และเติม Sodium Nitrite 1 หยด ปิเปตพลาสมาลงในหลอด 200 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 550 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหาค่า Plasma Direct Bilirubin จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Alkaline Phosphatase

ใช้วิธี PMP Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยใช้ ALP Substrate Conc. 1 Vial จากนั้นเติม Substrate Diluent 200 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 1 นาที จากนั้นเติมน้ำกลั่น 20 ไมโครลิตร ปิดฝาซีลริมลงในหลอด 20 ไมโครลิตร เติม Calibration Solution 200 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 10 นาที เติม Color Stabilizer 1 มิลลิลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 550 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Alkaline Phosphatase จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Amylase

ใช้วิธี Amylolytic Method, Iodine โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Tris Buffer 500 ไมโครลิตร เติม Starch Substrate 500 ไมโครลิตร เติม 0.5 N. Hydrochloric Acid 500 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที ปิดฝาซีลริมลงในหลอด 20 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 15 นาที แล้วเขย่าเป็นระยะ เติม 0.5 N. Hydrochloric Acid 500 ไมโครลิตร เติมน้ำกลั่น 8 มิลลิลิตร เติม Iodine Solution 460 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 660 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Amylase จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Calcium

ใช้วิธี o-Cresolphthalein Direct Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยการเติม Reagent 1 มิลลิลิตร ปิดฝาซีลริมลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 565 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Calcium จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Chloride

ใช้วิธี o-Cresolphthalein Direct Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยการเติม Reagent 1.5 มิลลิลิตร ปิดฝาซีลริมลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 10 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 480 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Chloride จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Glucose

ใช้วิธี Enzyme-colorimetric Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Working Reagent (ละลาย Glucose Enzyme Mix Powder ด้วย Enzyme Buffered Diluent) 1 มิลลิลิตร ปิเปตซีรัมลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 505 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Glucose จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT)

ใช้วิธี Reitman and Frankel colorimetric Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม SGOT Substrate 250 ไมโครลิตร นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที ปิเปตซีรัมลงในหลอด 100 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 30 นาที เติม Colour Reagent 250 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 20 นาที เติม 0.4 N Sodium hydroxide เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 520 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum glutamic pyruvic transaminase (SGPT)

ใช้วิธี Reitman and Frankel colorimetric Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม SGPT Substrate 250 ไมโครลิตร นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที ปิเปตซีรัมลงในหลอด 100 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 30 นาที เติม Colour Reagent 250 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 20 นาที เติม 0.4 N Sodium hydroxide เขย่าให้เข้ากัน ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้องเป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 520 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Triglycerides

ใช้วิธี Enzyme-colorimetric Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Working Reagent (ละลาย Triglycerides Enzyme Powder ด้วย Triglycerides Enzyme Diluent) 1 มิลลิลิตร ปิเปตซีรัมลงในหลอด 10 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 10 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 505 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Glucose จากกราฟมาตรฐาน

การวิเคราะห์ค่า Serum Iron Ferene

ใช้วิธี *IN VITRO* Method โดยใช้น้ำยาสำเร็จรูปของบริษัท Biotechnical ทำโดยเติม Buffer Reagent 1 มิลลิลิตร ปิเปตซีรัมลงในหลอด 200 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไปวัดค่า

ดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 593 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นเติม Ferene S Buffer 50 ไมโครลิตร เขย่าให้เข้ากัน นำไป Incubate ที่ 37 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 5 นาที นำไปวัดค่าดูดกลืนแสงที่ความยาวคลื่น 593 นาโนเมตรโดยใช้ Blank ปรับ 0 จากนั้นนำค่าดูดกลืนแสงไปคำนวณหา Serum Iron Ferene จากกราฟมาตรฐาน

3.3.8 การวิเคราะห์ค่าทางสถิติ

ความแตกต่างระหว่างกลุ่มการทดลองที่ระยะเวลาต่างๆ ของการอดอาหาร วิเคราะห์หาค่าความแปรปรวน (Analysis of Variances, ANOVA) ตามแผนการทดลองแบบสุ่มสมบูรณ์ (Completely Randomized Design, CRD) โดยวิเคราะห์ค่าความแตกต่างระหว่างค่าเฉลี่ยในแต่ละกลุ่มการทดลองด้วยวิธี Duncan's new multiple range test ความเชื่อมั่น 95% และหาสมการที่ใช้ทำนายค่าความสัมพันธ์ระหว่างระยะเวลาของการอดอาหารต่อค่าพารามิเตอร์ต่างๆ ที่สนใจโดยใช้ non – linear regression (R^2) โดยจะแสดงผลค่า R^2 ที่มีค่าตั้งแต่ 0.60 ขึ้นไปในผลการทดลอง



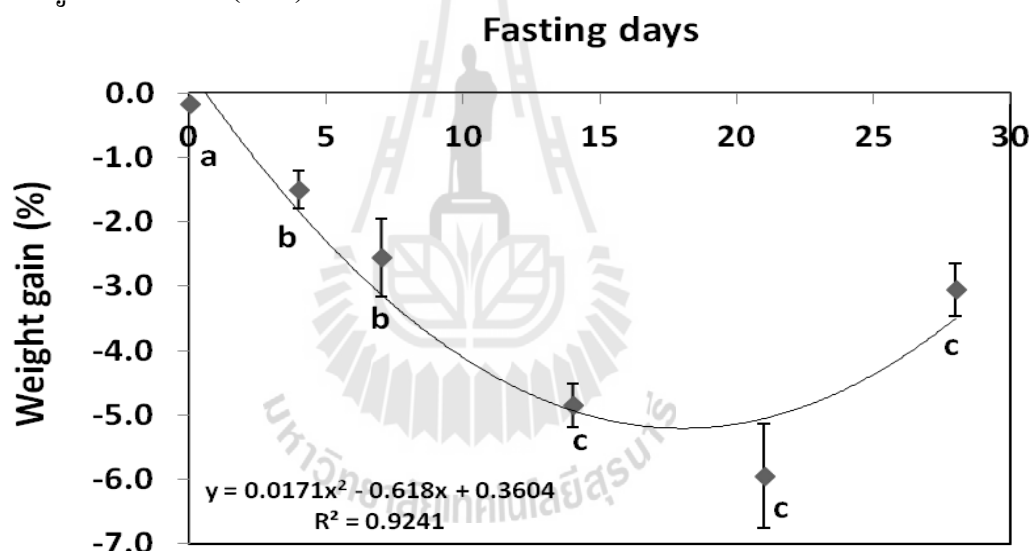
บทที่ 4

ผลการวิเคราะห์ข้อมูลและการอภิปราย

4.1 ผลการวิเคราะห์

4.1.1 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลา 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน ต่ออัตราการเจริญเติบโตในปลาบู่ทราย

โดยได้ทำการศึกษาถึงผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ที่ส่งผลต่ออัตราการเจริญเติบโต อันได้แก่ค่า อัตราการเพิ่มน้ำหนักตัว (WG) ดัชนีชี้วัดในตับ (HSI) และอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ (SGR)

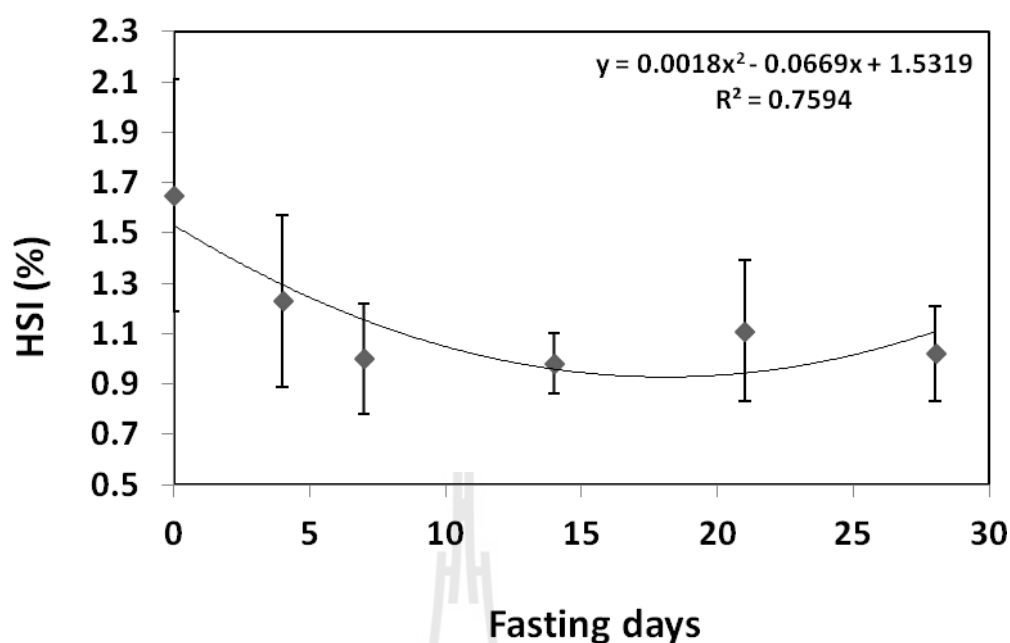


ภาพที่ 4.1 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่ออัตราการเพิ่มน้ำหนักตัว (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าอัตราการเพิ่มน้ำหนักตัว (Weight Gain; WG) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงการเปลี่ยนแปลงของน้ำหนักเริ่มต้นและน้ำหนักสุดท้าย ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าอัตราการเพิ่มน้ำหนักตัวอยู่ในช่วง 56.87 - 70.97% และพบว่าระยะแรกของการอดอาหารที่ 4 วันแรก ค่าอัตราการเพิ่มน้ำหนักตัวจะมีค่าลดลง และจะลดลงมากขึ้นที่ระยะเวลาการอดอาหาร 2 สัปดาห์ อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าอัตราการเพิ่มน้ำหนักตัวการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าอัตราการเพิ่มน้ำหนักตัวเป็น

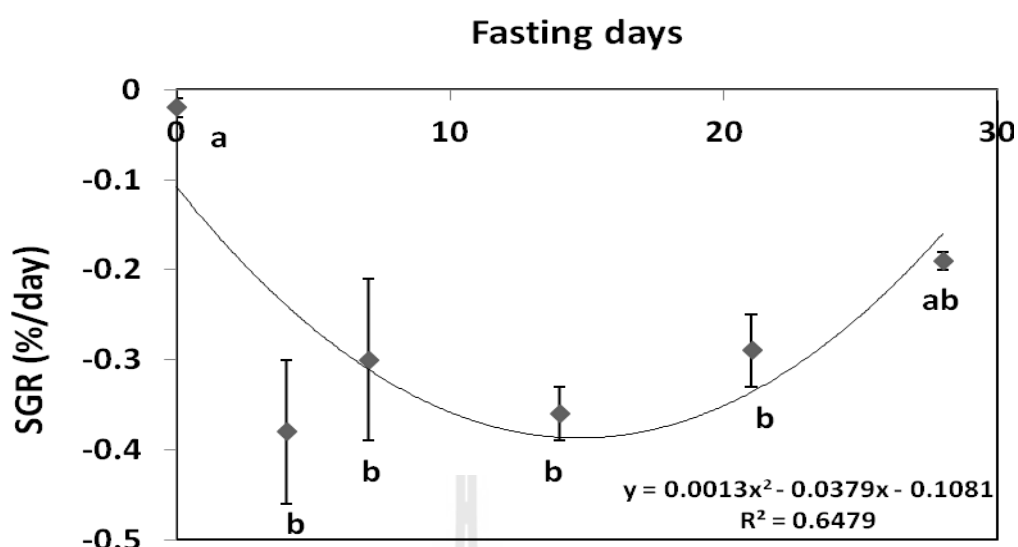
ดังสมการ $y = -0.0171x^2 - 0.618x + 0.3604$ ($R^2 = 0.9241$)



ภาพที่ 4.2 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค้ำดัชนีตับ (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าค้ำดัชนีตับ (Hepatosomatic Index; HSI) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงการเปลี่ยนแปลงของน้ำหนักตับ ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าค้ำดัชนีตับอยู่ในช่วง 0.98 - 1.65% และพบว่าตลอดระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์ ค่าค้ำดัชนีตับมีค่าลดลงแต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าค้ำดัชนีตับเป็นดังสมการ $y = 0.0018x^2 - 0.0669x + 1.5319$ ($R^2 = 0.7594$)



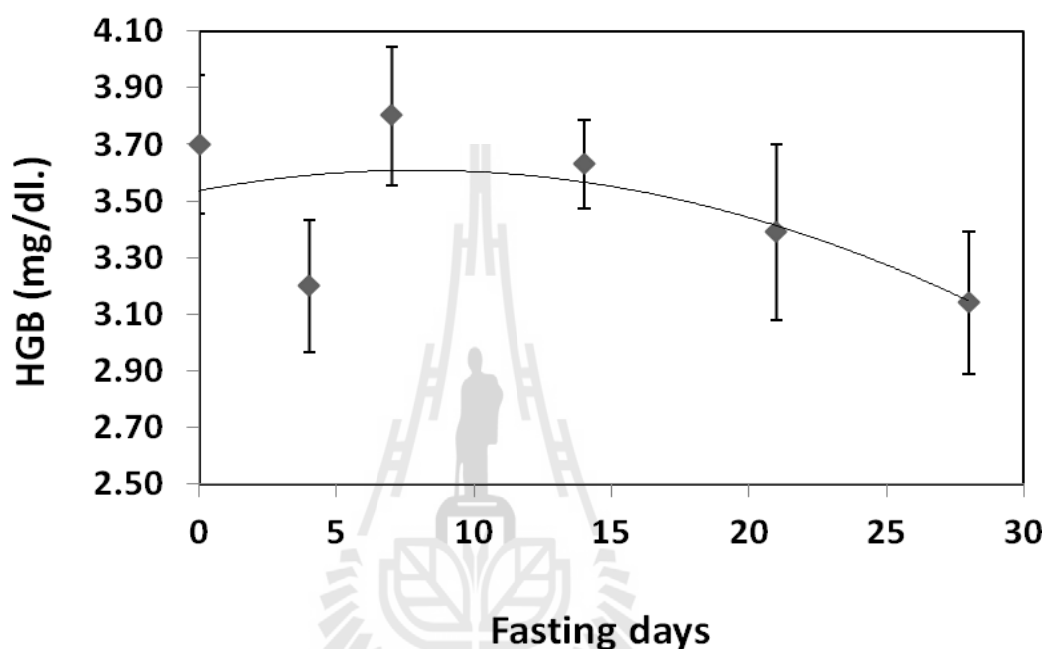
ภาพที่ 4.3 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ (%/วัน)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ (Specific growth rate; SGR) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงประสิทธิภาพการเจริญเติบโตของสัตว์น้ำ ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะอยู่ในช่วง - 0.38 ถึง - 0.02% และพบว่าระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 วัน ค่าอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะเริ่มลดลงอย่างรวดเร็วแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะ เป็นดังสมการ $y = 0.0013x^2 - 0.0379x - 0.1081$ ($R^2 = 0.6479$)

4.1.2 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลา 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วันต่อค่าทางโลหิตวิทยาและภูมิคุ้มกัน

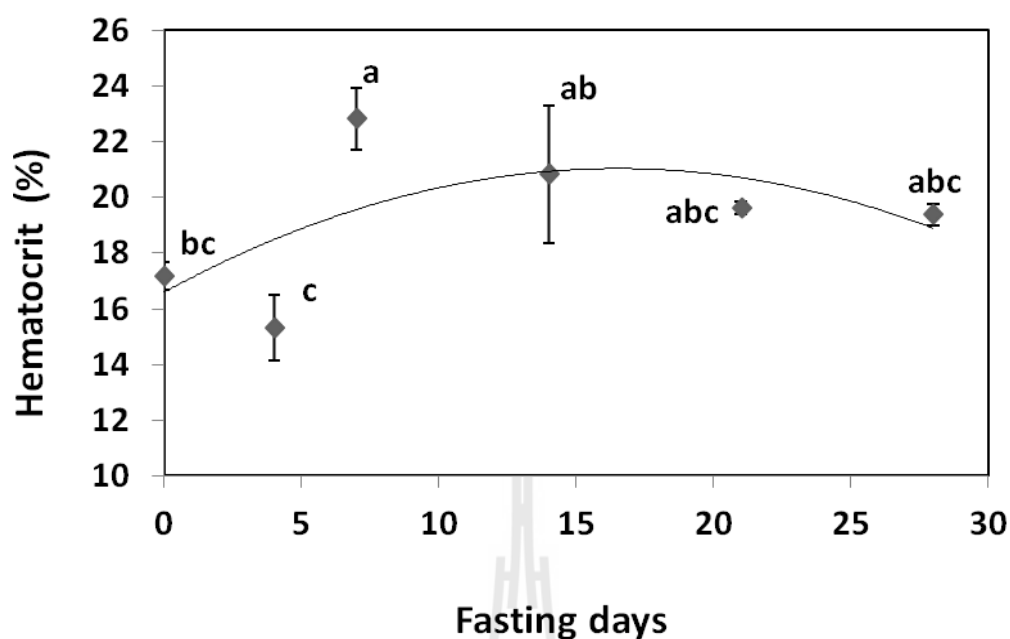
โดยได้ทำการศึกษาถึงผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ที่ส่งผลต่อค่าทางโลหิตวิทยาและภูมิคุ้มกันแบบจำเพาะ อันได้แก่ค่า ฮีโมโกลบิน เปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น และจำนวนเซลล์เม็ดเลือดแดง



ภาพที่ 4.4 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าฮีโมโกลบิน (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

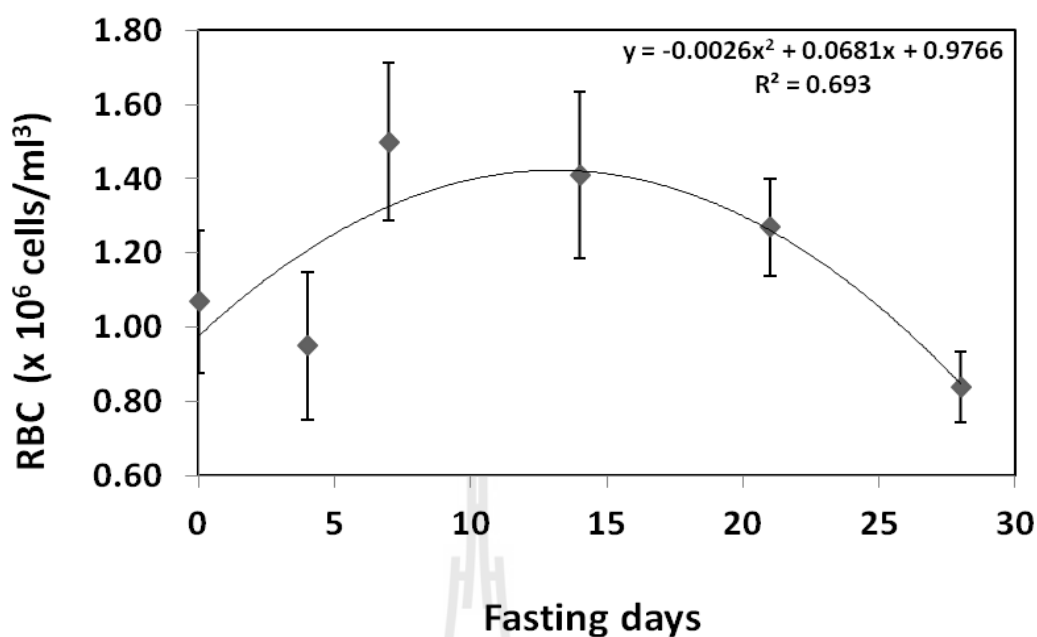
ค่าฮีโมโกลบิน (Hemoglobin; HGB) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงพยาธิสภาพของเซลล์เม็ดเลือดแดง ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบูทรายมีค่าฮีโมโกลบิน อยู่ในช่วง 3.14 – 3.80 mg/dl. และพบว่าตลอดระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์ ค่าฮีโมโกลบิน เริ่มลดลงอย่างช้าแต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$)



ภาพที่ 4.5 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่น (Hematocrit) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงพยาธิสภาพของเซลล์เม็ดเลือดแดง ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลานู๋ทรายมีค่าเปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่นอยู่ในช่วง 15.33 – 22.83% และพบว่าค่าเปอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่นมีการเปลี่ยนแปลงอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) ตั้งแต่ระยะ 4 วันแรก – 1 สัปดาห์ของการอดอาหาร

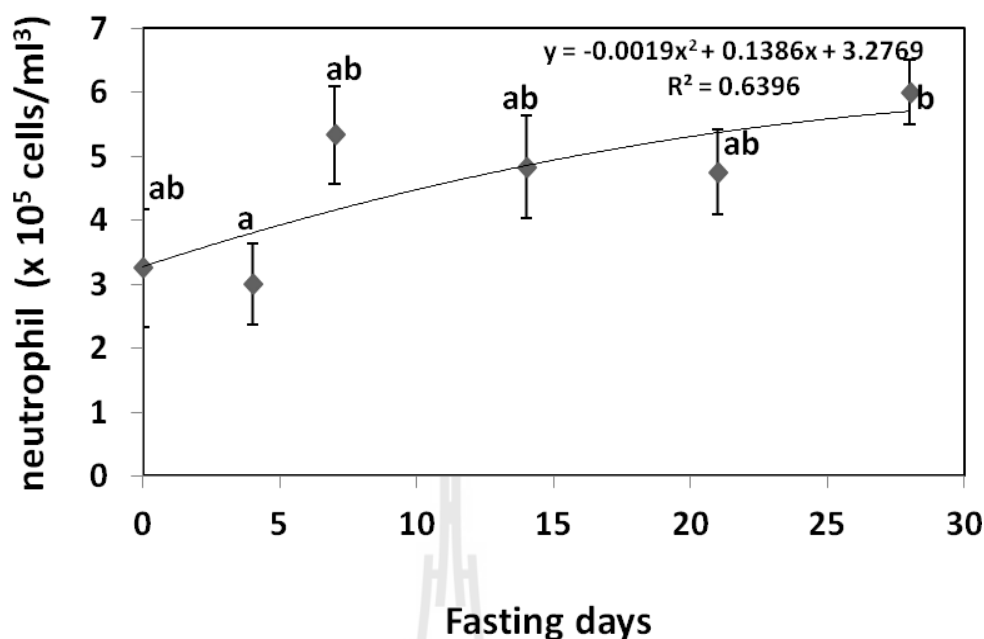


ภาพที่ 4.6 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเซลล์เม็ดเลือดแดง

(x 10⁶ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเซลล์เม็ดเลือดแดง (Red Blood Cell; RBC) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงปริมาณเซลล์เม็ดเลือดแดงที่มีอยู่ ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบูทรายมีค่าเซลล์เม็ดเลือดแดงอยู่ในช่วง $0.84 - 1.50 \times 10^6$ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร และพบว่าค่าเซลล์เม็ดเลือดแดงมีค่าสูงที่สุดเมื่อมีระยะเวลาการอดอาหารที่ 2 สัปดาห์ แต่อย่างไรก็ตามไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าเซลล์เม็ดเลือดแดง เป็นดังสมการ $y = -0.0026x^2 + 0.0681x + 0.9766$ ($R^2 = 0.693$)

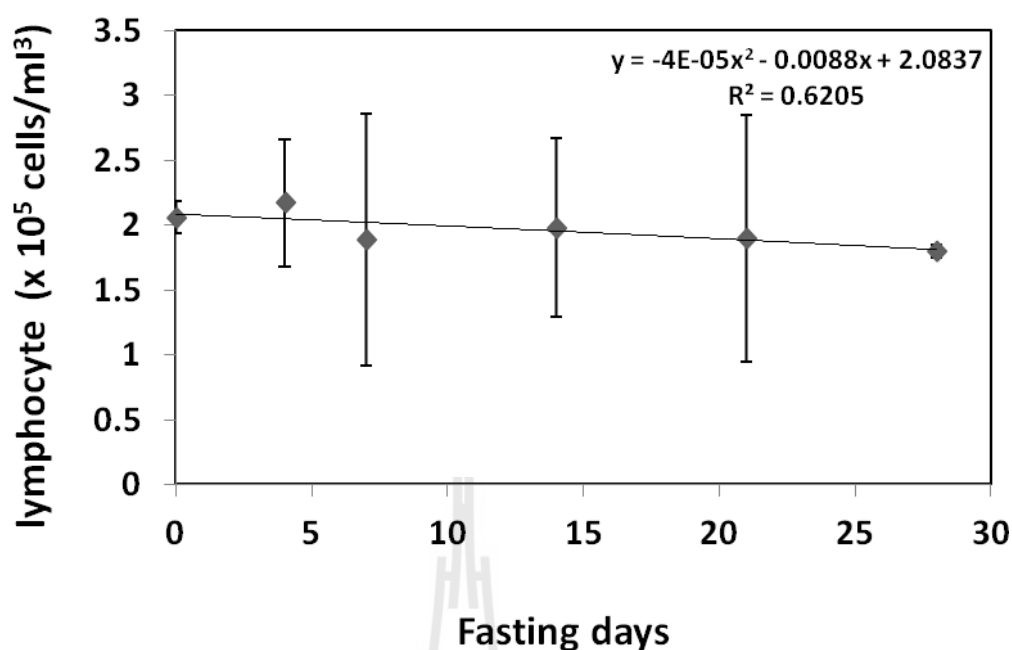


ภาพที่ 4.7 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด

neutrophil (x 10⁵ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบุทรายมีค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil อยู่ในช่วง $3.00 - 5.33 \times 10^6$ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร และพบว่าค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil มีค่าสูงขึ้นเมื่อมีระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น แต่อย่างไรก็ตามไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil เป็นดังสมการ $y = -0.0019x^2 + 0.1386x + 3.2769$ ($R^2 = 0.6396$)

