จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย
ทุนวิจัย
กองทุนรัชดาภิเษกสมโภช

รายงานวิจัย

ประสิทธิภาพในการบำบัดสารอินทรีย์ไนโตรเจนของตะกอนชีวภาพในระบบเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก

โดย

กษิดิศ หนูทอง

มกราคม ๒๕๕๗

กิตติกรรมประกาศ

ผู้วิจัยขอขอบพระคุณกองทุนรัชดาภิเษกสมโภช จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย ที่ได้ให้การสนับสนุนด้านการเงินซึ่งทำให้โครงการสามารถดำเนินการสำเร็จตามเป้าหมาย นอกจากนี้ผู้วิจัยขอขอบพระคุณ ดร. สรวิศ เผ่าทองศุข แห่งศูนย์พันธุวิศวกรรมและเทคโนโลยีชีวภาพแห่งชาติที่ให้คำแนะนำในการทำวิจัยระหว่างดำเนินโครงการ

ชื่อโครงการวิจัย ประสิทธิภาพในการบำบัดสารอนินทรีย์ไนโตรเจนของตะกอนชีวภาพในระบบเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก

ชื่อผู้วิจัย ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. กษิดิศ หนูทอง

เดือนและปีที่ทำวิจัยเสร็จ มกราคม 2557

บทคัดย่อ

งานวิจัยนี้แบ่งออกเป็น 3 ส่วนหลัก โดยมีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาถึงสภาวะที่เหมาะสมของการใช้งานระบบไบโอฟล็อกเพื่อการเลี้ยงสัตว์น้ำระดับความหนาแน่นสูง และศึกษาความสามารถของตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อกในการควบคุมความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนตลอดจนติดตามการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพและเคมีของตะกอนชีวภาพในระหว่างการเลี้ยงสัตว์น้ำ ผลการทดลองที่ 1 แสดงข้อมูลเบื้องต้นว่าระดับของตะกอนชีวภาพในช่วง 200 - 500 mg SS/L มีความเหมาะสมในการควบคุมคุณภาพน้ำ เมื่อภาระไนโตรเจนจากอาหารสัตว์น้ำไม่เกิน 2.68 mg N/L/day การทดลองที่ 2 ศึกษาระดับของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของสัตว์น้ำที่ควรคงไว้ในระบบไบโอฟล็อก โดยที่มาของตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้อาหารสัตว์น้ำ หรือใช้แป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำในสัดส่วนน้ำหนักคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20:1 ผลการทดลองพบว่าเมื่อคงระดับตะกอนชีวภาพอยู่ระหว่าง 200 - 300 mg SS/L ระบบไบโอฟล็อกสามารถควบคุมความเข้มข้นแอมโมเนียและไนไตรท์ได้น้อยกว่า 1.0 mg N/L และตะกอนชีวภาพมีอัตราการบำบัดแอมโมเนียอยู่ในช่วงตั้งแต่ 14 - 16 mg N/g SS/day ข้อมูลจากการทดลองที่ 2 ถูกนำมาใช้ในการทดลองที่ 3 ซึ่งเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่ถ่ายน้ำเป็นเวลา 60 วัน โดยมีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาความสามารถในการควบคุมสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนของตะกอนชีวภาพเมื่อมีการควบคุมระดับตะกอน และติดตามการเปลี่ยนแปลงสมบัติทางเคมีของตะกอนชีวภาพระหว่างการเลี้ยงสัตว์น้ำ ผลการทดลองพบว่าเมื่อตะกอนชีวภาพมีความเข้มข้นระหว่าง 200 - 300 mg SS/L ระบบไบโอฟล็อกสามารถควบคุมแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ต่ำกว่า 1.0 mg N/L เมื่อมวลของสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อกมีค่าน้อยกว่า 3.7 kg/m^3 ผลการวิเคราะห์ธาตุในตะกอนชีวภาพพบว่าไม่มีการเปลี่ยนแปลงตามเวลาอย่างมีนัยสำคัญหลังจากวันที่ 15 ทั้งในชุดควบคุมที่มีการเติมแป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำทุกวัน และชุดทดลองที่