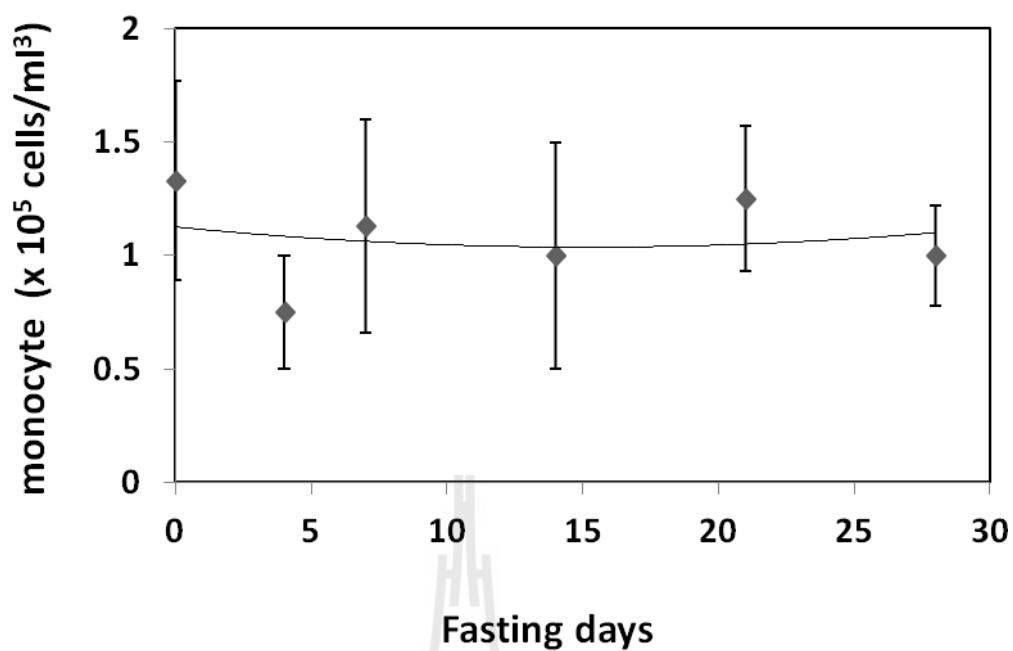


ภาพที่ 4.8 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด

lymphocyte (x 10⁵ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด lymphocyte ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด lymphocyte อยู่ในช่วง $1.80 - 2.17 \times 10^5$ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร และพบว่าค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด lymphocyte มีค่าไม่เปลี่ยนแปลงตลอดระยะเวลาการอดอาหารที่ 28 วัน ($P > 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด lymphocyte เป็นดังสมการ $y = -4E-05x^2 - 0.0088x + 2.0837$ ($R^2 = 0.6205$)

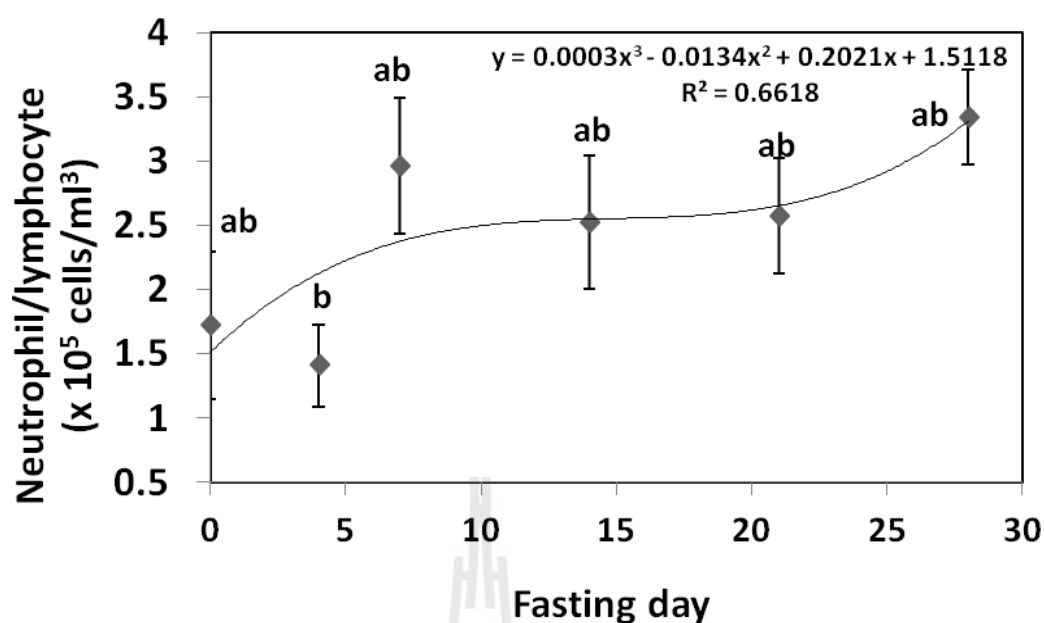


ภาพที่ 4.9 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด

monocyte (x 10⁵ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลานู๋ทรายมีค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte อยู่ในช่วง $0.75 - 1.33 \times 10^5$ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร และพบว่าค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte มีค่าไม่เปลี่ยนแปลงตลอดระยะเวลาการอดอาหารที่ 28 วัน ($P > 0.05$)



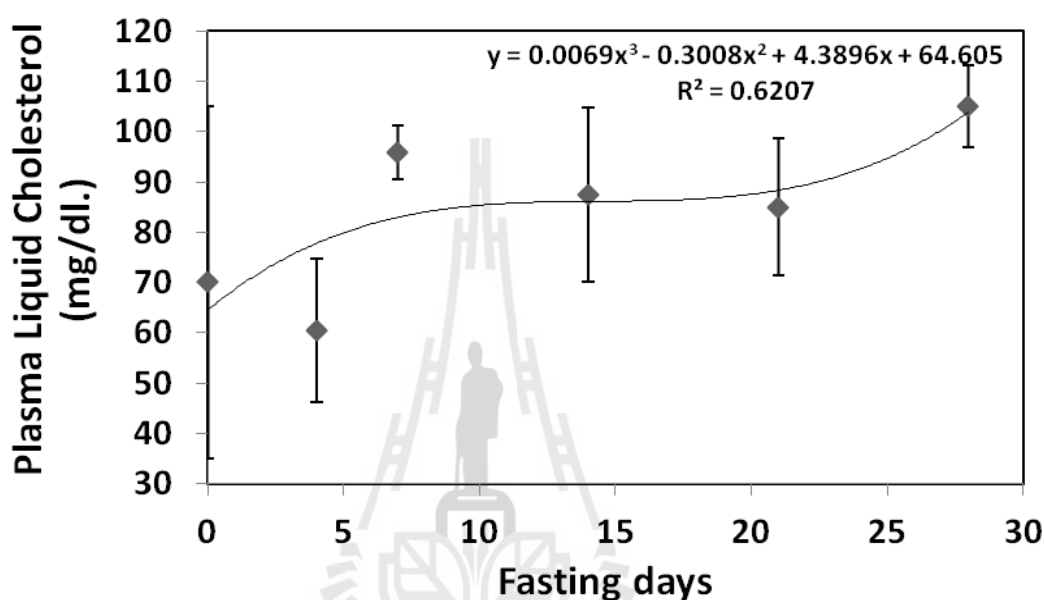
ภาพที่ 4.10 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด

neutrophil/lymphocyte (x 10⁵ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าเซลล์เม็ดเลือดขาว neutrophil/lymphocyte ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทราย มีค่าเซลล์เม็ดเลือดขาว neutrophil/lymphocyte อยู่ในช่วง $1.38 - 3.33 \times 10^5$ เซลล์ต่อลูกบาศก์มิลลิเมตร และพบว่าค่าเซลล์เม็ดเลือดขาว neutrophil/lymphocyte มีค่าสูงขึ้นเมื่อมีระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มมากขึ้นแต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) การศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าเซลล์เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte เป็นดังสมการ $y = 0.0003x^3 - 0.0134x^2 + 0.2021x + 1.5118$ ($R^2 = 0.6618$)

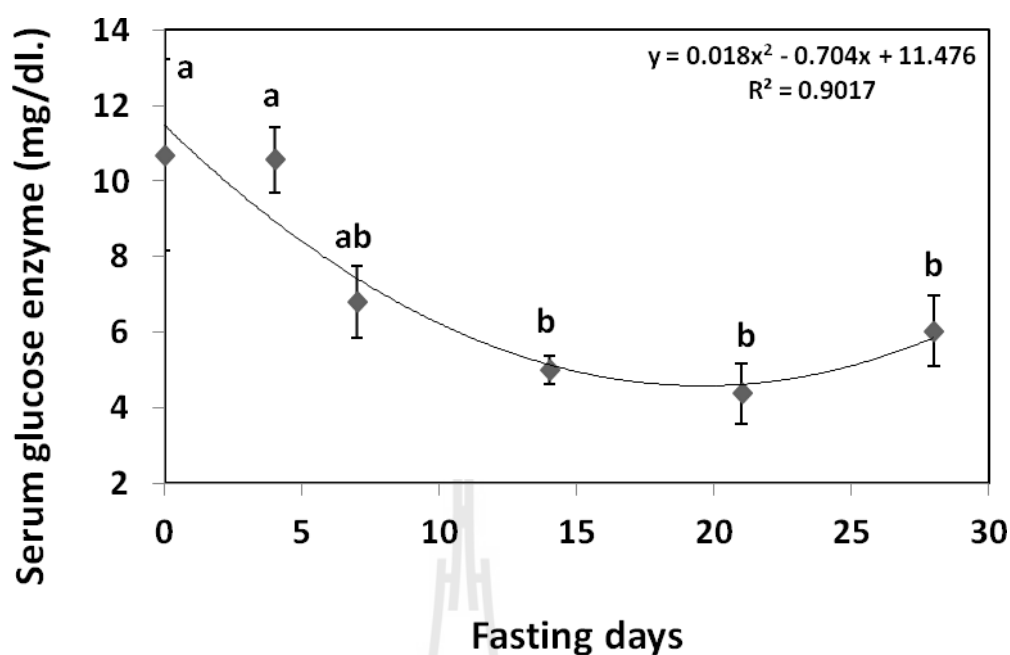
- 4.1.3 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลา 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน ต่อผลการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือด อันได้แก่ คอลเลสเตอรอล, กลูโคส, ไตรกลีเซอไรด์, โปรตีนรวมในเลือด, อัลบูมิน, ยูเรียไนโตรเจน, บิลิรูบิน, อัลคาไรด์ฟอสฟาเตส อะมิเลส, serum glutamic oxaloacetic, transaminase serum glutamic pyruvic transaminase, แคลเซียม, คลอไรด์ และเหล็ก



ภาพที่ 4.11 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าคลอเรสเตอรอล (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

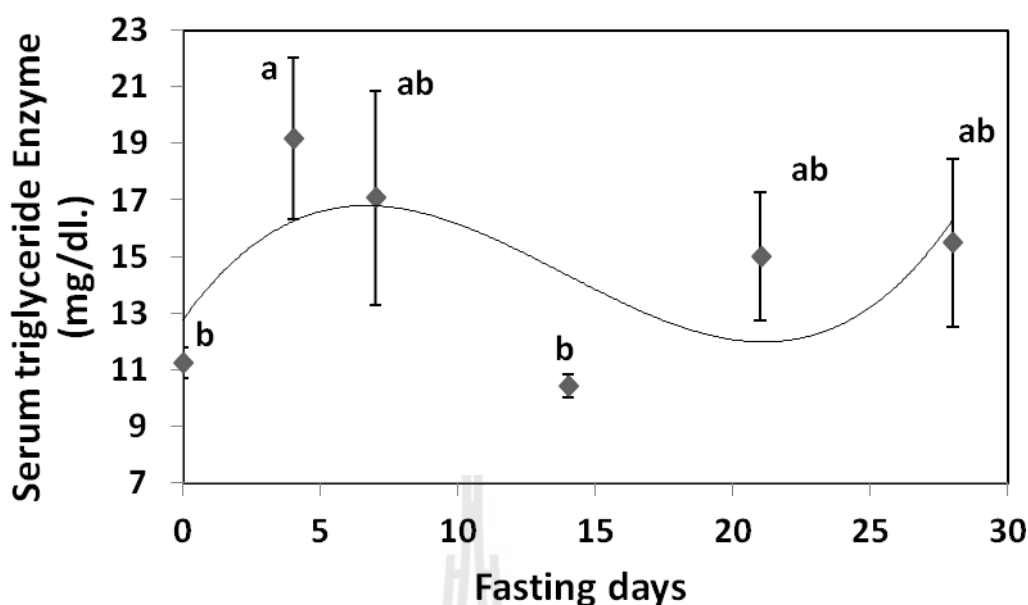
ค่าคลอเรสเตอรอล (Liquid cholesterol) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงสารคล้ายไขมัน ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบูทรายมีค่าคลอเรสเตอรอลอยู่ในช่วง 60.42 - 105 mg/dl. และพบว่าค่าคลอเรสเตอรอลตลอดระยะเวลาของการอดอาหาร เป็นเวลา 4 สัปดาห์ จะมีค่าสูงขึ้นแต่ไม่แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P > 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าคลอเรสเตอรอลเป็นดังสมการ $y = 0.0069x^3 - 0.3008x^2 + 4.3896x + 64.605$ ($R^2 = 0.6207$)



ภาพที่ 4.12 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่ากลูโคส (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

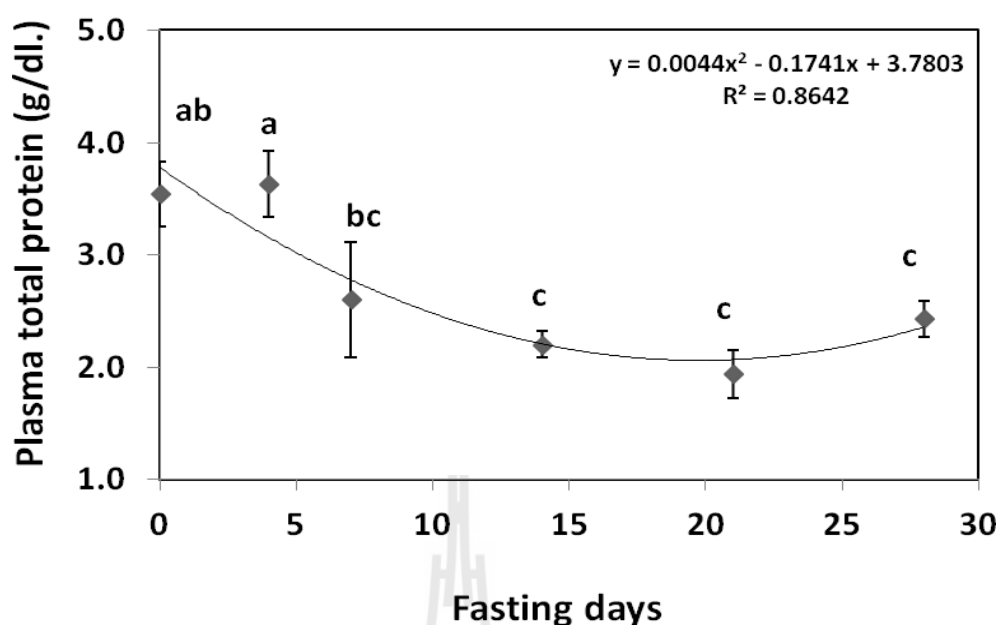
ค่ากลูโคส (Glucose) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงระดับน้ำตาลในเลือด ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาทุทรายมีค่ากลูโคสอยู่ในช่วง 4.38 - 10.69 mg/dl. และพบว่าการเปลี่ยนแปลงค่ากลูโคสที่ลดลงจากระยะการอดอาหารที่ 4 วัน ถึง 2 สัปดาห์ อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ และจะลดลงอย่างรวดเร็วที่ระยะเวลาการอดอาหาร 3 สัปดาห์ ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่ากลูโคสเป็นดังสมการ $y = 0.018x^2 - 0.704x + 11.476$ ($R^2 = 0.9017$)



ภาพที่ 4.13 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าไตรกลีเซอไรด์ (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

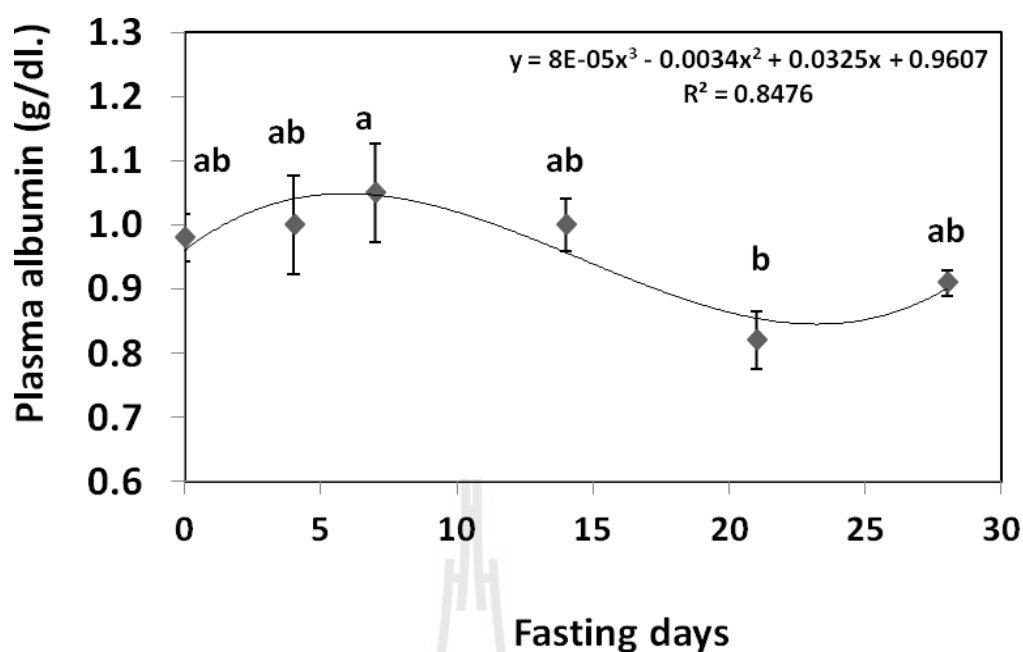
ค่าไตรกลีเซอไรด์ (Triglyceride) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงไขมันแท้จริงในกระแสเลือด ในการศึกษานี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าไตรกลีเซอไรด์อยู่ในช่วง 10.42 - 19.17 mg/dl. และพบว่าในช่วง 4 วันแรกของการอดอาหารค่าไตรกลีเซอไรด์จะมีค่าสูงขึ้นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และหลังจากการอดอาหารที่เพิ่มขึ้นเป็น 2 สัปดาห์ ค่าไตรกลีเซอไรด์ก็กลับปรับค่าลดลงอย่างรวดเร็วและปรับค่าสูงขึ้นเมื่อระยะเวลาการอดอาหารที่ 4 สัปดาห์อีกครั้ง



ภาพที่ 4.14 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าโปรตีนรวม (g/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

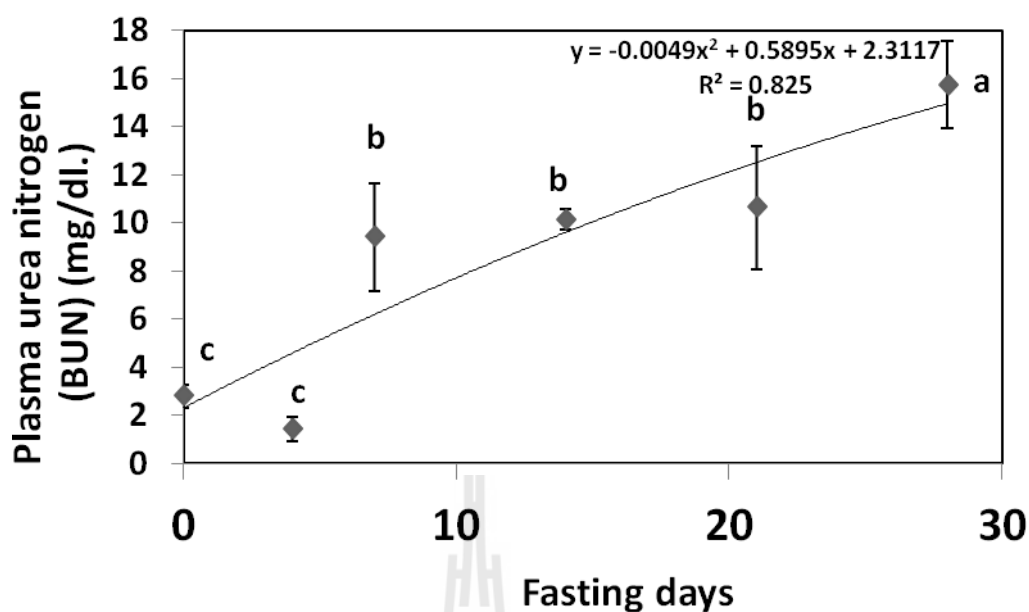
ค่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือด (Total Protein) เป็นค่าที่บอกถึงระดับของปริมาณโปรตีนรวมในกระแสเลือด ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาทุทรายมีค่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดอยู่ในช่วง 1.94 - 3.63 g/dl โดยค่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดจะลดลงตามระยะเวลาของการอดอาหารที่ 1 สัปดาห์ อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และมีการลดลงตามระยะเวลาการอดอาหารที่นานขึ้น ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าโปรตีนรวมในกระแสเลือดและระยะเวลาการอดอาหารเป็นดังสมการ $y = 0.0044x^2 - 0.1741x + 3.7803$ ($R^2 = 0.8642$)



ภาพที่ 4.15 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าอัลบูมิน (g/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

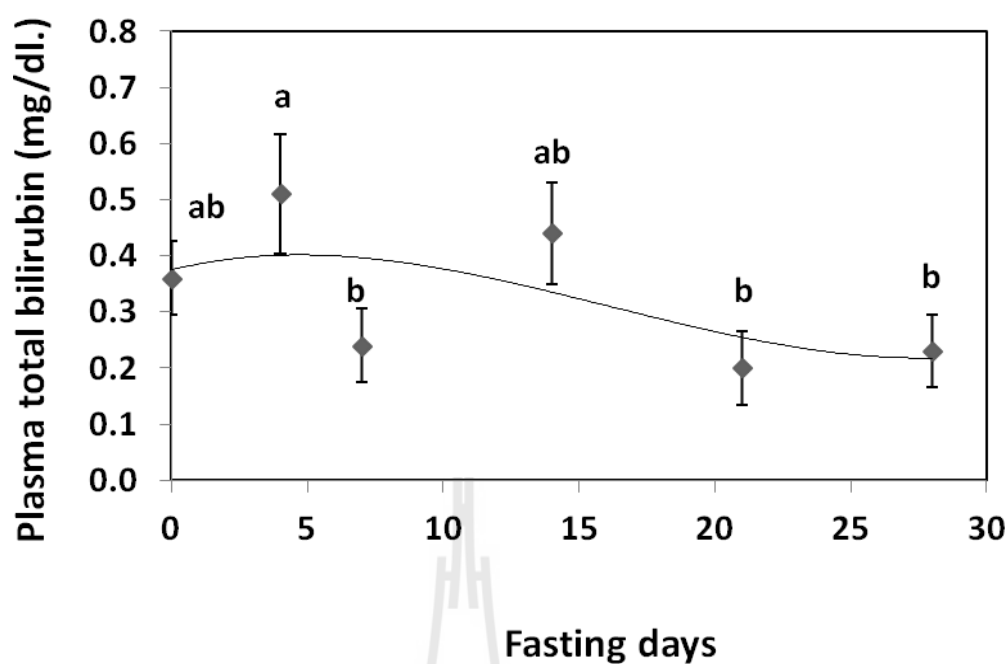
ค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิด อัลบูมิน (Albumin) เป็นค่าปริมาณโปรตีนอีกชนิดหนึ่งที่บ่งบอกการทำงานของอวัยวะต่างๆ ในร่างกาย ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินในเลือดอยู่ในช่วง 0.82 - 1.05 g/dl โดยค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินในสัปดาห์ที่ 1 และ 3 ของการอดอาหารจะลดลงอย่างรวดเร็วอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และจะลดลงตามระยะเวลาการอดอาหาร ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินเป็นดังสมการ $y = 8E-05x^3 - 0.0034x^2 + 0.0325x + 0.9607$ ($R^2 = 0.8476$)



ภาพที่ 4.16 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อยูเรียไนโตรเจน (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

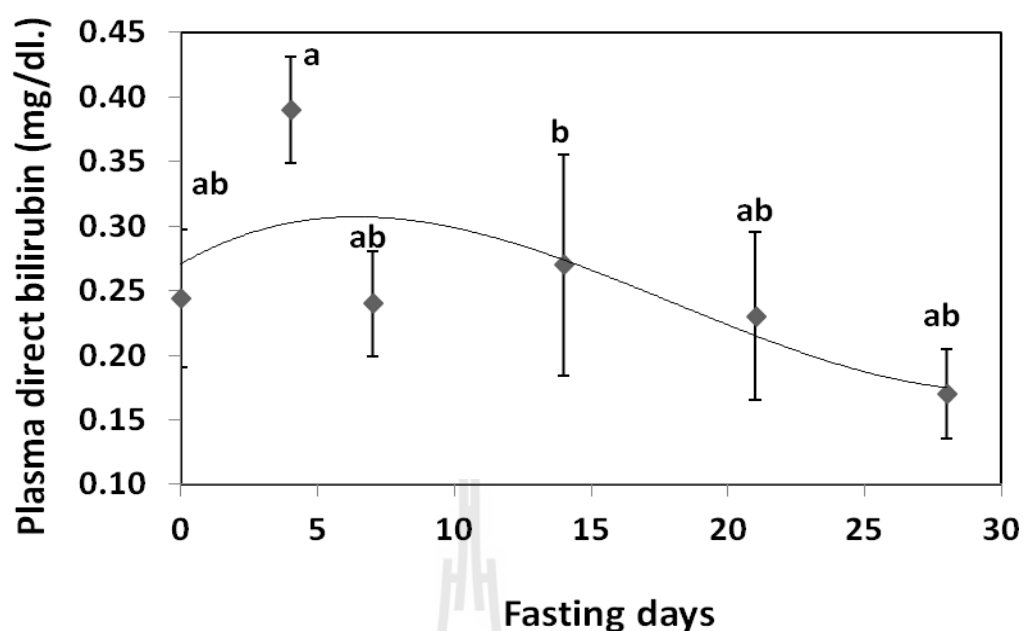
ค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือด (Blood Urea Nitrogen, BUN) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงค่าไนโตรเจนที่มีอยู่ในสารยูเรียที่มีในกระแสเลือด ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบุ๋มทรายมีค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียในกระแสเลือดอยู่ในช่วง 1.44 - 15.73 mg/dl และพบว่าค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือดจะมีค่าสูงขึ้นจากช่วงระยะแรกของการอดอาหารและเพิ่มขึ้นตามระยะเวลาของการอดอาหารที่เพิ่มขึ้นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือดเป็นดังสมการ $y = -0.0049x^2 + 0.5895x + 2.3117$ ($R^2 = 0.825$)



ภาพที่ 4.17 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าบิลิรูบินรวม (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

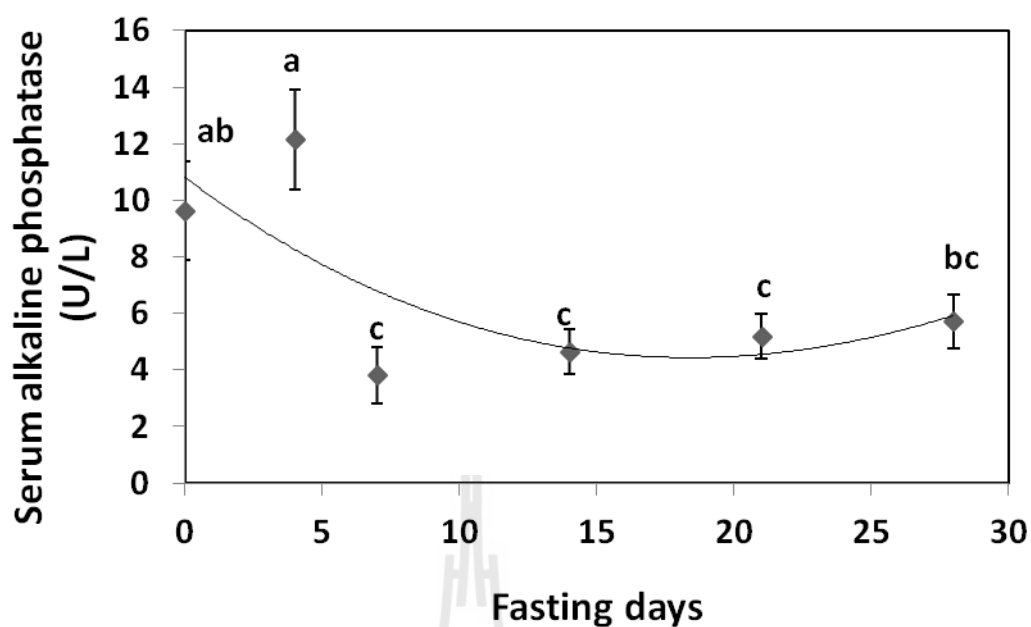
ค่าบิลิรูบินรวม (Total Bilirubin) เป็นค่าที่บ่งถึงระดับบิลิรูบินรวมทั้งหมดที่มีอยู่ในกระแสเลือด ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าบิลิรูบินรวมในเลือดอยู่ในช่วง 0.20-0.51 mg/dl. และพบว่าในระยะแรกของการอดอาหารที่ 1 - 4 วัน ค่าบิลิรูบินรวมในเลือดไม่มีการเปลี่ยนแปลงอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P > 0.05$) แต่จะมีค่าลดลงจากช่วงระยะเวลาการอดอาหารที่ 4 วัน จนถึง 1 สัปดาห์ของการอดอาหารอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$)



ภาพที่ 4.18 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าไคเรคบิลิรูบิน (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

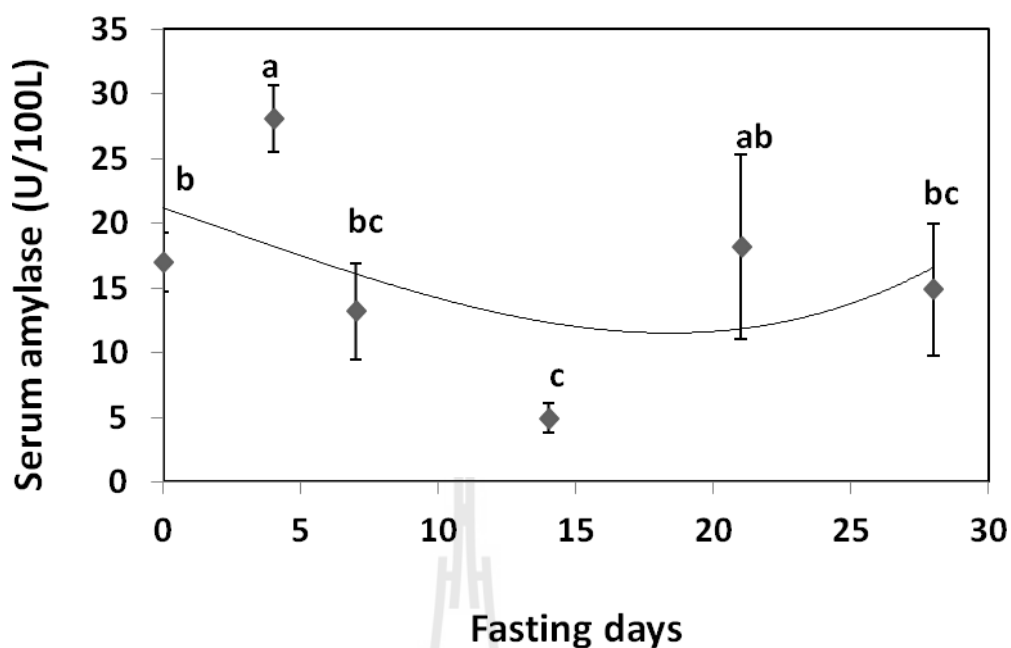
ค่าไคเรคบิลิรูบิน (Direct Bilirubin) เป็นค่าที่บ่งถึงระดับบิลิรูบินที่มีอยู่ในกระแสเลือดที่ส่งผ่านไปยังตับแล้ว ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าไคเรคบิลิรูบินอยู่ในช่วง 0.17 - 0.39 mg/dl. และพบว่าค่าไคเรคบิลิรูบินจากระยะการอดอาหารที่ 4 วัน และ 2 สัปดาห์ มีค่าลดลงแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$)



ภาพที่ 4.19 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตส (U/L.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

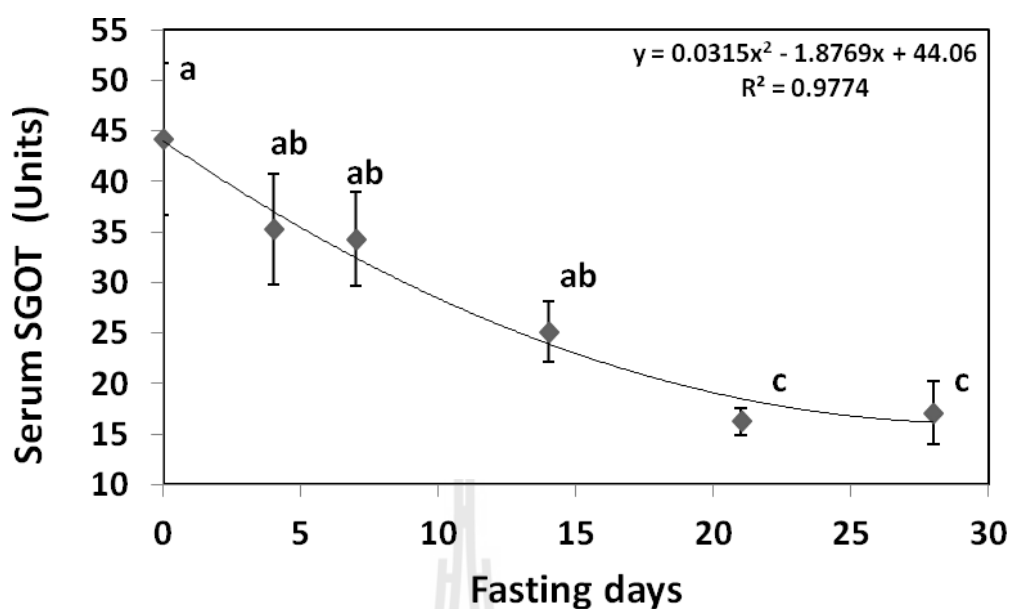
ค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตส (Alkaline phosphatase; ALP) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงการทำงานของกลุ่มเอนไซม์ชนิด phosphatase ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู๋ทรายมีค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสในช่วง 4.64 - 12.14 U/L และพบว่าค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสจะลดลงหลังจากช่วง 4 วันแรกของการอดอาหารอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และมีค่าลดลงตามระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น



ภาพที่ 4.20 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่ออะมิเลส (U/100L.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

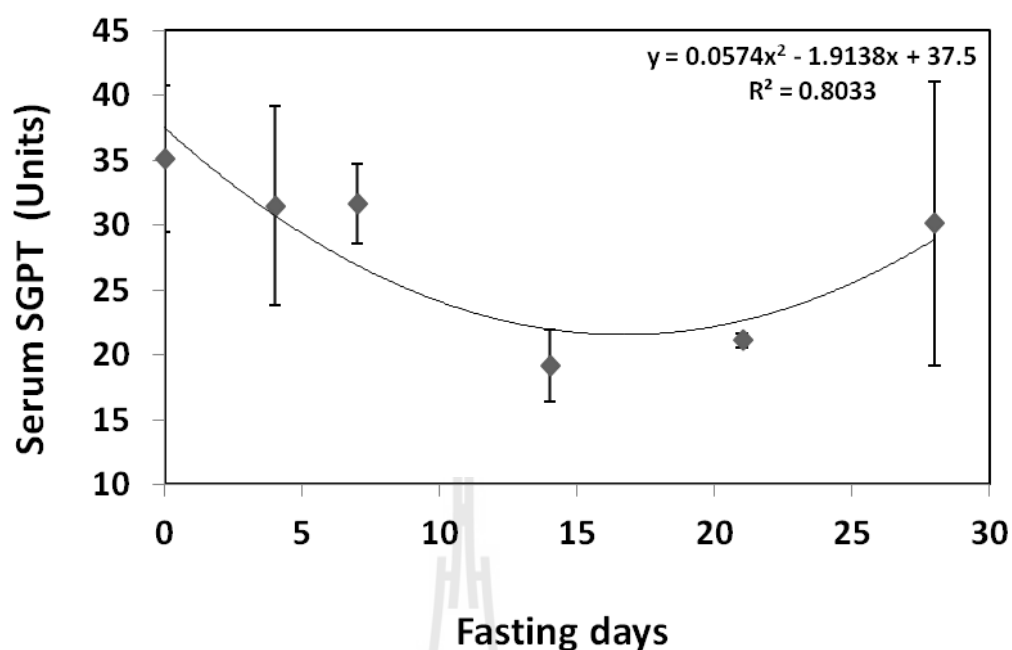
ค่าอะมิเลส (Amylase) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงการทำงานของเอนไซม์ชนิด อะมิเลส ที่เกี่ยวข้องกับการอาหารประเภทคาร์โบไฮเดรต ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบูทรายมีค่าอะมิเลสอยู่ในช่วง 4.92 - 28.13 U/100L และพบว่าค่าอะมิเลสในระยะแรกของการอดอาหารที่ 4 วัน และ 2 สัปดาห์ มีค่าลดลงอย่างรวดเร็วอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และจะค่อยๆ ลดลงเมื่อระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น



ภาพที่ 4.21 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่า SGOT (units.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

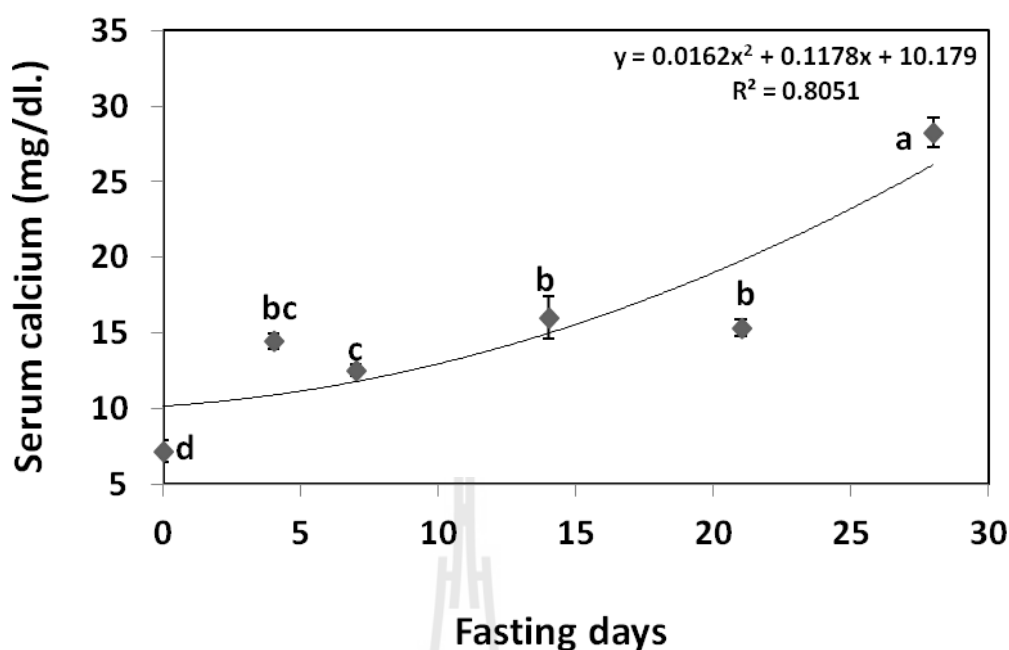
ค่า Serum glutamic oxaloacetic transaminase (SGOT) หรือค่า Aspartate aminotransferase (AST) เป็นค่าที่บ่งบอกการทำงานของเอนไซม์ aspartate aminotransferase ที่สร้างขึ้นเมื่อเกิดความเสียหายกับเนื้อเยื่อตับ หัวใจ กล้ามเนื้อ ตับอ่อนหรือไต ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลานู๋ทรายมีค่า SGOT อยู่ในช่วง 16.25 - 44.17 units และพบว่าตั้งแต่เริ่มต้นจนถึงระยะท้ายของการอดอาหารที่ 3 และ 4 สัปดาห์ ค่า SGOT ลดลงอย่างรวดเร็วอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาความสัมพันธ์ระหว่างค่า SGOT เป็นดังสมการ $y = 0.0315x^2 - 1.8769x + 44.06$ ($R^2 = 0.9774$)



ภาพที่ 4.22 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่า SGPT (units.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

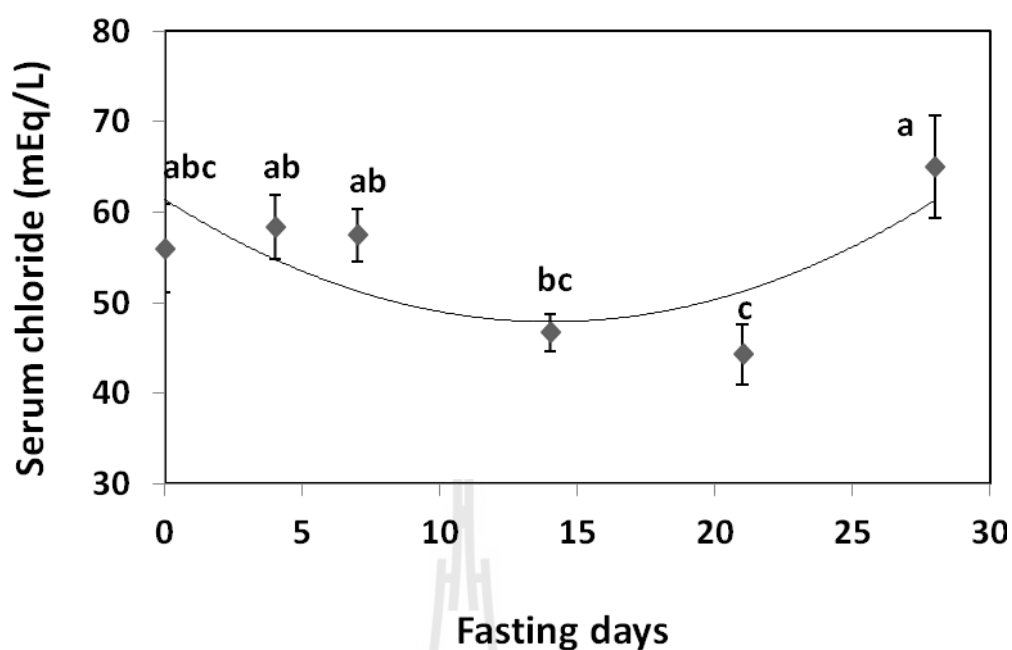
ค่า Serum glutamic pyruvic transaminase (SGPT) หรือค่า Alanine aminotransferase (ALT) เป็นค่าที่บ่งบอกการทำงานของเอนไซม์ alanine aminotransferase ที่สร้างขึ้นเมื่อเกิดความเสียหายกับอวัยวะต่างๆ โดยเฉพาะตับ ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบูทรายมีค่า SGPT อยู่ในช่วง 19.17 - 35.09 units และพบว่าตลอดระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์ SGPT มีค่าลดลงแต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาความสัมพันธ์ระหว่างค่า SGPT เป็นดังสมการ $y = 0.0574x^2 - 1.9138x + 37.5$ ($R^2 = 0.8033$)



ภาพที่ 4.23 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าแคลเซียม (mg/dl.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

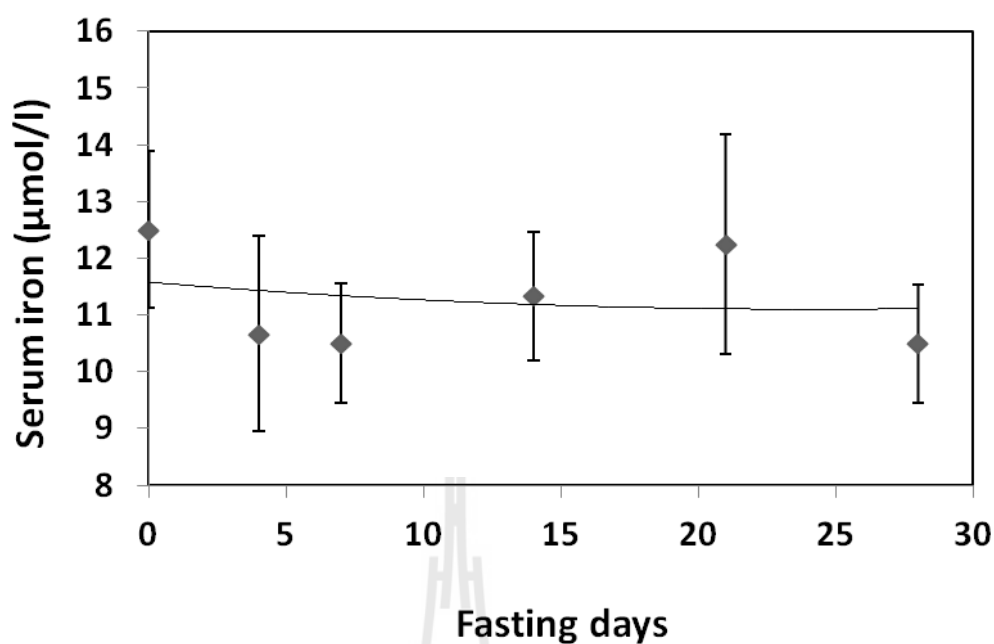
ค่าแคลเซียม (Calcium) เป็นค่าที่บ่งชี้แร่ธาตุชนิด แคลเซียมในกระแสเลือดในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าแคลเซียมอยู่ในช่วง 7.18 - 28.26 mg/dl. และพบว่าค่าแคลเซียมในช่วง 4 วันแรกของการอดอาหารมีค่าสูงขึ้นอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และจะมีค่าสูงที่สุดที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์ ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาความสัมพันธ์ระหว่างค่าแคลเซียมเป็นดังสมการ $y = 0.0162x^2 + 0.1178x + 10.179$ ($R^2 = 0.8051$)



ภาพที่ 4.24 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าคลอไรด์ (mEq/L.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าคลอไรด์ (Chloride) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงแร่ธาตุคลอไรด์ที่เกี่ยวข้องกับการรักษาสมดุลของร่างกาย ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าคลอไรด์อยู่ในช่วง 44.30 - 65.08 mEq/l. และพบว่าการอดอาหารในช่วงระยะเวลา 2 อาทิตย์แรก ค่าคลอไรด์มีค่าลดลง และจะมีค่าปรับสูงขึ้นที่ระยะเวลาการอดอาหาร 3 - 4 สัปดาห์อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$)

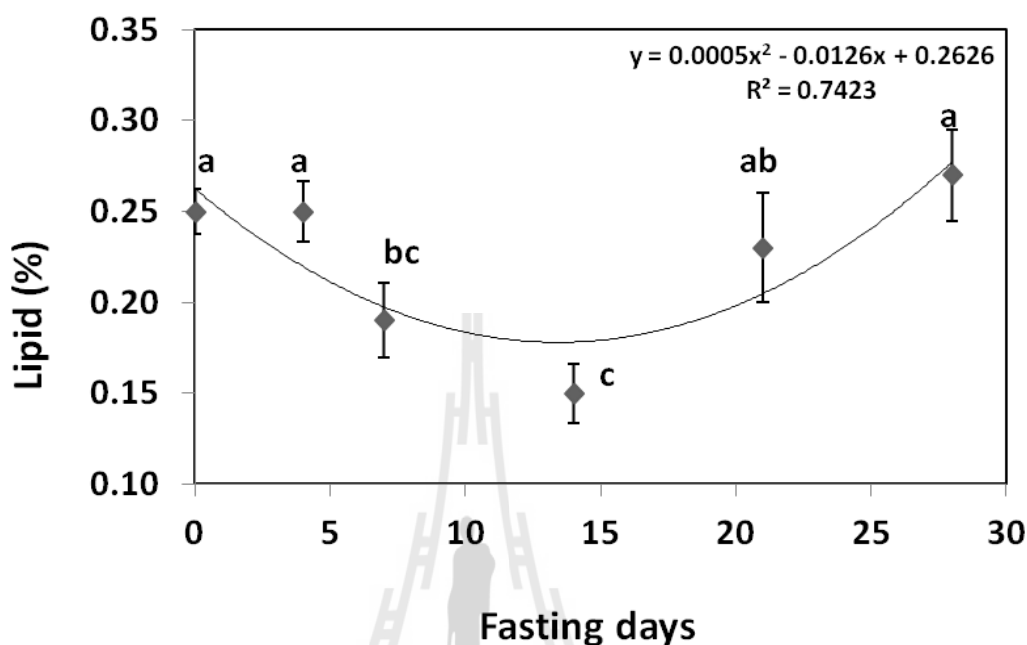


ภาพที่ 4.25 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเหล็ก ($\mu\text{mol/l}$.)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ค่าธาตุเหล็ก (Iron) เป็นค่าที่บ่งบอกระดับของธาตุเหล็กที่มีในน้ำเลือด ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีค่าธาตุเหล็กอยู่ในช่วง 10.50 - 12.50 $\mu\text{mol/l}$ และในการศึกษาครั้งนี้พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 4 สัปดาห์ ไม่ส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงค่าธาตุเหล็กแต่อย่างใด