เติมอาหารสัตว์เท่านั้น อย่างไรก็ตามปริมาณธาตุคาร์บอนในชุดควบคุม (ร้อยละ 34.19 ± 0.172) มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญเมื่อเปรียบเทียบกับชุดทดลอง (ร้อยละ 32.17 ± 0.273) ขณะที่ร้อยละของธาตุไนโตรเจนและไฮโดรเจนในตะกอนชีวภาพของชุดควบคุมและชุดทดลองไม่มีความแตกต่างกัน ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนพบว่าไนตริฟิเคชันมีความสาคัญต่อการบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ในระบบไบโอฟล็อกที่ผ่านการใช้งานมาซักระยะ (60 วัน) มากที่สุด โดยคิดเป็นร้อยละ 44.2 และ 55.0 ของปริมาณไนโตรเจนที่เข้าสู่ระบบไบโอฟล็อกในชุดควบคุมและชดุทดลองตามลำดับ ตามมาด้วยกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ซึ่งมีสัดส่วนน้อยกว่าไนตริฟิเคชันมาก ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนอาจทำให้สามารถปรับเปลี่ยนรูปแบบการจัดการระบบไบโอฟล็อก เช่น หยุดการให้แหล่งคาร์บอนหลังจากใช้งานระบบไบโอฟล็อกเข้าสู่กระบวนการไนตริฟิเคชันที่สมบูรณ์ หรือ ปรับเปลี่ยนมาใช้อาหารที่มีโปรตีนต่ำลง นอกจากนี้ระหว่างการทดลองพบว่ามีความจำเป็นต้องปรับปรุงหน่วยแยกตะกอนเพื่อให้มีประสิทธิภาพในการควบคุมตะกอนที่ความเข้มข้นในช่วงแคบๆ และเพื่อให้ใช้งานได้สะดวกมากขึ้น

Project Title Efficiency of Inorganic Nitrogen Treatment by Biological Sludge in Biofloc Aquaculture System

Name of Investigators Assistant Professor Kasidit Nootong (Ph.D)

Year January 2014

Abstract

This study, divided into three main sections, intended to identify the optimal operating condition of biofloc system for intensive aquaculture cultivation, assess the ability of biological sludge in controlling inorganic nitrogen concentration under practical limits, and monitor the temporal change in chemical compositions of biological sludge during aquaculture cultivation in biofloc system. The first experiment yielded the preliminary results that the biological sludge should be maintained between 200 and 500 mg SS/L given the nitrogen loading rates from feeding was up to 2.68 mg N/L/day. The second experiment tried to determine the suitable levels of biological sludge in biofloc system and the corresponding aquaculture weight densities that would produce acceptable ammonia and nitrite concentrations provided that biological sludge formation was induced either by the addition of aquaculture feeds or addition of organic carbon source (tapioca starch) and aquaculture feeds at C:N weight ratio of 20:1. Results of the second experiment found that maintaining biological sludge in the range from 200 - 300 mg SS/L led to acceptable ammonium and nitrite concentrations less than 1.0 mg N/L for the aquaculture weight density less than 7 kg/m^3 for both methods of biological sludge induction. Ammonium degradation rates of the biological sludge associated with optimal operating condition (i.e., 200 - 300 mg SS/L) were in the range from 14 - 16 mg N/g SS/day. Data from the second experiments were employed in the third experiment, which cultivated tilapia in biofloc system without water exchange for 60 days with aims to assess the control of inorganic nitrogen concentrations and to monitor the change in

chemical composition of biological sludge. When the biological sludge was maintained in the range from 200 - 300 mg SS/L, ammonia and nitrite concentrations in biofloc systems could be kept below 1.0 mg N/L given the biomass of aquaculture was less than 3.7 kg/m^3. CHN analysis indicated that elemental compositions of biological sludge from both control (tapioca starch and feed addition on the daily basis) and treatment (only feed addition) tanks were statistically insignificant different with respect to cultivation period after day 15. However, carbon compositions of biological sludge in control tanks (34.19 ± 0.172%) were statistically different to those of treatment tanks (32.17 ± 0.273%) while nitrogen and hydrogen elemental compositions are comparable among both sets. Nitrogen balance analysis indicated that the nitrogen input from feeding were treated mainly by nitrification, which accounted for approximately 44.2% in control tanks and 52% in treatment tanks, and followed by nitrogen assimilation at significantly less portions. The result from the nitrogen balance calculation suggested that operation of biofloc system could be changed to attain higher efficiency, for instance discontinued feeding after the system attained the complete nitrification or using feed with lower protein contents. Finally, the observation made during the last experiment led to the recommendation that solids separating unit used during tilapia cultivation required additional improvement to increase the efficiency and to facilitate the operators when using the system.