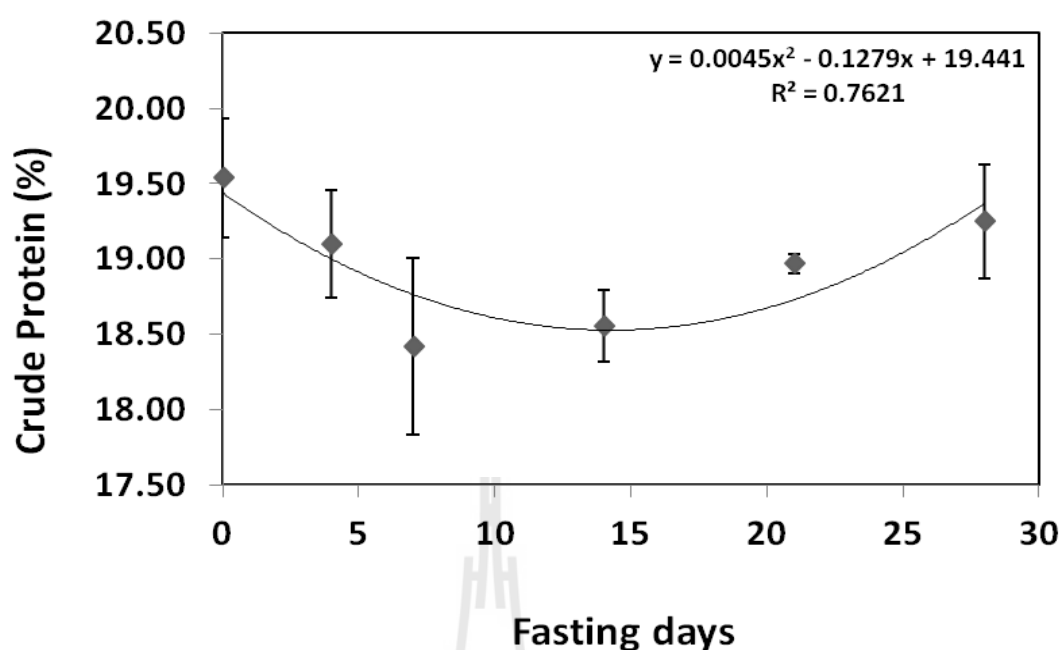
4.1.4 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลา 0, 4, 7, 14, 21 และ 28 วัน ต่อค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา อันได้แก่ ค่าไขมัน โปรตีน เถ้า และความชื้น



ภาพที่ 4.26 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลา (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

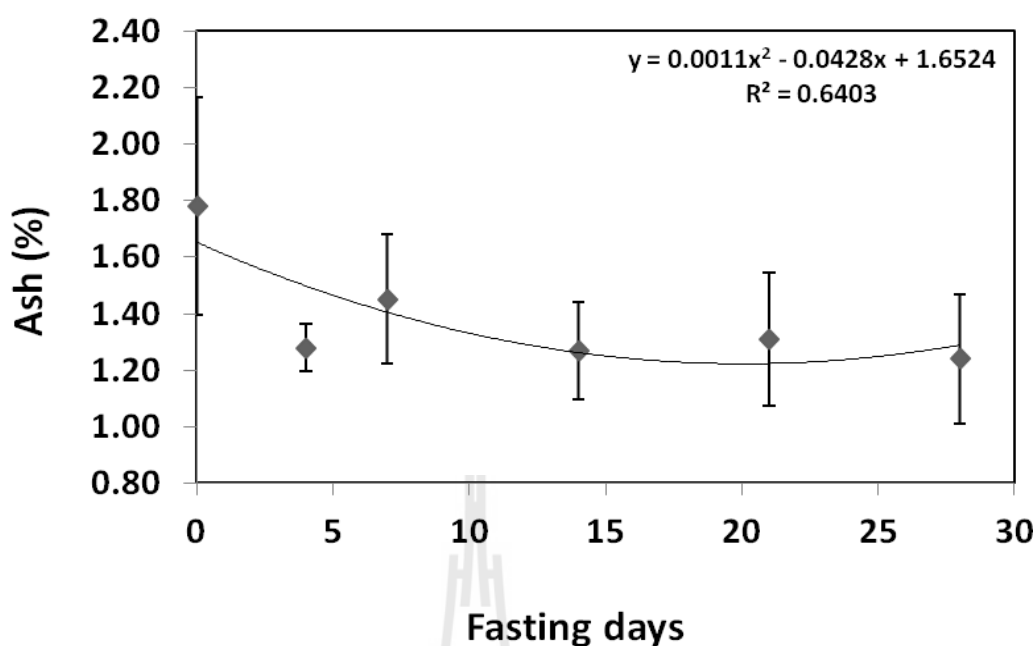
ไขมัน (Lipid) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงองค์ประกอบที่เป็นไขมันในเนื้อปลา ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาทูทรายมีไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาอยู่ในช่วง 0.15 - 0.27 เปอร์เซ็นต์ และพบว่าสัปดาห์แรกของการอดอาหาร ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลามีค่าลดลงอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$) และลดลงต่ำที่สุดในช่วงสัปดาห์ที่สองของการอดอาหาร แต่หลังจากนั้นจะค่อยปรับค่าสูงขึ้นเทียบเท่ากับการอดอาหารในระยะแรก ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาความสัมพันธ์ระหว่างไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อเป็นดังสมการ $y = 0.0005x^2 - 0.0126x + 0.2626$ ($R^2 = 0.7423$)



ภาพที่ 4.27 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลา (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

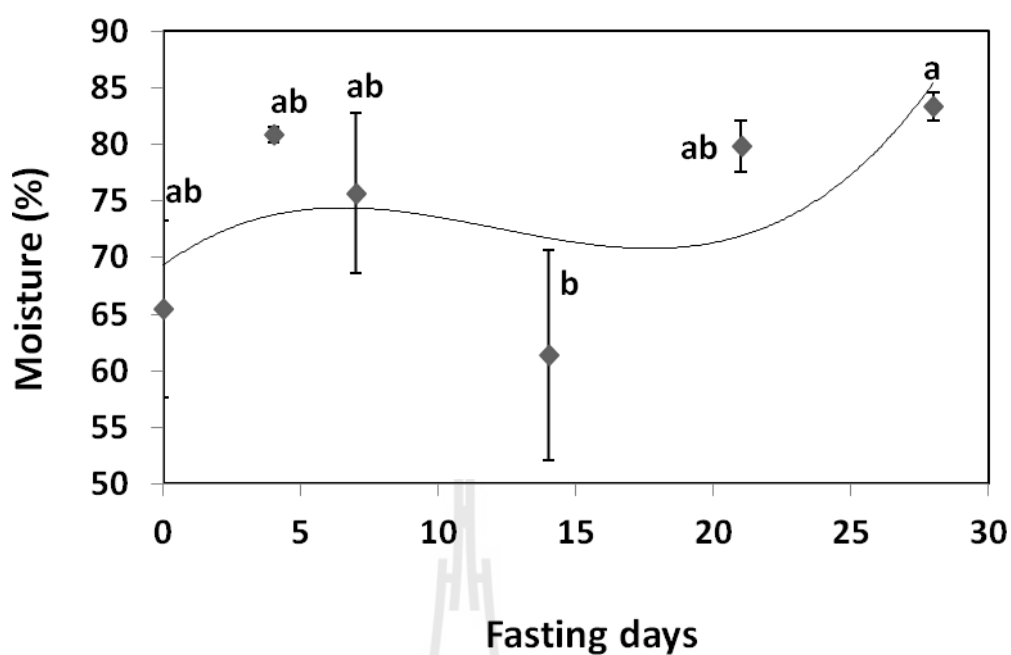
โปรตีน (Protein) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลา ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลาบู่ทรายมีโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาอยู่ในช่วง 18.42 - 19.54 เปอร์เซ็นต์ และพบว่าในระยะแรกของการอดอาหารโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลามีค่าลดลงและมีระดับต่ำที่สุดที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 2 สัปดาห์ จากนั้นจะค่อยปรับค่าสูงขึ้นจนถึงระยะสุดท้ายของการอดอาหารที่ 4 สัปดาห์ แต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาเป็นดังสมการ $y = 0.0045x^2 - 0.1279x + 19.441$ ($R^2 = 0.7621$)



ภาพที่ 4.28 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าเถ้าที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลา (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่ต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

เถ้า (Ash) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงองค์ประกอบอีกชนิดหนึ่งในเนื้อปลา ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลานู๋ทรายมีค่าเถ้าที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาอยู่ในช่วงร้อยละ 1.24 - 1.781 และในการศึกษาครั้งนี้พบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 4 สัปดาห์ เถ้าที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลามีค่าลดลงแต่ไม่แตกต่างทางสถิติ ($P > 0.05$) ในการศึกษาครั้งนี้สามารถหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างค่าเถ้าที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาเป็นดังสมการ $y = 0.0011x^2 - 0.0428x + 1.6524$ ($R^2 = 0.6403$)



ภาพที่ 4.29 ผลของสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ต่อค่าความชื้นที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลา (%)

หมายเหตุ: ตัวอักษรที่แตกต่างกันแสดงความแตกต่างทางสถิติ ($P < 0.05$)

ความชื้น (Moisture) เป็นค่าที่บ่งบอกความชื้นที่มีในเนื้อปลา ในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปลานู๋ทรายมีค่าความชื้นในเนื้อปลาอยู่ในช่วงร้อยละ 61.36 - 83.37 และในการศึกษาครั้งนี้พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 2 สัปดาห์ ค่าความชื้นเริ่มลดลงและจะมีค่าปรับสูงขึ้นที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 4 สัปดาห์ อย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($P < 0.05$)

4.2 การอภิปรายผล

4.2.1 ผลการเจริญเติบโต

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าน้ำหนักตัว คชดัชนี อัตราการเจริญเติบโต พบว่าการรอดอาหารที่ระยะเวลา 4 วัน ส่งผลให้ปลาบู่ทรายมีน้ำหนักตัวและอัตราการเจริญเติบโต จำเพาะมีค่าลดลง แต่ค่าดัชนีคชไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลา ยูโรเปียนฮิลที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 58 วัน พบว่าระยะเวลาการรอดอาหารที่ 31 วัน ส่งผลให้น้ำหนักตัวมีค่าลดลง (Caruso *et al.*, 2010), จากการศึกษาในปลายูโรเปียนซีบาส (european sea bass) ที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 31 วัน พบว่าระยะเวลาการรอดอาหารที่ 31 วัน ส่งผลให้น้ำหนักตัวมีค่าลดลง (Caruso, Denaro, Caruso, mancari, Genoverse and Maricchiolo, 2011), จากการศึกษาในปลาโอลิฟฟลาวเดอร์ (olive flounder) ที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 4 สัปดาห์ พบว่าระยะเวลาการรอดอาหารที่ 3 และ 4 สัปดาห์ ส่งผลให้น้ำหนักตัวและอัตราการเจริญเติบโต จำเพาะ มีค่าลดลง (Cho, Lee, Park and Ji, 2006) และจากการศึกษาในปลาจูเวนไนล์ไวท์ซักเกอร์ที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 12 สัปดาห์ พบว่าระยะเวลาการรอดอาหารที่ 12 สัปดาห์ ส่งผลให้ คชดัชนีไม่มีการเปลี่ยนแปลง (Bandein and Leatherland, 1997) การศึกษาถึงผลของการรอดอาหาร ที่ระยะเวลาต่างๆ ต่ออัตราการเจริญเติบโตในปลาชนิดต่างๆ ให้ผลอัตราการเจริญเติบโตที่ลดลง โดยมีน้ำหนักตัวและคชดัชนีที่ลดลง แต่ทั้งนี้อาจแตกต่างกันในสัตว์ชนิดอื่นก็เป็นได้

4.2.2 ผลทางโลหิตวิทยาและระบบภูมิคุ้มกัน

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางโลหิตวิทยาในสภาวะการรอดอาหาร ของปลาบู่ทรายพบว่าที่ระยะเวลาการรอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้ค่าเม็ดเลือดแดงอัดแน่นสูงขึ้น และ เม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil สูงขึ้น และตลอดระยะเวลาการรอดอาหารที่ 28 วัน ค่าฮีโมโกลบิน, เม็ดเลือดแดง, เม็ดเลือดขาวชนิด lymphocyte, monocyte, neutrophil/lymphocyte ไม่เปลี่ยนแปลง ซึ่ง สอดคล้องกับการศึกษาในปลายูโรเปียนฮิลที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 58 วัน พบว่าที่ ระยะเวลาการรอดอาหารที่ 42 วัน ส่งผลให้ค่าเม็ดเลือดแดงอัดแน่นมีค่าสูงขึ้น (Caruso *et al.*, 2010) และการศึกษาในปลาแอตแลนติกแซลมอน (atlantic salmon) ที่ทำการรอดอาหารเป็นระยะเวลา 53 ชั่วโมง พบว่าการรอดอาหารที่ระยะเวลาเพียงแค่ 1 ชั่วโมงส่งผลให้ค่าเม็ดเลือดแดงอัดแน่นมีค่าสูงขึ้น เช่นกัน (Olsen, Sundell, Hansen, Hemre, Myklebust, Mayhew and Ring, 2002) และจากผลการ ทดลองที่พบว่าค่าเม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil สูงขึ้นอาจเป็นตัวบ่งชี้ถึงสภาวะที่อาจก่อให้เกิดโรค อันเนื่องมาจากการขาดสารอาหารหรือสภาวะความเครียดที่เป็นผลมาจากสภาวะการรอดอาหารก็ เป็นได้ ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์และระยะเวลาการรอดอาหารอีกด้วย

4.2.3 ผลค่าเคมีในเลือด

ผลของค่าเคมีในเลือดที่เกี่ยวข้องกับแหล่งพลังงาน

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือดในสภาวะการอดอาหารของปลานู๋ทรายพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้ค่าไตรกลีเซอไรด์สูงขึ้น ซึ่งอาจเป็นตัวบ่งชี้ได้ว่า ปลานู๋ทรายอาจเริ่มมีการสลายพลังงานในส่วนที่เป็นไขมันที่เก็บไว้ตามส่วนต่างๆ ของร่างกายออกมาใช้ก็เป็นได้ โดยไตรกลีเซอไรด์ เป็นไขมันแท้จริงในกระแสเลือด ซึ่งแตกต่างจากคลอเลสเตอรอลเพราะคลอเลสเตอรอลเป็นสารคล้ายขี้ผึ้งไม่มีค่าในเชิงพลังงาน ไตรกลีเซอไรด์คือค่าไขมันแท้จริงมีค่าพลังงานเท่ากับ 9 แคลอรีต่อกรัม ในยามที่ร่างกายขาดกลูโคส อาจใช้ไตรกลีเซอไรด์ที่สะสมไว้ออกมาเผาผลาญสร้างพลังงานให้แก่ร่างกายได้ โดยผลการศึกษาครั้งนี้สอดคล้องกับการศึกษาในปลาคราฟ พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารที่ระยะเวลา 2, 4 และ 8 สัปดาห์ มีค่าไตรกลีเซอไรด์ลดลง และในช่วงระยะเวลาของการอดอาหารที่ 6 และ 10 สัปดาห์ จะมีค่าไตรกลีเซอไรด์ปรับสูงขึ้นสลับกันไปต่างจากกลุ่มควบคุม (Friedrich and Stepanowska, 2001), การศึกษาในปลาซิวบาสพบว่าในระยะการอดอาหารเป็นเวลา 20 และ 130 วัน ไตรกลีเซอไรด์จะมีค่าสูงขึ้น และในระยะเวลาการอดอาหารที่ 70 และ 150 วัน ไตรกลีเซอไรด์จะมีค่าลดต่ำลง สลับกันไปมาตลอดระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลาทั้งสิ้น 150 วัน (Echevarria *et al.*, 1997) แต่อย่างไรก็ตามในการศึกษาการอดอาหารของปลานู๋ทรายครั้งนี้ขัดแย้งกับการศึกษาในปลาชนิดอื่นๆ ที่ให้ผลค่าไตรกลีเซอไรด์ที่ลดลงหรือมีค่าไม่เปลี่ยนแปลง เช่น ในการศึกษาในปลาไวท์สเทอเจียน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลาที่ 2-10 สัปดาห์ ค่าไตรกลีเซอไรด์ลดลงต่างจากกลุ่มควบคุม (Hung *et al.*, 1997), การศึกษาในปลาแอนทราดิกที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน พบว่าค่าไตรกลีเซอไรด์ลดต่ำลงทั้งในปลาเพศผู้และเพศเมีย (Stepanowska *et al.*, 2006), การศึกษาในปลาซิวบาสพบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 40-150 วัน ส่งผลให้ค่าไตรกลีเซอไรด์ลดต่ำลง (Zammit and Newsholme, 1979), การศึกษาในปลาเรนโบว์เทราต์ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลาทั้งสิ้น 21 วัน พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 21 วัน ส่งผลให้ค่าไตรกลีเซอไรด์ลดต่ำลงเช่นเดียวกัน (Congleton and Wagner, 2006) แต่ในการศึกษาในปลาฉีกฟิชพบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน ค่าไตรกลีเซอไรด์ไม่มีการเปลี่ยนแปลง (Zammit and Newsholme, 1979) และในการศึกษาในโคที่ทำการอดอาหารพบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 104 ชั่วโมง ไม่ส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงของค่าไตรกลีเซอไรด์แต่อย่างใด (Galylean *et al.*, 1981) ทั้งนี้การเปลี่ยนแปลงของค่าไตรกลีเซอไรด์ในสัตว์แต่ละชนิด และระยะเวลาของการอดอาหารอาจส่งผลให้ค่าไตรกลีเซอไรด์ที่แตกต่างกันออกไป

จากผลการทดลองพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 7 วัน ส่งผลให้ค่ากลูโคสลดลง โดยปกติสัตว์จะใช้พลังงานจากกลูโคสเป็นพลังงานหลักอยู่แล้ว แต่เมื่อปลาบู่ทรายอยู่ในสภาวะของการอดอาหารโดยไม่ได้รับสารอาหารเพิ่มเติมจากภายนอกจึงอาจส่งผลให้การใช้พลังงานจากกลูโคสลดลง หรืออาจเป็นไปได้ที่ปลาบู่ทรายอาจไปนำเอาพลังงานจากแหล่งอื่นมาใช้ก็เป็นได้ ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 4, 6 และ 8 วัน ค่ากลูโคสมีการเปลี่ยนแปลงที่ลดลง จนระยะสุดท้ายของการอดอาหารที่ 8 และ 10 วัน ค่ากลูโคสที่ลดลงเริ่มไม่เปลี่ยนแปลง (Friedrich and Stepanowska, 2001), การศึกษาในปลาแฮลิโวลฟริช พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา 7 วัน มีค่ากลูโคสลดต่ำลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาไวท์สเตอเจียน พบว่าในระยะแรกกลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 2 สัปดาห์ มีค่ากลูโคสที่ลดลง และจะลดลงอย่างรวดเร็วและจะคงที่ที่ระยะสุดท้ายของการอดอาหารที่ 8 และ 10 สัปดาห์ของการอดอาหาร (Hung *et al.*, 1997), การศึกษาในปลาเรนโบว์เทราต์ พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารที่ระยะเวลา 21 วัน มีค่ากลูโคสลดต่ำแตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Congleton and Wagner, 2006) แต่มีการขัดแย้งกับการศึกษาในปลาจูเวนไนล์ไวท์ชัคเกอร์ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 12 สัปดาห์ ค่ากลูโคสไม่มีการเปลี่ยนแปลงใดๆ (Bandein and Leatherland, 1997) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของปลา และระยะเวลาการอดอาหารที่ต่างกันก็เป็นได้

จากผลการทดลองพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 7 วัน ส่งผลให้ค่าไนโตรเจนมีค่าสูงขึ้น และจากผลการทดลองพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 14 วัน ค่าโปรตีนรวมลดลง ซึ่งชี้ให้เห็นอย่างชัดเจนว่า ปลาบู่ทรายได้มีการนำเอาพลังงานจากโปรตีนที่สะสมไว้ตามส่วนต่างๆ ของร่างกายออกมาใช้ โดยพบได้จากค่ายูเรียไนโตรเจนที่สูงขึ้นในช่วง 7 วันแรกหลังอดอาหาร และยังสามารถพบความแตกต่างของการนำโปรตีนรวมในร่างกายมาใช้หลังอดอาหารที่ 14 วันอีกด้วย โดยไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือด (plasma urea nitrogen) เป็นค่าที่บ่งบอกถึงสารประกอบไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือด ซึ่งยูเรียเป็นสารประกอบของของเสียอันเป็นผลผลิตสุดท้ายจากการย่อยสลายโปรตีนโดยตับ ในขั้นตอนสารของเสียจะอยู่ในรูปของแอมโมเนีย (NH_3) และต่อจากแอมโมเนียจึงสร้างเป็นสารยูเรีย โดยในการศึกษาครั้งนี้จะพบว่าค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียที่มีในกระแสเลือดจะมีค่าสูงขึ้นตามระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาซิวบาส พบว่าในระยะการอดอาหารเป็นเวลา 160 วัน จะมีการเปลี่ยนแปลงค่าไนโตรเจนที่สูงขึ้นที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 50 วัน และเพิ่มสูงขึ้นตามระยะเวลาการอดอาหาร (Echevarria *et al.*, 1997), การศึกษาในหมู่นพบว่าการเปลี่ยนแปลงของค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียในกระแสเลือดที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 167 ชั่วโมง (Kornegay, 1964), การศึกษาในโค

ที่ทำการตอน ที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 104 ชั่วโมง พบว่ามีการเปลี่ยนแปลงค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียในกระแสเลือดที่สูงขึ้นจนถึงชั่วโมงที่ 80 ของการอดอาหาร (Galycan *et al.*, 1981) แต่อย่างไรก็ตามในการศึกษาในกระต่าย การอดอาหารที่ระยะเวลา 18-36 ชั่วโมง พบว่าค่าไนโตรเจนจากสารยูเรียในกระแสเลือดไม่มีการเปลี่ยนแปลง (Rothschild *et al.*, 1968) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์

การที่ปลาบู่ทรายได้เริ่มมีการนำโปรตีนที่สะสมไว้ในร่างกายออกมาใช้เป็นแหล่งของพลังงานในสภาวะที่มีการอดอาหารนั้น เป็นตัวบ่งชี้ให้เห็นว่าอาจเริ่มเกิดภาวะวิกฤตแก่ร่างกาย ปลาบู่ทรายก็เป็นได้ จึงได้จำเป็นต้องนำแหล่งพลังงานที่สำคัญคือโปรตีนซึ่งส่วนมากมักจะถูกเก็บไว้ใช้ยามฉุกเฉินออกมาใช้เป็นแหล่งพลังงานในขณะที่มีการอดอาหาร โดยค่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือด เป็นค่าที่บ่งชี้ถึงปริมาณโปรตีนที่สะสมในร่างกาย โดยส่วนใหญ่ถูกผลิตขึ้นมาโดยตับ ปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดที่น้อยเกินไปหรือมากเกินไป อาจเป็นตัวบ่งชี้ความผิดปกติที่เกิดขึ้นในร่างกาย โรคที่เกี่ยวข้องกับตับและโรคอื่นๆ ได้ด้วย ซึ่งค่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดตามปกติจะเป็นค่าผลรวมของ prealbumin, albumin และ globulin โดยในการศึกษาครั้งนี้พบว่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดจะลดลงตามระยะเวลาของการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาไวท์สเทอเจียน พบว่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดจะลดลงที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 4 สัปดาห์ (Hung *et al.*, 1997), การศึกษาในปลาจูเวนไนล์แซลมอน พบว่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดในกลุ่มที่ทำการอดอาหารจะลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุมในสัปดาห์ที่ 2 และ 3 ของการอดอาหาร (Congleton and Wagner, 2006) และนอกจากนี้ยังสอดคล้องกับการศึกษาในหมูขุนอีกด้วยพบว่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดในกลุ่มที่ทำการอดอาหารจะลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุมตั้งแต่ชั่วโมงที่ 15-167 ชั่วโมงของการอดอาหาร (Kornegay, 1964) แต่อย่างไรก็ตามการเปลี่ยนแปลงปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือด ยังขึ้นอยู่กับชนิดของปลาอีกด้วยซึ่งจะขัดแย้งกับการทดลองในปลาแอนทราดิกซึ่งพบว่าปริมาณของโปรตีนรวมในกระแสเลือดที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 52 วันไม่มีการเปลี่ยนแปลงทั้งในปลาเพสคูและเพสเมีย (Stepanowska *et al.*, 2006)

นอกจากนี้ยังพบว่า จากผลการทดลองตลอดระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 28 วัน ค่าทางเคมีที่เกี่ยวข้องกับแหล่งพลังงานของร่างกาย อันได้แก่ ค่าคลอเลสเทอรอล, ค่าอัลบูมิน, ค่าบิลิรูบินรวมและค่าโคเรบิลิรูมิน ยังไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใดอีกด้วย

คลอเลสเทอรอล เป็นสารคล้ายไขมันซึ่งไหลเวียนในเลือด ซึ่งการศึกษาครั้งนี้สอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอน ที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 104 ชั่วโมง ค่าคลอเลสเทอรอลไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด (Galycan *et al.*, 1981) แต่อย่างไรก็ตามขัดแย้งกับการศึกษาในแอทแลนติกแซลมอน พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน ค่าคลอเลสเทอรอลมี

ค่าลดลงทั้งในประหลาดเพศผู้และเพศเมีย (Olsen *et al.*, 2002), การศึกษาในปลาจิวไนล์แซลมอน พบว่าค่าคลอเลสเตอรอลในกลุ่มที่ทำการอดอาหารมีค่าลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุมที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 21 วัน (Congleton and Wagner, 2006) และการศึกษาในหมูขุน พบว่าค่าคลอเลสเตอรอลในกลุ่มที่ทำการอดอาหารมีค่าลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุมตั้งแต่ชั่วโมงที่ 27 - 167 ของการอดอาหาร (Kornegay, 1964) ทั้งนี้อาจเป็นเพราะสัตว์แต่ละชนิดมีการนำแหล่งพลังงานมาใช้

ที่แตกต่างกัน

ค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมิน หรือที่เรียกว่าไข่ขาว คือโปรตีนส่วนใหญ่ที่อยู่ในกระแสเลือด ซึ่งอาจนับว่าเป็นสัดส่วนได้ประมาณ 60 เปอร์เซ็นต์ของโปรตีนรวมในกระแสเลือด ถูกสร้างขึ้นมาเพื่อสร้างความเข้มข้นขึ้นในหลอดเลือดจะได้เกิดความดันออสโมติก (osmotic pressure) ป้องกันสารอาหารมิให้รั่วซึมออกมาภายนอกหลอดเลือด และยังทำหน้าที่เป็นพาหะขนส่งฮอร์โมน เอนไซม์ แร่ธาตุหรือแม้แต่ยาโรคไปยังอวัยวะเป้าหมายต่างๆ โดยในการศึกษาลักษณะนี้พบว่าค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินจะลดลงในช่วงระยะเวลาหนึ่งของการอดอาหารแต่อาจยังไม่สามารถตรวจพบความแตกต่างในระยะเวลาของการอดอาหารที่ 28 วัน ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในกระต่ายโดยพบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 18-36 ชั่วโมง ไม่ทำให้ค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินมีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด (Rothschild *et al.*, 1968) ทั้งนี้การเปลี่ยนแปลงค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินอาจแตกต่างกันตามชนิดของสัตว์อีกด้วย ดังเช่นการศึกษาในโคที่ทำการตอน โดยพบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 104 ชั่วโมง ค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินจะลดลงที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 80 ชั่วโมง (Galvayan *et al.*, 1981) และการศึกษาในหมูขุนพบว่าค่าโปรตีนในกระแสเลือดชนิดอัลบูมินจะลดลงในระยะเวลาการอดอาหารที่ 167 ชั่วโมง (Kornegay, 1964) หากการศึกษาลักษณะนี้มีการอดอาหารเป็นระยะเวลายาวนานขึ้นกว่า 28 วัน อาจทำให้สามารถตรวจพบความแตกต่างของค่าอัลบูมินที่ลดลงก็เป็นได้

บิลิรูบิน เกิดจากการสลายตัวของเซลล์เม็ดเลือดแดงที่หมดอายุ ซึ่งจะถูกกำจัดโดยม้าม โดยม้ามจะทำการสลายฮีโมโกลบิน ซึ่งจะได้หมู่ฮีม (heme) และหมู่อะมิโน ซึ่งหมู่อะมิโนก็จะนำไปใช้ประโยชน์ในร่างกายต่อไป แต่หมู่ฮีม ไม่สามารถที่จะละลายในน้ำเลือดได้จึงต้องอาศัยไปรวมตัวเข้ากับโปรตีนชนิดอัลบูมินเพื่อจับตัวกันลอยไปได้ในกระแสเลือดไปสู่จุดหมายคือที่ตับ จึงเรียกใหม่ว่า บิลิรูบิน แต่ถ้ายังไม่ถึงตับจะถูกเรียกว่า indirect bilirubin แต่ถ้าไปถึงตับแล้วจะถูกเรียกว่า direct bilirubin เมื่อไปรวมตัวกับน้ำดีที่ตับจะถูกปล่อยออกไปตามระบบลำไส้ช่วยในเรื่องการย่อยอาหารต่อไป แต่หมู่ฮีม ไม่สามารถที่จะละลายในน้ำเลือดได้จึงต้องอาศัยไปรวมตัวเข้ากับโปรตีนชนิดอัลบูมินเพื่อจับตัวกันลอยไปได้ในกระแสเลือดไปสู่จุดหมายคือที่ตับ จึงเรียกใหม่ว่า บิลิรูบิน แต่ถ้ายังไม่ถึงตับจะถูกเรียกว่า indirect bilirubin แต่ถ้าไปถึงตับแล้วจะถูกเรียกว่า direct

bilirubin เมื่อไปรวมตัวกับน้ำดีที่ตับจะถูกปล่อยออกไปตามระบบลำไส้ช่วยในเรื่องการย่อยอาหารต่อไป ซึ่งจากการศึกษาครั้งนี้สอดคล้องกับการศึกษาในหนู พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 9 และ 11 สัปดาห์ ไม่ส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงค่าบิลิรูบินรวมในกระแสเลือดแต่อย่างใดทั้งในหนูเพศผู้และเพศเมีย (Bertile *et al.*, 2003) และการศึกษาในตัวสาเบิล (sable) (Mustonen, Puukka, Saarela, Paakkonen, Aho and Nieminen, 2006) พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 4 วัน ไม่มีการเปลี่ยนแปลงค่าของบิลิรูบินรวมในกระแสเลือด แต่อย่างไรก็ตามขัดแย้งกับการศึกษาในสัตว์ชนิดอื่นๆ เช่น การศึกษาในโคนมซึ่งทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 7 วัน พบว่าระยะเวลาการอดอาหารที่ 2 วันเท่านั้น ส่งผลให้ค่าบิลิรูบินรวมในกระแสเลือดมีค่าลดลง (Mestonen *et al.*, 2004) และการศึกษาในโคที่ทำการตอนที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 104 ชั่วโมง พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 18 และ 32 ชั่วโมงเท่านั้นที่ส่งผลให้ค่าบิลิรูบินรวมในกระแสเลือดสูงขึ้น แตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Galylean *et al.*, 1981) ทั้งนี้การเปลี่ยนแปลงค่าบิลิรูบินรวมอาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์ด้วย

โคเรคบิลิรูบิน คือบิลิรูบินรวมที่มีอยู่ในกระแสเลือดที่ส่งผ่านไปยังตับ แล้วรวมตัวกับน้ำดีจนมีคุณสมบัติละลายน้ำได้ ปรากฏเป็นของเหลวสีเหลือง แล้วปล่อยออกทางท่อน้ำดีเข้าสู่ลำไส้เล็กเพื่อช่วยในการย่อยอาหารและกลายเป็นกากอาหารต่อไป มีโคเรคบิลิรูบินส่วนน้อยที่ถูกปล่อยออกทางท่อน้ำดีไม่ทันจึงล้นเข้าสู่กระแสเลือด จึงเป็นหน้าที่ของไตที่จะต้องกรองเอาโคเรคบิลิรูบินออกมาทางปัสสาวะ ซึ่งจากการศึกษาครั้งนี้ไม่พบความแตกต่างของค่าโคเรคบิลิรูบินตลอดระยะเวลาของการอดอาหารที่ 28 วัน เนื่องจากการศึกษาสภาวะการอดอาหารที่ส่งผลต่อค่าโคเรคบิลิรูบินทั้งในปลาหรือสัตว์ชนิดอื่นๆ ยังมีจำนวนน้อยมาก แต่อย่างไรก็ตามในการศึกษาครั้งนี้ให้ผลขัดแย้งกับการศึกษาในโคที่ทำการตอนที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 104 ชั่วโมง พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 18 ชั่วโมงเท่านั้นที่ส่งผลให้ค่าโคเรคบิลิรูบินในกระแสเลือดสูงขึ้น แตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Galylean *et al.*, 1981) แต่อาจเป็นไปได้ว่าชนิดของสัตว์ที่ต่างกันอาจส่งผลให้ค่าของโคเรคบิลิรูบินที่ต่างกันก็ได้

ผลของค่าเคมีในเลือดที่เกี่ยวข้องกับการทำงานของเอนไซม์

โดยสภาวะการอดอาหารที่เกิดขึ้น ทำให้ปลาบูทรายไม่ได้รับอาหารจากภายนอก จึงอาจส่งผลให้ค่าการทำงานของกิจกรรมเอนไซม์ต่างๆ จึงมีค่าลดลง

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือดในสภาวะการอดอาหารของปลาบูทรายพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้ค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสมีค่าลดต่ำลง โดยค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสเป็นค่าที่บ่งบอกถึงการทำงานของเอนไซม์ชนิด phosphatase ซึ่งถูกสร้างมาจากหลายแหล่งแต่ที่มีมากในตับและในกระดูกซึ่งจะช่วยให้ทราบสภาวะความผิดปกติของตับและกระดูก ซึ่งสอดคล้องกับการทดลองในปลาเรนโบว์เทราต์ ที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา

21 วัน พบว่าค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสในกลุ่มที่ทำการอดอาหารมีค่าลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุม ที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 14 และ 21 วัน (Congleton and Wagner, 2006), การศึกษาในปลาไซนุก แชลมอน (chinook salmon) ที่ทำการนำมาเลี้ยงในห้องแล็บ พบว่าค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสในกลุ่ม ที่ทำการอดอาหารมีค่าลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุมตั้งแต่วัยแรกๆที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา 52 วัน (Congleton and Wagner, 2006), เช่นเดียวกับการศึกษาในโคที่ทำการตอน เมื่อทำการอดอาหาร เป็นเวลา 104 ชั่วโมง พบว่าค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสในกลุ่มที่ทำการอดอาหารมีค่าลดลงแตกต่าง จากกลุ่มควบคุม (Galylean *et al.*, 1981) และในปลาไซนุกแชลมอนที่ทำการอพยพถิ่นที่นำมาศึกษา ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 10 วัน พบว่าค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสจะลดลงในระยะแรกของการอดอาหารช่วงวันที่ 1 และ 3 ของการอดอาหารเท่านั้น (Congleton and Wagner, 2006) จะเห็นได้ว่าในปลาแต่ละชนิดที่มีการอดอาหารจะส่งผลให้ค่าอัลคาไลน์ฟอสฟาเตสลดต่ำลงเช่นเดียวกัน

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือดในสภาวะการอดอาหาร ของปลานู๋ทรายพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้เอนไซม์อะมิเลสลดลง ซึ่งเป็น เอนไซม์ที่ทำการย่อยอาหารประเภทคาร์โบไฮเดรต เช่น ข้าว แป้ง ฯลฯ มีแหล่งผลิตที่สำคัญ 2 แหล่งใหญ่คือ จากต่อมน้ำลายที่อยู่ในปากและตับอ่อนที่ทำการย่อยอาหารที่ส่งต่อมาจากปากใน ลำไส้ ค่าอะมิเลสยังบ่งบอกถึงสุขภาพของตับอ่อน ถ้าตับอ่อนเป็นปกติดี อะมิเลส ส่วนใหญ่ก็จะย่อย และปนติดอยู่กับกากอาหาร หลุดพ้นออกไปพร้อมอุจจาระ โดยมีส่วนน้อยที่ถูกดูดซึมผ่านลำไส้เล็ก พร้อมๆสารอาหาร ผ่านไปสู่ตับและเข้าสู่กระแสเลือดแต่ด้านสุดท้ายคือ ไต ก็ยังจะช่วยกรองจาก เลือดออกทิ้งทางปัสสาวะด้วย ดังนั้นอะมิเลสในเลือดจำนวนน้อยส่วนที่ตกค้างอยู่ จึงเป็นปริมาณที่ ตรวจพบได้จากเลือดและวัดผลได้ ซึ่งในการศึกษาครั้งนี้พบว่าค่าอะมิเลสจะลดลงอย่างรวดเร็วใน ระยะแรกของการอดอาหาร และจะค่อยๆลดลงเมื่อระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น ซึ่งสอดคล้อง กันกับการศึกษาเปรียบเทียบในปลา 2 ชนิดคือปลาเตอเจียนและปลาเรนโบว์เทราต์ ที่ทำการอด อาหารเป็นเวลา 72 วัน พบว่าระยะแรกของการอดอาหารที่ 10 และ 30 วัน ค่าอะมิเลสมีค่าลดลง อย่างรวดเร็วในปลาทั้ง 2 ชนิด แต่ในค่าอะมิเลสในปลาเตอเจียนก็ยังมีค่าสูงกว่าในปลาเรนโบว์เทราต์จนเมื่อระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้นผ่านไปเป็น 40 และ 72 วัน จึงพบว่าค่าอะมิเลสในปลา ทั้ง 2 ชนิด ลดลงเท่าๆกัน (Furne, Garcia-Gallego, Hidalgo, Morales, Domezain, Domezain and Sanz, 2008) และการศึกษาในแมลงสาบ (american cockroach) พบว่าค่าอะมิเลสลดลงตาม ระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้นที่ 2 และ 4 สัปดาห์เช่นกัน (Mikani, Wang and Takeda, 2012)

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือดในสภาวะการอดอาหาร ของปลานู๋ทรายพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้ค่าการทำงานของเอนไซม์ SGOT ต่ำลง SGOT เป็นเอนไซม์ที่สามารถตรวจพบได้ในกระแสเลือด ซึ่งสร้างขึ้นมาจากความเสียหาย ของตับ เม็ดเลือดแดง หัวใจ กล้ามเนื้อ ตับอ่อนหรือไต ดังนั้นยิ่งค่า SGOT สูงขึ้นเพียงใดจะสะท้อน

ให้เห็นถึงจำนวนเซลล์ของอวัยวะดังกล่าวบอบช้ำมากเท่านั้น จากการศึกษาครั้งนี้สอดคล้องกับการศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 4, 8 และ 10 สัปดาห์ ค่า SGOT มีค่าลดลง (Friedrich and Stepanowska, 2001) แต่ในการศึกษาครั้งนี้ขัดแย้งกับการศึกษาในโคนม ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 7 วัน โดยพบว่า การอดอาหารที่ระยะเวลา 5 และ 7 วัน ส่งผลให้ค่า SGOT สูงขึ้น (Mestonen *et al.*, 2004), การศึกษาในโคที่ทำการตอน เมื่อทำการอดอาหารเป็นเวลา 104 ชั่วโมง (Galylean *et al.*, 1981) และการศึกษาในหนูที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา 1 วัน (Holecek and Kovarik, 2011) พบว่าค่า SGOT ไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด ทั้งนี้อาจเนื่องมาจาก การอดอาหารของปลานู๋ทราย ทำให้ปลาไม่มีกิจกรรมของเอนไซม์ที่จะส่งผลกระทบต่ออวัยวะที่เกี่ยวข้องให้เกิดความเสียหาย จึงเป็นเหตุให้ค่า SGOT มีค่าลดต่ำ แต่ทั้งนี้อาจแตกต่างในสัตว์แต่ละชนิดด้วยที่เมื่อเกิดสภาวะการอดอาหาร อาจส่งผลให้เกิดการเปลี่ยนแปลงค่าการทำงานของเอนไซม์ SGOT ที่อาจส่งผลเสียต่ออวัยวะนั้นๆ ได้

เช่นเดียวกับการอดอาหารที่ระยะเวลา 28 วัน ที่ไม่พบความแตกต่างในการทำงานของเอนไซม์ SGPT แต่อย่างใด SGPT เป็นเอนไซม์ที่สามารถตรวจพบได้ในกระแสเลือด ซึ่งสร้างขึ้นมาจากความเสียหายของอวัยวะต่างๆ โดยเฉพาะในตับ มักจะตรวจพบคู่กับ SGOT ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอนเมื่อทำการอดอาหารเป็นเวลา 104 ชั่วโมง (Galylean *et al.*, 1981) และการศึกษาในปลาคราฟ เมื่อทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 10 สัปดาห์ (Friedrich and Stepanowska, 2001) พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงค่า SGPT แต่อย่างใด แต่การศึกษาครั้งนี้ขัดแย้งกับการศึกษาในโคนม ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 7 วัน โดยพบว่า การอดอาหารที่ระยะเวลา 5 และ 7 วัน ส่งผลให้ SGPT มีค่าสูงขึ้น (Mestonen *et al.*, 2004) ทั้งนี้อาจด้วยเหตุผลดังที่กล่าวมาข้างต้น

จากการศึกษาถึงการเปลี่ยนแปลงของค่าทางเคมีในเลือดในสภาวะการอดอาหารของปลานู๋ทรายพบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหาร 4 วัน ส่งผลให้ค่าแคลเซียมมีค่าสูงและจะเพิ่มสูงขึ้นตามระยะเวลาการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น โดยแคลเซียมเป็นแร่ธาตุชนิดหนึ่งที่ทำหน้าที่เกี่ยวข้องกับการสร้างกระดูก และสมดุลของร่างกาย ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 18 และ 80 ชั่วโมง ค่าแคลเซียมมีการเปลี่ยนแปลงที่สูงขึ้นต่างจากกลุ่มควบคุม (Galylean *et al.*, 1981) แต่การศึกษาครั้งนี้จะขัดแย้งกับการศึกษาในปลาเรนโบว์เทราต์ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 21 วัน, ในปลาแซลมอนที่ทำการอพยพถิ่นอดอาหารเป็นระยะเวลา 3 วัน พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงของค่าแคลเซียม (Congleton and Wagner, 2006) และในการศึกษาในสัตว์ชนิดอื่นเช่นการศึกษาในหมูขุน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารที่ระยะเวลาตั้งแต่ 51 - 167 ชั่วโมง มีค่าแคลเซียมที่ลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Kornegay, 1964) โดยการเพิ่มสูงขึ้นของค่าแคลเซียมในสภาวะที่มีการอดอาหารของปลานู๋ทรายนี้อาจเนื่องด้วยมาจาก 2 ปัจจัยด้วยกัน คือ ปัจจัยที่หนึ่ง ปลานู๋ทรายอดอาหารจึงเกิดความเครียด หรือความเครียดที่เกิดจากปัจจัยที่ไม่ทราบ

สาเหตุ ซึ่งจะส่งผลต่อการทำงานของฮอร์โมนไทรอยด์ ให้เกิดการหลั่งมากเกินไปเป็นเหตุให้ไปกระตุ้นการสลายกระดูก ทำให้แคลเซียมในกระแสเลือดสูงขึ้นจากนั้นจะไปยับยั้งการหลั่งฮอร์โมนพาราไทรอยด์ซึ่งเป็นฮอร์โมนที่เกี่ยวข้องกับการเจริญเติบโตของร่างกาย ดังนั้นจึงทำให้สามารถตรวจพบค่าของแคลเซียมที่สูงขึ้น และปัจจัยที่สองคือ การตอบสนองทางสรีรวิทยาบางส่วนที่นอกเหนือจากการควบคุมโดยฮอร์โมน เมื่อร่างกายขาดการหลั่งฮอร์โมนพาราไทรอยด์ ก็จะทำหน้าที่ขับแคลเซียมออกมาทางปัสสาวะมากขึ้น โดยถ้าสามารถทำการตรวจวัดค่าแคลเซียมในปัสสาวะของปลาทรายในขณะที่มีการอดอาหารได้ อาจพบว่ามีค่าแคลเซียมที่สูงได้เช่นกัน แต่ในทางปฏิบัติอาจทำได้ยาก ซึ่งการศึกษานี้สอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 18 และ 80 ชั่วโมง ค่าแคลเซียมมีการเปลี่ยนแปลงที่สูงขึ้นต่างจากกลุ่มควบคุม (Galvyan *et al.*, 1981) แต่การศึกษากครั้งนี้จะขัดแย้งกับการศึกษาในปลาเรนโบว์เทราต์ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 21 วัน และในปลาแซลมอนที่ทำการอพยพถิ่นอดอาหารเป็นระยะเวลา 3 วัน พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงของค่าแคลเซียม (Congleton and Wagner, 2006) และในการศึกษาในสัตว์ชนิดอื่นเช่นการศึกษาในหมูุน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารที่ระยะเวลาตั้งแต่ 51-167 ชั่วโมง มีค่าแคลเซียมที่ลดลงแตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Kornegay, 1964) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์อีกด้วย

ในการรักษาสมดุลของร่างกายปลานอกจากแร่ธาตุแคลเซียมแล้วยังมีความสัมพันธ์กับแร่ธาตุชนิดอื่นอีกด้วย เช่น คลอไรด์ โดยตลอดระยะเวลา 28 วัน ของการอดอาหารในปลาทรายนั้น พบว่าค่าคลอไรด์มีการปรับค่าสูงขึ้นสัมพันธ์กับการเปลี่ยนแปลงของค่าแคลเซียม แต่อาจจะยังไม่สามารถตรวจพบค่าความแตกต่างได้ในช่วงระยะเวลาที่ทำการทดลอง หากมีระยะเวลาการอดอาหารที่มากขึ้น อาจสามารถตรวจพบค่าความแตกต่างที่สูงขึ้นได้ โดยคลอไรด์เป็นสารสำคัญที่มีในสารละลายในน้ำเลือด เช่นเดียวกับ โซเดียม โพแทสเซียม และแคลเซียม มีบทบาทสร้างสภาวะความสมดุลระหว่างของเหลวภายในและภายนอกเซลล์ ปริมาตรของน้ำเลือดให้มีขนาดพอดี ความดันเลือดให้อยู่ในระดับปกติ และความเป็นกรด (pH) ของของเหลวทั่วร่างกายมิให้สูงหรือต่ำเกินไป ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอน ที่ทำการทดลองการอดอาหารที่ระยะเวลา 104 ชั่วโมง พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา 18 ชั่วโมงเท่านั้นที่มีค่าคลอไรด์สูงขึ้นแตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Galvyan *et al.*, 1981) แต่ขัดแย้งกับการศึกษาในหนู พบว่าการอดอาหารตั้งแต่ชั่วโมงที่ 72-120 พบว่าค่าคลอไรด์มีค่าลดลง (Owen, Markus, Sarshik and Mozzoli, 1973) และการศึกษาในหนูที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 3 วัน พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงค่าคลอไรด์แต่อย่างใด (Young and Levin, 1990) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์ และการรักษาสมดุลของร่างกายในสัตว์นั้นๆ ด้วย

เช่นเดียวกันกับแร่ธาตุเหล็ก ที่พบว่าตลอดระยะเวลาของการอดอาหารที่ 28 วัน แร่ธาตุเหล็กไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด โดยธาตุเหล็กนั้นเป็นแร่ธาตุจำวนน้อยชนิด ที่จำเป็นต้องมีใช้ในร่างกาย ซึ่งร่างกายจะขาดมิได้ เป็นส่วนประกอบหลักของฮีโมโกลบินถึงร้อยละ 66 เพื่อสร้างเม็ดเลือดแดงให้เป็นสีแดงและใช้จับออกซิเจนให้กับเม็ดเลือดแดง จากการศึกษาครั้งนี้ สอดคล้องกับการศึกษาในโคที่ทำการตอนที่ทำการทดลองการอดอาหารที่ระยะเวลา 104 ชั่วโมง พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารค่าธาตุเหล็กไม่แตกต่างจากกลุ่มควบคุม (Galyean *et al.*, 1981) แต่ขัดแย้งกับการศึกษาในเหยี่ยวสายพันธุ์ greek orthodox christian พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นเวลา 7 วัน มีค่าของธาตุเหล็กสูงขึ้นกว่ากลุ่มควบคุม (Papadaki, Valsta, Lampi, Adlercreutz, Vardavas and Kafatos, 2011) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์ โดยสัตว์ชนิดที่แตกต่างกันอาจมีความจำเป็นในการใช้ธาตุเหล็กที่แตกต่างกันได้

4.2.4 ผลค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา

จากผลการศึกษาถึงสภาวะการอดอาหารในปลาบู๋ทราย พบว่าที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 7 วัน จะส่งผลให้ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาลดลง ซึ่งจะมีความสอดคล้องกับผลการศึกษาที่ตรวจพบได้ว่า การอดอาหารที่ระยะเวลา 4 วัน ส่งผลให้ค่าไตรกลีเซอไรด์มีค่าสูงขึ้นเช่นกัน ดังนั้นชี้ให้เห็นว่า ระยะเวลาการอดอาหารที่ 7 วันเป็นต้นไป ปลาบู๋ทรายได้เริ่มมีการนำเอาไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อมาใช้เป็นแหล่งพลังงานในการดำรงชีวิต ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาจูเวนไนล์ไวท์ชั๊กเกอร์ พบว่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลงที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 56 วัน (Bandeem and Leatherland, 1997), การศึกษาในปลาไทยลา พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 15, 30 และ 45 วัน ส่งผลให้ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Salam *et al.*, 2000), การศึกษาในปลาเทราต์ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 8 และ 30 วัน ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 19 วัน ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาไวท์สเดอเจียน พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 4, 6, 8 และ 10 สัปดาห์ มีการเปลี่ยนแปลงไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Hung *et al.*, 1997) และการศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 12 สัปดาห์ ค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดลง (Friedrich and Srepanowska, 2001) แต่ทั้งนี้การศึกษากการอดอาหารในปลาบู๋ทรายครั้งนี้ขัดแย้งกับการศึกษาในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน พบว่าค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่เปลี่ยนแปลง (Mustafa, 1982), การศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 19 วัน ไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่เปลี่ยนแปลง (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาแอทแลนติก พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงไขมันที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลาทั้งในปลาเพศผู้และเพศเมียที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน (Stepanowska *et al.*, 2006) และการศึกษา

ในปลาอุโรเปียนชิบาส ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน พบว่าค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลาไม่เปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด (Echevarria *et al.*, 1997) โดยปลาบางชนิดมีการนำเอาแหล่งพลังงานจากไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อมาใช้ในสถานะที่มีการอดอาหารเช่นเดียวกับในปลานู๋ทราย แต่ก็ยังมีปลาอีกหลายชนิดที่อาจใช้พลังงานจากแหล่งอื่นนอกเหนือจากไขมันในขณะ

เกิดสภาวะการอดอาหารได้ ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับชนิดและระยะเวลาของการอดอาหารด้วย

แหล่งของพลังงานหลักที่สำคัญอีกแหล่งหนึ่งคือ โปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อ โดยจากการศึกษาพบว่าตลอดระยะเวลาการอดอาหารที่ 28 วัน โปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลามีแนวโน้มที่จะลดลง แต่อาจยังไม่สามารถตรวจพบค่าความแตกต่างได้ภายในระยะเวลาการอดอาหารที่ทำการศึกษา ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน พบว่าค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่เปลี่ยนแปลง (Mustafa, 1982), การศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารเป็นระยะเวลา 19 วัน โปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่เปลี่ยนแปลง (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาแอนทราดิก พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลาทั้งในปลาเพศผู้และเพศเมีย ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน (Stepanowska *et al.*, 2006) และการศึกษาในปลาอุโรเปียนชิบาส ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน พบว่าค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลาไม่เปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด (Echevarria *et al.*, 1997) แต่ขัดแย้งกับการศึกษาในปลาจูเวนไนล์ไวท์ชั๊กเกอร์ พบว่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลงที่ระยะเวลาการอดอาหารเป็นเวลา 56 วัน (Bandeem and Leatherland, 1997), การศึกษาในปลาไทยลาพบว่าการอดอาหาร ที่ระยะเวลา 15, 30 และ 45 วัน ส่งผลให้โปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Salam *et al.*, 2000), การศึกษาในปลาเทราต์ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 30 วัน โปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Navarro and Gutierrez, 1995), การศึกษาในปลาไวท์สเทอเจียน พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 6-10 สัปดาห์ มีการเปลี่ยนแปลงโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Hung *et al.*, 1997) และการศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 4 สัปดาห์ ค่าโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อเริ่มมีการเปลี่ยนแปลงที่ลดลง (Friedrich and Srepanowska, 2001) หากมีการศึกษาโดยเพิ่มระยะเวลาการอดอาหารในปลานู๋ทรายที่ยาวนานขึ้น อาจสามารถตรวจพบค่าความแตกต่างของโปรตีนที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาที่ลดลงได้ แต่ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับชนิดของปลาด้วย

นอกเหนือจากแหล่งพลังงาน เช่น ไขมัน และ โปรตีน ที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาแล้ว ยังมีค่าองค์ประกอบอื่นๆ ที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อปลาดังเช่นกัน คือ เถ้าและความชื้น โดยพบว่าตลอดระยะเวลาของการอดอาหารที่ 28 วันในปลานู๋ทราย ไม่พบค่าความแตกต่างของค่าเถ้าและความชื้น

โดยการศึกษาสภาวะการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ ในปลาบู่ทรายต่อค่าเฉลี่ยจะสอดคล้องกับการศึกษาในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน พบว่าค่าเฉลี่ยที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อไม่เปลี่ยนแปลง (Mustafa, 1982) และการศึกษาในปลาแอนชากติก พบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงเฉลี่ยที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลาทั้งในปลาเพศผู้และเพศเมีย ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 52 วัน (Stepanowska *et al.*, 2006) แต่ขัดแย้งกับการศึกษาในปลาไทยลา พบว่าช่วงระยะเวลาการอดอาหารที่ระยะเวลา 30 และ 45 วัน ส่งผลให้เฉลี่ยที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดต่ำลง (Salam *et al.*, 2000), การศึกษาในปลายูโรเปียนซีบาส ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน พบว่าค่าเฉลี่ยที่เป็นองค์ประกอบของเนื้อปลามีค่าลดลง (Echevarria *et al.*, 1997) และนอกจากนี้ยังมีการศึกษาในปลาคราฟ พบว่าการอดอาหารที่ระยะเวลา 4 สัปดาห์ ค่าเฉลี่ยที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อเริ่มสูงขึ้น (Friedrich and Srepanowska, 2001) ทั้งนี้อาจขึ้นอยู่กับชนิดของสัตว์และค่าองค์ประกอบอื่นๆ ในตัวสัตว์นั้นๆ ในสภาวะที่มีการอดอาหารที่แตกต่างกันออกไปอีกด้วย

และองค์ประกอบสุดท้ายคือค่าความชื้น ที่ไม่พบค่าความแตกต่างตลอดระยะเวลาของการอดอาหารเช่นเดียวกัน แต่มีแนวโน้มที่สูงขึ้นในระยะเวลาของการอดอาหารที่เพิ่มขึ้น ซึ่งสอดคล้องกับการศึกษาในปลาแคทฟิช ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 50 วัน พบว่าค่าความชื้นไม่มีการเปลี่ยนแปลงแต่อย่างใด (Mustafa, 1982) แต่ขัดแย้งกับการศึกษาในปลาไทยลา พบว่าช่วงระยะเวลาการอดอาหารที่ระยะเวลา 15 และ 30 วัน ความชื้นมีค่าสูงขึ้นอย่างรวดเร็ว และระยะการอดอาหารที่ 45 วัน ค่าความชื้นค่อยปรับตัวสูงขึ้นอย่างช้าๆ (Salam *et al.*, 2000), การศึกษาในปลาไวท์สเทอเจียน พบว่ากลุ่มที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลาที่ 6-10 สัปดาห์ ค่าความชื้นมีการเปลี่ยนแปลงที่สูงขึ้น (Hung *et al.*, 1997) และการศึกษาในปลายูโรเปียนซีบาส ที่ทำการอดอาหารเป็นระยะเวลา 150 วัน พบว่าค่าความชื้นมีการเปลี่ยนแปลงที่สูงขึ้นที่ระยะเวลาการอดอาหารที่ 70 วัน (Echevarria *et al.*, 1997) ทั้งนี้อาจเนื่องจากองค์ประกอบของเนื้อและการเปลี่ยนแปลงองค์ประกอบในเนื้อปลานั้น ในสภาวะที่มีการอดอาหารที่แตกต่างกันออกไปตามแต่ละชนิดของปลาที่เป็นได้

บทที่ 5

บทสรุป

5.1 สรุป

จากการศึกษาผลของสภาวะการอดอาหารในปลาบู่ทราย (*Oxyeleotris marmorata*) ต่อการตอบสนองทางด้านสรีรวิทยา อัตราการเจริญเติบโต ค่าทางโลหิตวิทยาและระบบภูมิคุ้มกัน ค่าเคมีในเลือด และค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา ผลการศึกษาครั้งนี้พบว่า ในสภาวะการอดอาหารของปลาบู่ทรายที่ระยะเวลา 4 วัน ส่งผลให้การเจริญเติบโตของปลาบู่ทรายลดลง โดยความสัมพันธ์ของค่าน้ำหนักตัวที่เปลี่ยนแปลงและอัตราการเจริญเติบโตจำเพาะลดลง การที่ปลาบู่ทรายไม่ได้รับอาหารจากภายนอกส่งผลให้ค่าการทำงานของกิจกรรมเอนไซม์อะมิเลสในการย่อยอาหารลดต่ำลง ค่าทางโลหิตวิทยา อันได้แก่ เพอร์เซ็นต์เม็ดเลือดแดงอัดแน่นและเม็ดเลือดขาวชนิด neutrophil มีค่าสูงขึ้น อาจเป็นตัวบ่งชี้สภาวะของร่างกายที่อาจเกิดโรคหรือความเครียดที่เกิดจากสภาวะการอดอาหาร และค่าทางเคมี อันได้แก่ ไตรกลีเซอไรด์และแคลเซียมมีค่าสูงขึ้น เป็นตัวชี้ให้เห็นว่า ในระยะเวลาการอดอาหารที่ 4 วัน ปลาบู่ทรายน่าจะเริ่มที่จะมีการนำพลังงานจากไขมันมาใช้เป็นแหล่งพลังงานอันดับแรก และในระยะนี้เองก็ส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงของแร่ธาตุแคลเซียมที่สำคัญต่อการรักษาสมดุลของร่างกายที่จะต้องปรับเปลี่ยนเมื่อปลาบู่ทรายมีการอดอาหารเกิดขึ้น

ในสภาวะการอดอาหารของปลาบู่ทรายที่ระยะเวลา 7 วัน ส่งผลให้ค่าเคมีในเลือด อันได้แก่ กลูโคสลดต่ำ อาจเนื่องจากการอดอาหารในระยะนี้ปลาบู่ทรายมีการใช้พลังงานจากกลูโคสที่น้อยลง โดยไปนำเอาพลังงานจากแหล่งอื่นมาใช้ซึ่งยืนยันได้จากค่าไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อลดลงด้วยเช่นกัน ค่าการทำงานของกิจกรรมเอนไซม์อัลคาไลน์ฟอสฟาเตสลดต่ำลง ในขณะที่เดียวกันยังพบว่านอกจากปลาบู่ทรายจะใช้พลังงานจากไขมันที่เป็นองค์ประกอบในเนื้อแล้วยังอาจใช้พลังงานจากโปรตีนมาเป็นแหล่งพลังงานที่สองก็ว่าได้ เพราะตรวจพบค่ายูเรียในโตรเจนที่ได้จากการย่อยสลายโปรตีนในตับสูงขึ้น และสามารถยืนยันได้จากระยะเวลาการอดอาหารในปลาบู่ทรายที่ 14 วัน พบว่าค่าโปรตีนรวมในกระแสเลือดลดลง โดยปกติร่างกายจะดึงพลังงานจากโปรตีนที่สะสมไว้มาใช้ยามฉุกเฉินเท่านั้น ดังนั้นการดึงเอาโปรตีนที่สะสมไว้ในร่างกายปลาบู่ทรายออกมาใช้นั้นอาจชี้ให้เห็นว่า ระยะเวลาการอดอาหารนี้อาจก่อให้เกิดผลเสียต่อตัวปลาได้ และการที่ปลาบู่ทรายไม่ได้รับอาหารเป็นเวลา 21 วัน ส่งผลให้การทำงานของกิจกรรมเอนไซม์ SGOT ลดลงแต่อาจมิได้ก่อให้เกิดความเสียหายต่ออวัยวะที่เกี่ยวข้องก็เป็นได้

และการตลอดระยะเวลาของการอดอาหารเป็นระยะเวลา 28 วัน ส่งผลให้ค่าดัชนีตับ ค่าทางโลหิตวิทยา อันได้แก่ จำนวนเม็ดเลือดแดง, ฮีโมโกลบิน, เม็ดเลือดขาวชนิด monocyte และ lymphocyte ค่าเคมีในเลือด อันได้แก่ กลูตาไมคทรานสเฟอเรส, บิลิรูบิน, อัลบูมิน, serum glutamic pyruvic transaminase, เหล็กและคลอไรด์ และค่าองค์ประกอบในเนื้อปลา อันได้แก่ โปรตีน, ไขมันและความชื้น ไม่มีการเปลี่ยนแปลง กระบวนการเปลี่ยนแปลงทางชีววิทยาต่างๆ ที่เกิดขึ้นเป็นชี้ให้เห็นว่าปลาบู๋ทรายมีการปรับตัวเพื่อการอยู่รอดต่อสภาวะการอดอาหาร โดยการเปลี่ยนแปลงของไตรกลีเซอไรด์และไขมันในกล้ามเนื้อเป็นตัวชี้ให้เห็นว่าปลาบู๋ทรายได้มีการนำไขมันที่เก็บสะสมไว้จากส่วนต่างๆของร่างกายมาใช้ในช่วงสัปดาห์แรกของการอดอาหาร จากนั้นผลการตอบสนองต่อค่ายูเรียไนโตรเจนและค่าโปรตีนรวมในพลาสมาเป็นตัวชี้ให้เห็นว่า ปลาบู๋ทรายได้มีการดึงเอาพลังงานจากโปรตีนที่สะสมไว้ในร่างกายมาใช้ในระยะเวลาต่อมาของการอดอาหาร ถ้ายังคงปล่อยให้เกิดสภาวะนี้ต่อไปอาจเกิดอันตรายต่อปลาบู๋ทรายได้ ดังนั้นหากผู้เลี้ยงสามารถที่จะทำให้ปลาบู๋ทรายกลับมากินอาหารได้ ภายใน 1 - 2 สัปดาห์ น่าจะทำให้ปลาบู๋ทรายมีชีวิตเป็นปกติต่อไปได้



ตารางที่ 5.1 สรุปผลการศึกษาแสดงค่าพารามิเตอร์ที่พบค่าความแตกต่างทางสถิติต่อระยะเวลาการอดอาหาร (วัน)

ระยะเวลา การอดอาหาร (วัน)	ค่าพารามิเตอร์ที่ศึกษา			
	1. ศึกษาถึงการ เปลี่ยนแปลงของ ค่าน้ำหนักตัว ดัชนีตับ และอัตรา การเจริญเติบโต	2. วิเคราะห์ค่าทาง โลหิตวิทยา	3. วิเคราะห์ค่าทาง เคมีในเลือด	4. วิเคราะห์ค่า องค์ประกอบ ของเนื้อ
4	RWG, SGR ↓	Hematocrit ↑ Neutrophil ↑	Tirglyceride ↑ Amylase ↓ Calcium ↑	***
7	***	***	Glucose ↓ BUN ↑ ALP ↓	Lipid ↓
14	***	***	Total protein ↓	***
21	***	***	SGOT ↓	***
28	***	***	***	***

หมายเหตุ : *** ที่แสดงในช่องว่างของตารางที่ 5.1 แสดงถึงค่าพารามิเตอร์อื่นๆ ที่ทำการศึกษา ซึ่งอาจจะมีค่าสูงขึ้นหรือต่ำลง แต่ไม่พบค่าความแตกต่างทางสถิติ

5.2 ข้อเสนอแนะ

จากการทำวิจัยเรื่องนี้ ผู้วิจัยเห็นว่าทำให้ทราบถึงองค์ความรู้เกี่ยวกับการเปลี่ยนแปลงทางสรีรวิทยาของปลาน้ำจืดในสถานะที่มีการอดอาหารที่ระยะเวลาต่างๆ สามารถนำข้อมูลที่ได้จากการวิจัยนี้ไปประยุกต์ใช้หรือเป็นองค์ความรู้พื้นฐานในการเลี้ยงปลาน้ำจืดเชิงพาณิชย์ เช่น การพัฒนาในเรื่องของอาหาร สูตรอาหารพลังงานทดแทนในช่วงที่ปลาน้ำจืดสูญเสียพลังงานไปในขณะที่มีการอดอาหาร เพื่อเพิ่มอัตราการเจริญเติบโตของปลาน้ำจืดให้กลับมาเป็นปกติหรือเป็นที่ต้องการของตลาด สามารถป้องกันการเกิดโรค เมื่อทราบถึงระยะเวลาของการอดอาหารในปลาน้ำจืดที่อาจก่อให้เกิดโรค สามารถทำการป้องกันโดยการเสริมสาร ยา หรือวิตามินเพื่อป้องกันการเกิดโรคได้ทันทั่วทั้งที่ เพื่อป้องกันมิให้เกิดผลเสียแก่ระบบการผลิตได้ สามารถวางแผนระบบการจัดการ โดยนำข้อมูลที่ได้จากการศึกษาไปช่วยในเรื่องของการจัดการ วางแผนระบบการเลี้ยง โดยผู้เลี้ยงหรือเกษตรกรสามารถใช้สมการที่ได้จากการศึกษา คำนวณหาค่าความสัมพันธ์ระหว่างระยะเวลาการอดอาหารของปลาน้ำจืดในการทำนายค่าพารามิเตอร์ต่างๆ ที่ผู้เลี้ยงหรือเกษตรกรสนใจได้ เพื่อเป็นข้อมูลหรือแนวทางแก่การเพาะเลี้ยงหรือช่วยในเรื่องของการวางแผนการจัดการเลี้ยงปลาน้ำจืดที่ดีต่อไป



รายการอ้างอิง

- เปรมใจ อาริจิตราอนุสรณ์, พัทรี บุญศิริ, ปิติ ชูจิตต์ และเสาวนันท บำเรอราช. (2548). เมตาบอลิซึมแบบผสมผสาน. *ตำราชีวเคมี*. พิมพ์ครั้งที่ 4. 298-307 หน้า
- สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่ง. (2006). การเพาะเลี้ยงปลาน้ำทราย. *สำนักวิจัยและพัฒนาประมงชายฝั่งกรมประมง*.
- Abolfathi, M., Hajimoradloo, A., Ghorbani, R., and Zamani, A. (2012). Effect of starvation and refeeding on digestive enzyme activities in juvenile roach, *Rutilus rutilus caspicus*. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**. 161: 166–173.
- Albentosa, M., Fernandez-Reiriz, M. J., Labarta, U., and Perez-Camacho, A. (2007). Response of two species of clams, *Ruditapes decussatus* and *Venerupis pullastra*, to starvation: Physiological and biochemical parameters. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part B**. 146: 241–249.
- Bailone, R., Martins, M., Mourino, J., Vieira, F., Pedrotti, F., Nunes, G., and Silva, B. (2010). Hematology and agglutination titer after polyvalent immunization and subsequent challenge with *Aeromonas hydrophila* in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Arch Med**. Vol 42: 221-227.
- Baird, G. D., Heitzman, R. J., and Hibitt, K. G. (1972). Effects of Starvation on Intermediary Metabolism in the Lactating Cow; A Comparison with metabolic changes occurring during bovine ketosis. **Biochem. J**. Vol. 128: 1311-1318.
- Bandeem, J., and Leatherland, J. F. (1997). Changes in the proximate composition of juvenile white suckers following re-feeding after a prolonged fast. **Aquaculture International** 5: 327–337.
- Bertile, F., Oudart, H., Criscuolo, F., Le Maho, Y., and Raclot, T. (2003). Hypothalamic gene Expression in long-term fasted rats: relationship with body fat. **Biochem. Biophys. Res. Commun**. 303: 1106-1113.
- Bolasina, S., Perez, A., and Yamashita, Y. (2006). Digestive enzymes activity during ontogenetic development and effect of starvation in Japanese flounder. *Paralichthys olivaceus* **Aquaculture**. 252: 503– 515.

- Brown, M. L., and Murphy, B. R. (1991). Relationship of Relative Weight (W_p) to Proximate Composition of Juvenile Striped Bass and Hybrid Striped Bass. **Transactions of the American Fisheries Society**. 120: 509-518.
- Chatzifotis, S., and Takeuchi, T. (1997). Effect of supplemental carnitine on body weight loss, proximate and lipid compositions and carnitine content of red sea bream (*pagrus major*) during starvation. **Aquaculture**. 158: 129-140.
- Caruso, G., Denaro, M. G., Caruso, R., mancari, F., Genoverse, L., and Maricchiolo, G. (2011). Response to short term starvation of growth, haematological, biochemical and non-specific immune parameters in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and blackspot sea bream (*Pagellus bogaraveo*). **Marine Environmental Research**. 72: 46-52.
- Caruso, G., Maricchiolo, G., Micale, V., Genoverse, L., Caruso, R., and Denaro, M. G. (2010). Physiological responses to starvation in the European eel (*Anguilla anguilla*): effects on haematological, biochemical, non-specific immune parameters and skin structures. **Fish Physiol Biochem**. 36: 71-83.
- Cho, S. H., Lee, S.M., Park, B. H., and Ji, S.C. (2006). Compensatory Growth of Juvenile Olive Flounder, *Paralichthys olivaceus* L., and Changes in Proximate Composition and Body Condition Indexes during Fasting and after Refeeding in Summer Season. **Journal of the world aquaculture society**. Vol. 37 (2): 168-173.
- Chou, S., Shieh, Y., and Yu, C. (2008). Hematologic and Biochemistry Values for Black-faced Spoonbills (*Platalea minor*) with and Recovering from Botulism. **Journal of Wildlife Diseases**. Vol. 44 (3): 781-784.
- Congleton, J. L., and Wagner, T. (2006). Blood-chemistry indicators of nutritional status in juvenile salmonoids. **Journal of Fish biology** 69: 473-490.
- Davis, K. B., and Gaylord, T. G. (2011). Effect of fasting on body composition and responses to stress in sunshine bass. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**. 158: 30-36.
- Echevarria, G., Martinez-Bebia, M., and Zamora, S. (1997). Evolution of Biometric Indices and Plasma Metabolites During Prolonged Starvation in European Sea Bass (*Dicentrarchus labrax*, L.). **Comp. Biochem. Physiol**. Vol. 118A, No. 1: 111-123.
- Einen, O., Waagan, B., Thomassen, M. S. (1998). Starvation prior to slaughter in Atlantic salmon (*Salmo salar*) I. Effects on weight loss, body shape, slaughter- and fillet-yield, proximate and fatty acid composition. **Aquaculture**. 166: 85-104.

- Friedrich, M., and Stepanowska, K. (2001). Effect of starvation on nutritive lue of CARP (*CYPRINUS CARPIO L.*) and selected biochemical components of its blood. **Acta Ichthyol. Piscat.** 31 (2): 29-36.
- Furne, M., Garcia-Gallego, M., Hidalgo, M. C., Morales, A. E., Domezain, A., Domezain, J. and Sanz, A. (2008). Effect of starvation and refeeding on digestive enzyme activities in sturgeon (*Acipenser naccarii*) and trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.** 149: 420–425.
- Gartner, U., Goeser, T., and Wolkoff, A. W. (1997). Effect of Fasting on the Uptake of Bilirubin and Sulfobromophthalein by the Isolated Perfused Rat Liver. **Gastroenterology.** Vol. 113: 1707-1713.
- Gaylean, M. L., Lee, R. W., and Hubbert, M. E. (1981). Influence of fasting and transit on ruminal and blood metabolites in beef steers. **Journal of Animal Science.** Vol. 53 (1): 7-18.
- Gbove, F. A., Ogini, O. Adewole, A. M., and Aladetan, J. O. (2006). The effect of Transportation and handling Stress on Hamematology and Plasma Biochemistry in Fingerlings of *Clarias gariepinus* and *Tilapia zillii*. **World Journal of Agricultural Sciences.** (2): 208-212.
- Gillis, E., and Ballentyne, S. (1996). The effects of starvation on plasma free amino acid and glucose concentrations in lake sturgeon. **Journal of Fish biology** 49: 1306-1316.
- Gomez-guillen, M.C., Montero, P., and Hurtado, O. Borderias, A.J. (2000). Biological Characteristics Affect the Quality of Farmed Atlantic Salmon and Smoked Muscle. **Journal of food science.** Vol. 65 (1): 53-60
- Holecek, M., and Kovarik. M. (2011). Alterations in protein metabolism and amino acid concentrations in rats fed by a high-protein (casein-enriched) diet – Effect of starvation. **Food and Chemical Toxicology** Vol.49: 3336–3342.
- Hu, M., Wang, Y., Tsang, S. T., Cheung, S. G., and Shin, P. K.S. (2010). Effect of prolonged starvation on body weight and blood-chemistry in two horseshoe crab species: *Tachypleus tridentatus* and *Carcinoscorpius rotundicauda* (Chelicerata: Xiphosura). **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology** 395: 112–119.
- Hung, S., Liu, W., Li, H., Storebakken, T., and Cui, Y. (1997). Effect of starvation on some morphological and biochemical parameters in white sturgeon, *Acipenser transmontanus*. **Aquaculture.** Vol. 151: 357-363

- Hung, C. Y. (2005). Survival strategies of common carp, *Cyprinus carpio*, to prolonged starvation and hyposia. **PhD thesis. City Univ. Hong Kong.** 254 pp.
- Iheukwumere, F. C., (2007). Growth, Blood Chemistry and Carcass Yield of Broilers Fed Cassava Leaf Meal (*Manihot esculenta Crantz*). **International Journal of Poultry Science.** 6 (8): 555-559.
- Jung, S. H., Sim, D. S., Park, M., Jo, Q., and Kim, Y. (2003). Effect of formalin on haematological and blood chemistry in olive flounder, *Paralichthys olivaceus* (Temminck et Schlegel). **Aquaculture Research.** 34: 1269-1275.
- Kornegay, E. T., (1964). Effect of Fasting and Refeeding on Body Weight, Rectal Temperature, Blood Volume and Various Blood Constituents in Growing Swine. **The Journal of Nutrition.** Vol.84: 295-304.
- Ling, S., and Yen, S. (2000). Effects of diets containing different carbohydrates on starved Condition in juvenile tilapia *Oreochromis X O. aureus*. **Fisheries science** 66: 32-37.
- Martin, S. A., Douglass, A., Houlihan, D. F., and Secombes, C. J. (2010). Starvation alters the liver transcriptome of the innate immune response in Atlantic salmon (*Salmo salar*). **BMC Genomics.** 11: 418-438
- McCue, M. D. (2010). Starvation physiology: Reviewing the different strategies animals use to survive a common challenge. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.** 156: 1–18.
- Mendez., J. and Menchu., M. T. (1966). Effect of Dietary Protein Level Prior to Acute Starvation on Serum Proteins in the Rat. **The Journal of Nutrition.** Vol. 88: 365-369.
- Mikani, A., Wang, Q., and Takeda, M. (2012). Brain-midgut short neuropeptide F mechanism that inhibits digestive activity of the American cockroach, *Periplaneta americana* upon starvation. **Peptides.** Vol. 34: 135-144.
- Mustafa, S. (1983). Changes in Biochemical Composition in Starving Catfish *Heteropneustes fossilis*. **Japanese Journal of Ichthyology.** Vol. 29 (4): 416-420.
- Mustonen, A., Puukka, M., Saarela, S., Paakkonen, T., Aho, J., and Nieminen, P. (2006). Adaptations to fasting in a terrestrial mustelid, the sable (*Martes zibellina*) **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.** Vol.144: 444–450.

- Mustonen, A., Pyykonen, T., Paakkonen, T., Ryokkynen, A., Asikainen, J., Aho, J., Mononen, J., and Nieminen, P. (2005). Adaptations to fasting in the American mink (*Mustela vison*): carbohydrate and lipid metabolism. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**. Vol.140: 195–202.
- Naeem, M., Rasul, A., Salam, A., Iqbal, S., Ishtiaq, A., Khalid, M., and Athar, M. (2011). Proximate analysis of female population of wild feather back fish (*Notopterus notopterus*) in relation to body size and condition factor. **African Journal of Biotechnology**. Vol. 10 (19): 3867-3871.
- Navarro, I., and Gutierrez, J. (1995). Fasting and starvation. **Biochemistry and molecular biology of fishes**. Vol. (4): 393-434.
- Olsen, R. E., Sundell, K., Hansen, T., Hemre, G., Myklebust, R., Mayhew, T. M., and Ring, E. (2002). Acute stress alters the intestinal lining of Atlantic salmon, *Salmo salar* L.: An electron microscopical study. **Fish Physiology and Biochemistry** 26: 211-221.
- Owen, O. E., Markus, H., Sarshik, S., and Mozzoli, M. (1973). Relationship between Plasma and Muscle Concentrations of Ketone Bodies and Free Fatty Acids in Fed, Starved and Alloxan-Diabetic States. **Biochem. J.** Vol.134: 499-506
- Pangle, K.L., and Sutton, T.M. (2005). Temporal changes in the relationship between condition indices and proximate composition of juvenile *Coregonus artedii*. **Journal of Fish Biology**. 66: 1060–1072.
- Papadaki, A., Valsta, L.M., Lampi, A.M., Adlercreutz, H. Vardavas, C. and Kafatos, A. (2011). Differences in nutrient intake during a Greek Orthodox Christian fasting and non-fasting week, as assessed by a food composition database and chemical analyses of 7-day weighed food samples. **Journal of Food Composition and Analysis**. Vol. 24: 22–28.
- Pascual, C., Sa'nchez, A., Zenteno, E., Cuzon, G., Gabriela, G., Brito, R., Gelabert, R., Hidalgo, E., and Rosas, C. (2006). Biochemical, physiological, and immunological changes during starvation in juveniles of *Litopenaeus vannamei*. **Aquaculture**. 251: 416–429
- Pérez-Jiménez, A., Guedes, M. J., Morales, A. E., and Oliva-Teles, A. (2007). Metabolic responses to short starvation and refeeding in *Dicentrarchus labrax*. Effect of dietary composition. **Aquaculture**. 265: 325–335

- Ramesh, M., Srinivasan, R., and Saravanan, M. (2009). Effect of atrazine (Herbicide) on blood parameters of common carp *Cyprinus cario* (Actinopterygii: Cypriniformes). **African Journal of Environmental Science and Technology** Vol. 3 (12): 453-458.
- Rios, F. S.A., Donatti, L., Fernandes, M. N., Kalinin, A. L., and Rantin, F. T. (2009). Effects of Food Deprivation in Muscle Structure and Composition of Traíra (*Hoplias malabaricus*): Potential Implications on Flesh Quality. **Braz. Arch. Biol. Technol.** Vol.52 (2): 465-471.
- Roche, H., and Boge, G. (1995). Fish Blood Parameters as a Potential Tool for Identification of Stress Caused by Environmental Factors and Chemical Intoxication. **Marine Environmmtal Research.** Vol. 41 (1): 27-43.
- Rosen, D. A.S., and Trites, A. W. (2002). Changes in metabolism in response to fasting and food restriction in the Steller sea lion (*Eumetopias jubatus*). **Comparative Biochemistry and Physiology Part B.** 132: 389–399.
- Rothschild, M. A., Oratz, M., Mongelli, J., Schreiber, S. S. (1968). Effects of a Short-Term Fast on Albumin Synthesis Studied In Vivo, in the Perfused Liver, and on Amino Acid Incorporation by Hepatic Microsomes. **The Journal of Clinical Investigation.** Vol. 47: 2591-2599.
- Sala-Rabanal, M., Sanchez, J., Ibarz, A., Fernandez-Borras, J., Blasco, J., and Gallardo, M. A. (2003). Effects of low temperatures and fasting on hematology and plasma composition of gilthead sea bream (*Sparus aurata*). **Fish Physiology and Biochemistry.** 29: 105–115.
- Salem, A., Ali, M., and Masud, S. (2000). Effect of various food deprivation regimes on body composition dynamics of Thaila, Catla Catla. **Journal of Research (Science) Bahauddin Zakariya University.** Vol. 11 (1): 26-32.
- Salem, M., Silverstein, J., Rexroad, E., and Yoa, J. (2007). Effect of starvation on global gene Expression and proteolysis in rainbow trout (*Oncorhybchus mykiss*). **BMC Genomics** 8: 328-343.
- Sanchez-Paz, A., Garcia-Carreno, F., Muhlia-Almazan, A., Peregrino-Uriarte, A. B., Hernandez-Lopez, Yepiz-Plasencia, G. (2006). Usage of energy reserves in crustaceans during starvation: Status and future directions. **Insect Biochemistry and Molecular Biology.** Vol.36: 241–249.
- Sharma, D. K., and Sengupta, S. (1993). Gamma amylase activity- An alternate pathway of Carbohydrate metabolism in animals. **Current Science.** Vol. 64 (5): 325-327.

- Stepanowska, K., Nedzarek, A., and Suszczewski, R. S. (2006). Effects of starvation on the Biochemical composition of blood and body tissue in the Antarctic fish *Notothenia coriiceps* And excreted metabolic products. **Polar Biosci.** 20: 46-54.
- Tripathi, G, and Verma, P. (2003). Starvation-Induced Impairment of Metabolism in a Freshwater Catfish. **Z. Naturforsch.** 58c: 446-451.
- Tripathi, G., and Verma, P. (2003). Starvation-induced Impairment of metabolism in a Freshwater catfish. **Journal of Fish biology** 58c: 446-451.
- Volkl, A. (1983). Circadian Rhythm of Protein Synthesis Activity in the Exocrine Pancreas of Fed and Starved Rats. **J. Cell Sci.** Vol. 61: 467-473.
- Wendakoon, N., Shimizu, Y., and Yada, T. (1990). Effect of starvation and diet on the gel forming ability of tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of the Science of Food and Agriculture** 54: 295-304.
- Xiujuan, S., Wei, H., Liang, C. and Yunfei, W.U. (2008). Advances in Studies of the Effects of Starvation on Growth and Development of Fish Larvae. **J. Ocean Univ. Chin.** Vol. 7(3): 319-326.
- Young, A. and Levin, R. J. (1990). Diarrhoea of famine and malnutrition: investigations using a rat model. 1 Jejunal hypersecretion induced by starvation. **Gut.** Vol.31: 43-53.
- Zammit, V. A., and Newshole, E. A. (1979). Activities of Enzymes of Fat and Ketone-Body Metabolism and Effects of Starvation on Blood Concentrations of Glucose and Fat Fuels in Teleost and Elasmobranch Fish. **Biochem. J.** 184: 313-322.
- Zeng, L. Q., Li, F. J., Li, X. M., Cao, Z. D., Fu, S. J., and Zhang, Y. G. (2012). The effects of starvation on digestive tract function and structure in juvenile southern catfish (*Silurus meridionalis* Chen). **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A** article in press.
- Zhang, J., Underwood, E., and D'ercle, J. (2001). Hepatic mRNA up-regulated by starvation: An expression profile determination by suppression subtractive hybridization. **The FASEB Journal** 01: 1261-1263.
- Zhang, X., Tian, WU., Sheng, L., and Yong, Z. (2007). Influence of fasting on muscle composition and antioxidant defenses of market-size *Sparus macrocephalus*. **Journal of Zhejiang University SCIENCE B** 8(12):906-906 06-911.





ภาคผนวก ก

การคำนวณพลังงานในอาหาร

BIOTECH REAGENT

ALKALINE PHOSPHATASE SET

(PMP METHOD) New Revise Method

Code No. RA 111-10

Size 100 Tests
(1 x 100 Vials)

หลักการ

Alkaline Phosphatase จะ Hydrolyze Phenolphthalein Monophosphate ได้เป็น Phosphate และ Phenolphthalein ซึ่งจะมีสีชมพูในสภาวะที่เป็นด่าง

น้ำยา

1. Alkaline Phosphatase Substrate

1.1 Stable Substrate Conc. 100 vials x 1 test

1.2 Substrate Diluent 2 x 10 mL

2. Color Stabilizer 1 x 100 mL

3. Calibration Solution ; 100 U/L. 1 x 3 mL

น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

วิธีทำ Working Substrate

เติม 1.2 Diluent 0.200 mL (200 µl) ลงใน 1.1 Stable Substrate Conc. ปิดฝาขวดให้เข้ากันแล้วนำไปเทใส่ tube

สิ่งที่ส่งตรวจ

Non-Hemolyzed Serum หรือ Heparinized Plasma ALP Activity ที่อุณหภูมิใน 4 ชั่วโมง หลังจากเก็บ Sample

วิธีทำ

1. ตรวจวัด ALP Activity จากสิ่งที่ส่งตรวจ

	Blank	Test	Calibrator
R1.1 ALP Substrate Conc.	1 vial	1 vial	1 vial
R1.2 Diluent	200 µl	200 µl	-
Mix, Incubate 37°C 1 นาที			
D.W.	20 µl	-	-
Sample/Serum	-	20 µl	-
R3 Calibrator	-	-	200 µl
Mix, Incubate 37°C 10 นาที			
Reagent (2)	1000µl	1000µl	1000µl
Mix, อ่านค่า Absorbance ที่ 550 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0			

2. เครื่องมือมาตรฐาน

Reagent	Standard	Blank	
Calibration	200	-	µl
D.W.	-	200	µl
Reagent 1.1	1	1	vial
Reagent 2.0	1000	1000	µl

Mix , อ่าน Absorbance ที่ 550 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0

การคำนวณ

$$\text{ALP Activity (U/L)} = \frac{\text{OD.T}}{\text{OD.S}} \times 100 \text{ U/L}$$

หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

ค่าปกติ

ผู้ใหญ่ 9 - 35 U/L .

เด็ก 25 - 115 U/L .

สตรีมีครรภ์ 20 - 70 U/L .

*** หมายเหตุ ***

1. Linearity 100 U/L .
2. Serum ที่เก็บไว้ที่ อุณหภูมิห้อง ALP Activity จะสูงขึ้น 1% ต่อ 6 ชม. และ 2% ต่อ 1 วัน เมื่อเก็บไว้ที่ 4-10°C การเก็บแช่แข็งเป็นวิธีที่ดีที่สุด
3. Anticoagulants เช่น EDTA, Oxalate หรือ Citrate จะยับยั้งการทำงานของ ALP
4. Hemolysis และ Lipemia จะรบกวนการตรวจวัด

Reference

1. Babson AL, et al. Clin. Chem. 1966; 12; 7

BIOTECH REAGENT

AMYLASE SET

(AMYLOCLASTIC METHOD, IODINE)

Code No. RA 112-10

Size No. 100 Tests

หลักการ

Amylase ย่อยสลายแป้ง เป็นน้ำตาลชนิดต่าง ๆ หากปริมาณแป้งที่เหลือโดยให้รวมตัวกับ Iodine เกิดเป็น Starch - Iodine Complex สีน้ำเงิน ความเข้มของสีเป็นสัดส่วนผกผันกับ Activity ของ Amylase

น้ำยา

1. Tris Buffer : เก็บที่อุณหภูมิห้อง
2. Starch Substrate : เก็บที่อุณหภูมิห้อง
3. 0.5 N. Hydrochloric Acid : เก็บที่อุณหภูมิห้อง
4. Iodine Solution : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C

น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

สิ่งส่งตรวจ

1. Serum หรือ Heparinized Plasma มีเสถียรภาพ 1 สัปดาห์ที่อุณหภูมิห้องและนาน 2 เดือนที่ 2°-8°C
2. Urine มีเสถียรภาพ 2 วัน ที่อุณหภูมิห้อง และ 10 วัน เมื่อเก็บที่ 2°-6°C

วิธีทำ

	Control	Test
Reagent (1)	0.5	0.5 ml.
Reagent (2)	0.5	0.5 ml.
Reagent (3)	0.5	- ml.
Mix, Incubate 37°C 5 นาที		
Sample	0.02	0.02 ml.
Mix, Incubate 37°C 15 นาที เสร็จเป็นระยะ		
Reagent (3)	-	0.5 ml.
D.W	8.0	8.0 ml.
Reagent (4)	0.02	0.02 ml.
D.W	0.46	0.46 ml.

การคำนวณ

$$\text{Amylase} = \frac{\text{OD. Control} - \text{OD. Test}}{\text{OD. Control}} \times 500 \text{ (U/100 ml.)}$$

คำปกติ

Serum 60-200 Somogyi U/100 ml.

Urine 60-300 Somogyi U/100 ml.

หมายเหตุ

1. ถ้าสีที่เกิดขึ้นไม่ใช่สีน้ำเงินแต่เป็นสีม่วงหรือสีน้ำตาล แสดงว่าค่าสูงมากให้เจือจาง Sample ด้วย 0.9 % NaCl ก่อนตรวจวัด
2. ไม่ควรใช้ปากเป่าหรือดูดสารละลายใน Pipette เพราะอาจมีน้ำลายในปากเข้าไปปะปนได้

Reference

1. King EJ. J Clin. Path. 1963; 16; 391
2. Rice EW. Clin. Chem. 1959; 5; 592-596

BIOTECH REAGENT

BILIRUBIN SET

(NEW DIAZO – DMSO METHOD)

Code No. RA -113-30

Size 100/100 Tests

Code No. RA -113-40

Size 300/300 Tests

หลักการ

Bilirubin ทำปฏิกิริยากับ Diazotized Sulfanilic acid ในสารละลายกรดได้เป็น Azobilirubin สีม่วง โดยปฏิกิริยาระหว่าง Diazo Reagent กับ Direct Bilirubin เกิดขึ้นได้ทันที ส่วนปฏิกิริยากับ Indirect bilirubin ถูกเร่งด้วย Dimethyl Sulfoxide (DMSO) ความเข้มของสีเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณ Bilirubin

น้ำยา

1. Total Reagent
2. Direct Reagent
3. Sodium Nitrite
4. Bilirubin Standard (Lyophilized Form) & Diluent
น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

การเตรียมน้ำยา

1. Sodium Nitrite (เป็นผลึกสีขาวจนมองไม่เห็น)
ให้ละลายด้วย D.W. 10 ml. ก่อนใช้
2. Bilirubin Standard เมื่อละลายด้วย Diluent 3 ml. (ใช้เวลา 20 - 30 นาที) จะมีความเข้มข้นตามที่ระบุบนฉลาก มีอายุอย่างน้อย 4 สัปดาห์ เมื่อเก็บแช่แข็ง และอยู่ในที่มืด

สิ่งส่งตรวจ

Non- Hemolyzed Serum หรือ Plasma มีเสถียรภาพ 4 วัน เมื่อเก็บในที่มืด 2°-8°C

วิธีทำ

Total Bilirubin

	S	SB	T	TB	
Reagent(1)	2.0	2.0	2.0	2.0	ml.
Reagent(3)	1.0	-	1.0	-	Drop
Std./Calibrators	0.2	0.2	-	-	ml.
Sample	-	-	0.2	0.2	ml.
Mix, Incubate 37°C	10		10		min

อ่านค่า Absorbance ที่ 550 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0.

Direct Bilirubin

	T	TB	
Reagent(2)	2.0	2.0	ml.
Reagent(3)	1.0	-	Drop
Sample	0.2	0.2	ml.
Mix, Incubate 37°C	2 - 5 min		

อ่านค่า Absorbance ที่ 550 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0

*** S = Standard, T = Test, B = Blank

การคำนวณ

$\text{Bilirubin (mg / dL)} = \frac{\text{OD. T}}{\text{OD. S}} \times \text{C. Std. (mg/dL)}$	
หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน	

ค่าปกติ

Direct Bilirubin up to 0.5 mg/dL.

Total Bilirubin up to 1.5 mg/dL.

BIOTECH REAGENT

Calcium

(o-Cresolphthalein Direct Method)
End-point, Colorimetric Test

Intended Use

For the quantitative determination of Calcium in serum.

Principle

At alkaline pH values, serum calcium forms a colored complex with o-cresolphthalein. 8-Hydroxyquinoline is included in the reagent as a chelating agent of magnesium ions which can interfere the reaction.

Reagent Composition

- Reagent A :**

o-Cresolphthalein	0.16	mmol/l
8-Hydroxyquinoline	8.90	mmol/l
HCl	180	mmol/l
Preservatives and stabilizers		
- Reagent B :**

2-amino-2-methyl-1-propanol	500	mmol/l
KCN	15.50	mmol/l
Preservatives and stabilizers		
- Standard : 10 mg/dl calcium**

Working reagent

Mix Reagent A and B in ratio 1:1.

Storage and Stability

The components of the kit, when store at 2°-8° C, will remain stable until the expiration date stated on the label.
The working reagent stable for 6 days at 20-25°C and 14 days at 2-8°C.

Samples

Serum and Urine

Procedure (Manual)

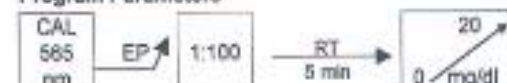
Wavelength : 565 nm, Hg 578 nm
Optical path : 10 mm
Temperature : Room temperature
Measurement : Read against reagent blank

Pipette Scheme

	Blank	Standard	Sample
Standard	-	10 µl	-
Sample	-	-	10 µl
Reagent	1.0 ml	1.0 ml	1.0 ml

- Pipette 1.0 ml of working reagent into a 10 mm cuvette.
- Add 0.01 ml (10 µl) of specimen to reagent and mix gently.
- Allow to stand at room temperature for 5 minutes.
- Measure the absorbance at 565 nm against reagent blank.
- Read and record absorbances of each tube.

Program Parameters



Calculations

$$\frac{\text{Abs Unknown}}{\text{Abs Standard}} \times 10 = \text{mg/dl}$$

Procedure Parameters for Chemistry Analyzers

Primary Wavelength	565 nm (560-600 nm)
2° Wavelength	-
Reaction Type	End Point
Reaction Temperature	25°C / RT
Reaction Direction	Increase
Sample / Reagent Ratio	1:100
Lag Time	No
Reaction Time	5 min
Low Abs Limit	< 0.100
High Abs Limit	< 2.000
Standard Value	10 mg/dl
Factor Value	/
Low Normal	8.8 mg/dl
High Normal	10.5 mg/dl
Linearity	20 mg/dl
Blank	Reagent Blank
Sample Blank	No
Pathlength	10 mm

Linearity

Up to 20 mg of calcium/100 ml.

Limitations of the method

Bilirubin concentrations higher than 20 mg/100 ml and phosphate higher than 40 mg/100 ml, will interfere with the assay. Magnesium ions up to ten fold their blood normal upper limit will not disturb the final results. Those anticoagulants which can behave as chelating agents shall never be used in this test.

Normal Values

Newborn :	8 - 13	mg/dl
Children :	8.8 - 12	mg/dl
Adults :	8.8 - 10.5	mg/dl
Urine :	120 - 280	mg/24h.

References

- Schwenzerbach, G. (1955). Analyst, 80, 713-728
- Kessler, G., Wollmann, M. (1964). Clin. Chem., 10, 686-703
- Connery, H. V., Briggs, A. R. (1965). Am. J. Clin. Pathol., 45, 290-296
- Gilman, H. J. (1967). Anal. Biochem., 18, 521-521
- Biggs, H. G., Moorehead, W. R. (1974). Clin. Chem., 20, 1458-1460

BIOTECH REAGENT

CHLORIDE SET

(THYOCYANATE METHOD)

Code No. RA - 117-10

900

Size 400 Tests

หลักการ

Chloride ทำปฏิกิริยากับ Mercuric Thiocyanate และ Ferric Nitrate ได้สารมีสีของ Ferric Thiocyanate ความเข้มข้นของสีเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณ Chloride

การคำนวณ

$$\text{Chloride (mEq/L.)} = \frac{\text{OD. T}}{\text{OD. S}} \times \text{C.S. (mEq/L.)}$$

คำนวณโดยการเลือกใช้ Standard ที่มีค่าใกล้เคียงกับ Sample หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

น้ำยา

1. Chloride Reagent
2. Chloride Standard; 100 mEq/L.

น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บที่อุณหภูมิห้อง

ค่าปกติ

Serum	99 - 110 mEq/L.
CSF	125 - 135 mEq/L.
Urine	170 - 250 mEq/L.

สิ่งส่งตรวจ

Serum, CSF หรือ Urine

*** หมายเหตุ ***

1. สีที่เกิดขึ้นมีเสถียรภาพอย่างน้อย 30 นาที
2. กราฟมาตรฐานของวิธีไม่ผ่าน 0
3. Linearity 60 - 150 mEq/L.

วิธีทำ

	Test	Standard	Blank	
Sample	0.01	-	-	ml.
Standard	-	0.01	-	ml.
Reagent	1.5	1.5	1.5	ml.

Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 10 นาที

อ่านค่า Absorbance ที่ 480 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0.

Reference

Swain JS. Chem. & Ind. 1956; 20; 418

BIOTECH REAGENT

CHOLESTEROL SET

(ENZYME-COLORIMETRIC METHOD)

5750

RA.119-50

(4x500 ml.)

หลักการ

Cholesterol Ester ถูก Hydrolyze ด้วย Cholesterol Esterase ได้ Cholesterol และถูก Oxidize ต่อโดย Cholesterol Oxidase ได้ Hydrogen Peroxide ซึ่งจะทำปฏิกิริยากับ Aminoantipyrine ได้สาร Quinoneimine สีชมพูแดง ความเข้มของสีเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณ Cholesterol

น้ำยา

1. Cholesterol Enz. Powder
2. Cholesterol Enz. Diluent
3. Cholesterol Standard ; 200 mg/dl.

น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บรักษาที่ 2°-6°C

การเตรียมน้ำยา Working Reagent(1+2)

ละลาย Cholesterol Enz. Powder (1) ด้วย Cholesterol Enz. Diluent (2) ตามปริมาณ ที่ระบุไว้บนฉลาก น้ำยามีอายุหลังละลาย 75 วันเมื่อเก็บที่ 2°-6°C ในขวดสีชา

สิ่งส่งตรวจ

Serum หรือ plasma มีเสถียรภาพ 7 วันที่อุณหภูมิ 4°C

วิธีทำ

	Test	Standard	Blank
Sample	0.01	-	- ml.
Standard	-	0.01	- ml.
D.W.	-	-	0.01 ml.
Working Reagent	1.0	1.0	1.0 ml.

Mix, Incubate 37°C 5 นาที หรืออุณหภูมิห้อง 10 นาที
อ่านค่า Absorbance ที่ 500 (490-520) nm. ทันที โดย
ใช้ Blank ปรับ 0. สีที่เกิดจะคงที่ไม่เกิน 20 นาที

การคำนวณ

$$\text{Cholesterol} = \frac{\text{OD.T}}{\text{OD.S}} \times \text{C.S. (mg / dl.)}$$

หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐานต้องวัด อ่านค่าในเวลาเท่ากับ
ที่ทำกราฟมาตรฐานไม่เกิน 10 นาที สีที่เกิดคงที่ไม่เกิน 20
นาที

ค่าปกติ

ชาย 140-280 mg/ dl.

หญิง 140-240 mg/ dl.

หมายเหตุ

1. สีที่เกิดขึ้นมีเสถียรภาพ 10-20 นาที
2. Linearity 600 mg/ dl.
3. Bilirubin 20 mg/dl. และ Hemoglobin 100 mg/dl.
ไม่รบกวนการตรวจวัด

References

1. Trinder P. Am. Clin. Biochem. 1969; 6; 24
2. Allain CC, et al. Clin. Chem. 1974; 20; 470

BIOTECH REAGENT

HEMOGLOBIN SET

(CYANMETHEMOGLOBIN METHOD)

Code No. RA-011-10

For Drabkin 5 Vials x 1 L.

Code No. RA-025-10

HGB STD. 15 ml.

หลักการ

Hemoglobin ทำปฏิกิริยากับ Ferric Cyanide ได้เป็น Methemoglobin ซึ่งจะรวมกับ Cyanide ได้เป็น Cyanmethemoglobin ความเข้มของสีเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณของ Hemoglobin

น้ำยา

1. Drabkin Reagent (RA-011-10) : 5 ขวด/ชุด ให้ละลายด้วย D.W. 1 L. / 1 ขวด เก็บในขวดสีชาที่อุณหภูมิห้องพ้นแสง
2. Hemoglobin Standard (71.713 mg/dl.) / Cyanmethemoglobin corresponding to 18.0 g/dl. HGB whole blood a dilution of 1 : 250 by Drabkins Reagent. Contains Cyanide.

Do not pipet by mouth.

น้ำยามีอายุสามที่ระบุนจลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

สิ่งส่งตรวจ - Whole blood

วิธีทำ

1. การวัด Hemoglobin ในสิ่งส่งตรวจ

	Test	Blank	
Whole Blood	0.02	-	ml.
Reagent	5.0	5.0	ml.
Mix, ตั้งทิ้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 10 นาที			
อ่านค่า Absorbance ที่ 540 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0			

2. การเตรียมกราฟมาตรฐาน

	S1	S2	S3	
Standard	0	2.5	5	ml.
Reagent	5	2.5	0	ml.
Hb conc.	0	9.0	18.0	g/dl.
Mix, ตั้งทิ้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 10 นาที				
อ่านค่า Absorbance ที่ 540 nm. โดยใช้ Reagent Blank ปรับ 0.				

การคำนวณ

$$\text{Hemoglobin (g/dl.)} = \frac{\text{OD.T}}{\text{OD.S}} \times \text{C.S (g/dl.)}$$

หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

ข้อควรทราบ

1. HGB Standard Solution ควรมีสีแดงใส ถ้าขุ่นควรทิ้ง
2. ตั้งทิ้งไว้ให้เท่าอุณหภูมิห้อง และเขย่ากัวหลอดไอน้ำข้างในก่อนเปิดฝา
3. ค่าที่กำหนดจะมีความแม่นยำเมื่อใส่ไปยวัดขณะอุณหภูมิห้องเท่านั้น

ค่าปกติ

ชาย 14 - 16 g/dl.

หญิง 12 - 14 g/dl.

Reference

- Cannon RK. Clin. Chem. 1968; 4; 246

IRON FERENE	R5C300A – R5C350A – R5C355A	 www.idsdiagnostics.com
Iron quantitative determination in serum or plasma.		
IN VITRO DIAGNOSTIC USE		

1. Intended use

This IDS Iron Iron kit (R5C300A-R5C350A-R5C355A) is used for quantitative determination of iron in serum or plasma specimens.

Hemoglobin or iron-sulfide containing enzymes account for 5% of total body-iron (3-6g in adult); the erythrocytes and their precursors account for 65% and myoglobin for 10%. Iron stored in ferritin in every tissue represents 20% of the total. Iron is transported in the cells by transferrin. Serum iron concentration is normally 10-30 µmol/L. Body iron is rigorously conserved, therefore, the absorption of additional iron (1-2 mg/d) compensates the losses. Iron deficiency has a worldwide prevalence of about 30%, affecting mostly children and women of child-bearing age in the developing countries, a consequence of malnutrition and parasites. In developed countries, it affects adults essentially, due to gastrointestinal and digestive bleedings. It is revealed by low serum concentrations of iron and ferritin while transferrin is elevated but with a low saturation rate. Iron overload is typically expressed by an elevation of serum iron and ferritin concentrations, low transferrin but with an abnormally high rate of saturation (>60%). Hereditary haemochromatosis generates a progressive iron overload with multiple parenchymal damages affecting mostly the liver, the endocrine tissues the heart and the joints. Secondary iron overload is due to severe refractory anemias, such as thalassemia, and specially when treated by blood transfusions and poly-transfusion programmes during radio- and chemotherapy in view of a bone marrow graft.

2. Principle of the method

In acid medium (pH 4.8), iron is instantly released from transferrin and reduced into a ferrous state (Fe²⁺). Ferene S forms with ferrous iron a stable coloured complex. The colour intensity is proportional to the quantity of iron contained in the specimen.

Copper interference is deleted with a specific agent.

3. Reagents and storage

Reagents are liquid and ready for use.

Reagents must be stored at 2°C to 8°C.

They are stable until expiration date printed on the product label. Once opened stability lasts 90 days at 2-8°C.

Reagents must be clear, do not use in case of turbidity.

REAG 2 shows a yellow colour which can become deeper. It doesn't affect the performances at all.

Remove the necessary quantity of reagents (R5C300A) for the assay and replace the reagents at storage temperature.

For use on LBSA XS, pour REAG 2 into a 5 ml reagent dispenser. Set this dispenser into a REAG 2 empty vial distilled with a bar code.

R5C300A	R5C350A	R5C355A
R1 = 2 x 100 ml	R1 = 8 x 50 ml	R1 = 8 x 45 ml
R2 = 2 x 5 ml	R2 = 4 x 5 ml	R2 = 6 x 5 ml

3.1 REAG 1 BUFFER

Acetate buffer, pH 4.8	1.4 mmol/l
Guanidine hydrochloride	≥ 4.5 mol/l
Copper specific agent	

3.2 REAG 2 FERENE S

Ferene S	≥ 20 mmol/l
Ascorbic acid	≥ 0.3 mol/l

4. Material required but not provided

Most of analysers for biochemistry, in particular IDS Lina 200, 300, 300 Plus, 500 Plus, XS, BH 6080 and IDS-5VS which applications are available or spectrophotometer.

5. Warnings and precautions

For in vitro diagnostic use only.

It must be handled by specialised staff.

Good laboratory and safety practices are advisable.

Use preferably disposable plastic equipment otherwise proceed to HCl 1N and distilled water rinsing.

Warning: REAG 1 is harmful if swallowed (R22) and irritating to eyes and skin (R36/38). Avoid contact with skin (R24). In case of contact with eyes, rinse immediately with plenty of water and seek medical advice (R28). wear suitable gloves (R37).

6. Assay procedure

6.1 Collection and handling of specimens

Non haemolysed serum or plasma collected in heparin

6.2 Manual assay procedure

	Reagent blank	Calibrator	Assay
Distilled water	200 µl		
Calibrator		200 µl	
Specimen			200 µl
REAG 1	1 ml	1 ml	1 ml

- Mix, read ABS₅₉₃ (assay and calibrator) at 593 nm (580-600nm) against reagent blank then add:

REAG 2	50 µl	50 µl	50 µl
--------	-------	-------	-------

- Mix

- Incubate at 37°C during 5 min.

- Read ABS₅₉₃ at 593 nm (580-600nm) against reagent blank.

Colour is stable for at least:

BIOTECH REAGENT

Liquid - Cholesterol

CHOD-PAP Method
End Point, Enzymatic Colorimetric Test

1500

3250

Intended Use

For the quantitative determination of Cholesterol in serum.

Principle

By using a CHOD-PAP enzyme coupled system to measure the cholesterol during the hydrolysis of a cholesterol ester by CE.



The rate of increase in absorbency at 500 nm is followed photometrically.

Reagents

Enzyme Reagent : Liquid CHOD-POD Enzyme
Standard : Cholesterol standard 200 mg/dl or 5.17 mmol/l

Reagent Preparation & Stability

All reagents ready to use.

Reagent concentration: CE > 300 U/L, CHOD > 200 U/L, POD 1200 U/L, PAP 0.4 mmol, phenol 25.0 mmol, pipes buffer 90 mmol pH 6.9, surfactant and preservative.

The reagent is stable, if unopened, up to expiry date state on the bottle, when stored at +2° to +8°C.

Opened, the reagent is stable for 4 weeks at +20° to +25°C or 12 weeks at +2° to +8°C.

Sample

Unhemolyzed serum or plasma with EDTA. Stability of cholesterol in sample 7 days at 4°C.

Procedure (Manual)

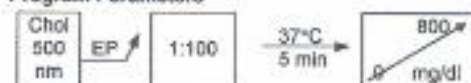
Wavelength : 500 nm (490-530 nm)
Optical path : 10 mm
Temperature : 37°C
Measurement : Read against reagent blank

Pipette Scheme

	Blank	Standard	Sample
Standard	-	10 µl	-
Sample	-	-	10 µl
Reagent	1000 µl	1000 µl	1000 µl

Mix, incubate for 5 min at 37°C or 10 min at 20°-25°C. Measure the absorbance of the standard and the sample against the reagent blank within 30 min.

Program Parameters



RA 119-05 (8x50 ml.)

RA 119-10 (6x100 ml.)

RA 119-25 (4x250 ml.)

Calculations

$$\frac{\text{Abs Unknown}}{\text{Abs Standard}} \times \text{Concentration of Standard} = \text{Cholesterol (mg/dl)}$$

Procedure Parameters for Chemistry Analyzers

Primary Wavelength	600 nm (490-530 nm)
2° Wavelength	600 nm
Reaction Type	End Point
Reaction Temperature	37°C
Reaction Direction	Increase
Sample / Reagent Ratio	1:100
Lag Time	No
Reaction Time	5 min
Low Abs Limit	< 0.200
High Abs Limit	< 1.000
Standard Value	200 mg/dl
Factor Value	1
Low Normal	140 mg/dl
High Normal	200 mg/dl
Linearity	800 mg/dl
Blank	Reagent Blank

Normal Values

Men : 140 - 260 mg/dl
Women : 140 - 240 mg/dl

Linearity

The test is linear up to 800 mg/dl or 21 mmol/l of cholesterol. For higher concentration, dilute the sample 1:1 with physiological saline solution then multiply the result by 2.

The test is not interfered by uric acid, ascorbic acid, glutathione, bilirubin and creatinine in physiological concentration. Severely icteric, hemolytic, or lipemic sample require the sample blank.

Precision

	Mean (mg/dl)	SD (mg/dl)	CV %
Low	127	3.6	2.8 %
High	300	4.9	1.6 %
		Between Run	
Low	130	4.7	3.6 %
High	324	6.2	2.5 %

References

1. Richmond, N. Clin. Chem. 19 : 1350 (1973)
2. Thomas, L., Labor and Diagnose, 4th ed. (1992)
3. Pegg, H.M. Ann. Clin. Biochem. 10, 79-84 (1973)

BIOTECH REAGENT

TOTAL PROTEIN SET (BIURET METHOD)

Code No. RA - 125-10

Size 400 Tests

750

หลักการ

Protein ทำปฏิกิริยากับ Cupric ion ในสารละลายที่เป็นด่าง ได้สารประกอบเชิงซ้อนสีม่วงน้ำเงิน
ความเข้มของสีเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณ Protein

น้ำยา

1. Biuret Reagent : เก็บที่อุณหภูมิห้อง
2. Protein Standard 6.0 g/dl เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C
น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

สิ่งส่งตรวจ

Non-Hemolyzed Serum หรือ Plasma มีเสถียรภาพ 5 วัน
เมื่อเก็บที่ 2°-6°C

วิธีทำ

	Test	Standard	Blank	
Sample	0.025	-	-	ml.
Standard	-	0.025	-	ml.
D.W.	-	-	0.025	ml.
Reagent	1.5	1.5	1.5	ml.
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 5 นาที				
อ่านค่า Absorbance ที่ 550 nm. โดยใช้ Blank ปรับ 0.				

การคำนวณ

$$\text{Total Protein (g/dl.)} = \frac{\text{OD.T}}{\text{OD.S}} \times \text{C.S (g/dl.)}$$

หรืออ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

ค่าปกติ

6 - 8 g / dl.

หมายเหตุ

1. สีที่เกิดขึ้นมีเสถียรภาพ 80 นาที
2. Linearity 10 g / dl
3. ในกรณีที่ Serum ชุ่มต้องทำ Serum Blank เพื่อหักลบค่า
4. Bilirubin < 30 mg/dl. ไม่รบกวนการตรวจวัด
5. Hemoglobin > 100 mg/dl. จะทำให้ค่าตรวจวัดสูงขึ้น

References

1. Weichselbaum TE. Am. J. Clin. Path. 1946; 16: 40-49
2. Rosenthal HL, Cenditt HT. Clin. Chem. 1956: 2894

BIOTECH REAGENT

SGOT SET

(REITMAN & FRANKEL COLORIMETRIC METHOD)

Code No. RA-128-10

Size 400 Tests

หลักการ

SGOT จะทำหน้าที่เคลื่อนย้าย Amino Group จาก Aspartate ไปยัง Ketoglutarate ได้ Oxalacetate ซึ่งสามารถทำปฏิกิริยากับ 2,4-Dinitrophenylhydrazine ในสภาวะละลายต่าง ได้ Hydrazone สีน้ำตาล

น้ำยา

R 1 : SGOT Substrate : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C

R 3 : Color Reagent : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C

R 4 : 0.4 N. Sodium hydroxide : เก็บที่อุณหภูมิห้อง

R 5 : Calibration Solution : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C

น้ำยามีอายุคงที่ประมาณสอง เดือนเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

สิ่งส่งตรวจ

Serum มีเสถียรภาพประมาณ 3 วัน ที่อุณหภูมิห้อง และ
อย่างน้อย 2 สัปดาห์ที่ 2°-6° C

วิธีทำ

1. พบวัด SGOT activity ในสิ่งส่งตรวจ

	Test
Reagent (1)	0.25 ml.
Incubate 37° C 5 นาที	
Sample	0.10 ml.
Mix, Incubate 37° C 30 นาที	
Reagent (3)	0.25 ml.
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 20 นาที	
Reagent(4)	2.50 ml.
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 5 นาที	
อ่านค่า Absorbance ที่ 520 nm. โดยใช้ D.W. ปรับ 0	

2. เครื่องวัดค่ามาตรฐาน

	S 1	S 2	S 3	S 4	S 5	S 6	
Calibration	0	0.05	0.10	0.15	0.20	0.25	ml
Reagent (1)	0.50	0.45	0.40	0.35	0.30	0.25	ml
D.W.	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10	ml
Reagent (3)	0.50	0.50	0.50	0.50	0.50	0.50	ml
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 20 นาที							
Reagent (4)	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	ml
SGOT activity	0	20	55	95	148	216	Unit

Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 5 นาที

อ่านค่า Absorbance ที่ 520 nm. โดยใช้ D.W. ปรับ 0

การคำนวณ

อ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

คำปกติ

SGOT 8-40 Units

*** หมายเหตุ ***

1. สีที่เกิดขึ้นมีเสถียรภาพ 30 นาที
2. Anticoagulants ที่ใช้ได้คือ heparin, oxalate และ citrate
3. Hemolyzed serum จะให้ค่าพบวัดสูงกว่าค่าจริง

Reference

1. Reitman & Frankel, Am. J. Clin. Path. 1957; 28-66

BIOTECH REAGENT

SGPT SET

(REITMAN & FRANKEL COLORIMETRIC METHOD)

Code No. RA-128-20

Pack Size 400 Tests

หลักการ

SGPT จะทำหน้าที่เปลี่ยนกรด Amino Group จาก Alanine ไปยัง Ketoglutarate ได้ Pyruvate ซึ่งสามารถทำปฏิกิริยากับ 2,4-Dinitrophenylhydrazine ในสารละลายต่าง ได้ Hydrazone สีน้ำตาลแดง

น้ำยา

- R 2 : SGPT Substrate : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C
 R 3 : Color Reagent : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C
 R 4 : 0.4 N. Sodium hydroxide : เก็บที่อุณหภูมิห้อง
 R 5 : Calibration Solution : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6° C
 น้ำยามีอายุสามวันหลังจากเมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

สิ่งส่งตรวจ

Serum มีเสถียรภาพประมาณ 3 วัน ที่อุณหภูมิห้อง และ
 อย่างน้อย 2 สัปดาห์ที่ 2°-6° C

วิธีทำ

1. ตรวจวัด SGPT activity ในสิ่งส่งตรวจ

Test	
Reagent (2)	0.25 ml.
Incubate 37° C 5 นาที	
Sample	0.10 ml.
Mix, Incubate 37° C 30 นาที	
Reagent (3)	0.25 ml.
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 20 นาที	
Reagent (4)	2.50 ml.
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 5 นาที	
อ่านค่า Absorbance ที่ 520 nm. โดยใส่ D.W. ปรับ 0	

2. เครื่องการพามาตรฐาน

	S 1	S 2	S 3	S 4	S 5	S 6	
Calibration	0	0.05	0.10	0.15	0.20	0.25	ml
Reagent (2)	0.50	0.45	0.40	0.35	0.30	0.25	ml
D.W.	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10	ml
Reagent (3)	0.50	0.50	0.50	0.50	0.50	0.50	ml
Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 20 นาที							
Reagent (4)	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	ml
SGPT activity	0	23	50	83	125	-	Unit

Mix, ตั้งไว้ที่อุณหภูมิห้อง 5 นาที

อ่านค่า Absorbance ที่ 520 nm. โดยใส่ D.W. ปรับ 0

การคำนวณ

อ่านค่าจากกราฟมาตรฐาน

ค่าปกติ

SGPT 5-35 Units

*** หมายเหตุ ***

1. ซีรัมที่เก็บมีเสถียรภาพ 30 นาที
2. Anticoagulants ที่ใช้ได้คือ heparin, oxalate และ citrate
3. Hemolyzed serum จะให้ค่าตรวจวัดสูงกว่าค่าจริง

Reference

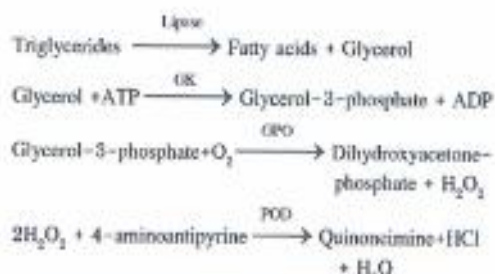
- * Reitman & Frankel. Am. J. Clin. Path. 1957; 28-56

BIO TECH REAGENT

TRIGLYCERIDES - GPO SET (ENZYME-COLORIMETRIC METHOD)

Code : RA-130-05 (7x 15 ml.) Code : RA-130-10 (12 x 25 ml.)
Code : RA-130-20 (8x 60 ml.) Code : RA-130-30 (8 x 100 ml.)

หลักการ



ความเข้มของสีที่เกิดขึ้นเป็นสัดส่วนโดยตรงกับปริมาณของ Triglycerides

น้ำยา

1. Triglyceride Enz. Powder : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C
2. Triglyceride Enz. Diluent : เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C
3. Triglyceride Standard 200 mg/dl. เก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C

น้ำยามีอายุตามที่ระบุบนฉลาก เมื่อเก็บตามอุณหภูมิที่กำหนด

การเตรียมน้ำยา Working Reagent

ละลาย Triglyceride Enz. Powder (1) ด้วย Diluent (2) ตามปริมาณที่ระบุไว้บนฉลาก น้ำยามีอายุหลังจากละลาย 5 สัปดาห์ เมื่อเก็บที่อุณหภูมิ 2°-6°C (ห้ามแสง)

สิ่งส่งตรวจ

Serum, EDTA หรือ Heparinized Plasma มีเสถียรภาพ 3-5 วัน ที่อุณหภูมิ 2°-6°C การเก็บ Sample ควรระวังการปนเปื้อนจาก Free Glycerol

วิธีทำ

	Blank	Sample	Standard
Sample	-	0.01	- ml.
Standard	-	-	0.01 ml.
D.W.	0.01	-	- ml.
Working Reagent	1.0	1.0	1.0 ml.

Mix, Incubate 37°C 5-10 นาที อ่านค่า Absorbance ที่ 505 nm. โดยใช้ Blank ปั่น 0

การคำนวณ

$$\text{Triglycerides (mg/dl.)} = \frac{\text{OD.T}}{\text{OD.S}} \times \text{C.S (mg/dl.)}$$

ค่าปกติ

60-170 mg/dl.

*** หมายเหตุ ***

1. ถ้า Total Volume ไม่พอวัดสามารถเพิ่ม Volume ของ Sample, Reagent และ Working Reagent เป็น 2 เท่าได้
2. สีที่เกิดขึ้นมีเสถียรภาพ 30 นาที
3. Linearity 700 mg/dl.
4. ในราย Icteric Serum ควรทำ Sample Blank โดยใช้ Sample 0.02 ml. ผสมกับ Saline 2 ml.

References

1. Bucol G, David H. Clin. Chem. 1973; 19; 476
2. McGraw RE, Dunn DE, Biggs HG. Clin. Chem. 1979; 23, 145

ประวัติผู้เขียน

นางสาวนฤมล ศรีดี เกิดเมื่อวันที่ 4 กรกฎาคม พ.ศ. 2526 เริ่มศึกษาชั้นประถมศึกษาปีที่ 1 - 6 ที่โรงเรียนสุพรรณภูมิ ชั้นมัธยมศึกษาปีที่ 1 - 3 ที่โรงเรียนสงวนหญิง จังหวัดสุพรรณบุรี ชั้นมัธยมศึกษาปีที่ 4 - 6 ที่โรงเรียนกระอนุตศึกษาลัย จังหวัดสุพรรณบุรี และสำเร็จการศึกษาระดับปริญญาตรี สาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ สำนักวิชาเทคโนโลยีการเกษตร มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี จังหวัดนครราชสีมา เมื่อปี พ.ศ.2548 เริ่มทำงานที่มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี ตำแหน่งผู้ช่วยวิจัยสาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ สำนักวิชาเทคโนโลยีการเกษตร มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี

ปี พ.ศ.2550 เข้าศึกษาต่อในระดับปริญญาโท สาขาวิชาเทคโนโลยีการผลิตสัตว์ สำนักวิชาเทคโนโลยีการเกษตร มหาวิทยาลัยเทคโนโลยีสุรนารี