สารบัญ
Table of Contents

กิตติกรรมประกาศ		ii
บทคัดย่อภาษาไทย		iii
บทคัดย่อภาษาอังกฤษ		v
สารบัญ		vii
สารบัญตาราง		ix
สารบัญรูปภาพ		xi

บทที่	**เนื้อหา**	**หน้าที่**
1	**บทนำ**	**1**
	1.1 ที่มาและความสำคัญของงานวิจัย	1
	1.2 วัตถุประสงค์ของงานวิจัย	3
	1.3 ขอบเขตของงานวิจัย	4
	1.4 ประโยชน์ที่คาดว่าจะได้รับ	5
2	**การทบทวนวรรณกรรม**	**6**
	2.1 กระบวนการชีวภาพสำหรับบำบัดสารอินทรีย์ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำ	6
	2.2 ระบบการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก	9
3	**การศึกษาเบื้องต้นของการเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก**	**13**
	3.1 วิธีการทดลอง	13
	3.2 ผลการทดลอง	15

บทที่	เนื้อหา	หน้าที่
4	**สภาวะที่เหมาะสมของระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบบไบโอฟล็อก**	25
	4.1 วิธีการทดลอง	25
	4.2 ผลการทดลอง	28
5	**การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก**	36
	5.1 วิธีการทดลอง	37
	5.2 ผลการทดลอง	39
6	**สรุปผลและข้อเสนอแนะ**	57
7	**เอกสารอ้างอิง**	60
8	**ภาคผนวก**	65
	8.1 ผลผลิตของโครงการ	65
	8.2 การเผยแพร่งานวิจัย	65

สารบัญตาราง
List of Tables

ตารางที่	ชื่อตาราง	หน้าที่
3.1	ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับของตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน	19
3.2	อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ได้จากการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่มีการถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน	20
3.3	อัตราการเจริญเติบโตของบำบัดแอมโมเนียของปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่มีการถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน	21
3.4	เปรียบเทียบอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในการทดลองนี้กับงานวิจัยที่ผ่านมา	21
4.1	อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ระดับความเข้มข้นของตะกอนที่แตกต่างกัน	35
5.1	ตัวแปรทางกายภาพของน้ำในระบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง	41
5.2	สมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกของชุดควบคุมที่เติมอาหารและแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วน C:N = 20:1	49
5.3	สมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกของชุดทดลองที่เติมอาหารเพียงอย่างเดียว	50

ตารางที่	ชื่อตาราง	หน้าที่
5.4	ปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน ในตะกอนชีวภาพจากถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกของชุดควบคุมและชุดทดลอง	51
5.5	ข้อมูลการเจริญเติบโตของปลานิลในชุดควบคุมและชุดทดลองของการเลี้ยงในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่เปลี่ยนน้ำเป็นเวลา 60 วัน	52

สารบัญรูปภาพ
List of Figures

รูปที่	ชื่อรูป	หน้าที่
2.1	แนวคิดของการบำบัดสารอนินทรีย์ไนโตรเจนและการนำกลับโปรตีนที่เหลือจากการบริโภคของสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก (กษิดิศ หนูทอง, 2551)	10
3.1	ความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นเวลา 60 วัน	16
3.2	ตัวแปรทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนเป็นเวลา 60 วัน (ลูกศรในกราฟของอัลคาลินตี้แสดงการเติมปูนขาวลงในถังเลี้ยงปลานิล)	17
3.3	ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน	18
3.4	การเปลี่ยนแปลงกลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพจากระบบไบโอฟล็อกที่ไม่เปลี่ยนน้ำและไม่มีการควบคุมปริมาณตะกอน (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates	24
4.1	การเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพซึ่งประกอบด้วยออกซิเจนละลายน้ำ อุณหภูมิ และพีเอช ของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลที่มีการกระตุ้นการสร้างตะกอนชีวภาพด้วยอาหารสัตว์น้ำ	29
4.2	ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่ระดับต่างๆ ของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิล โดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้อาหารสัตว์น้ำ	30

รูปที่	ชื่อรูป	หน้าที่
4.3	ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ	30
4.4	ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่ระดับต่างๆ ของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิล โดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้แป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำ	32
4.5	ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ	32
4.6	ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ที่ระดับของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิลต่างๆ ในระหว่างการทดลองโดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้อาหารสัตว์น้ำและแป้งมันสำปะหลังที่อัตราส่วน C:N = 20:1	33
4.7	ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ	33
5.1	การติดตั้งหน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจาก ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554)	38
5.2	อัตราการให้อาหารปลานิลและปริมาณไนโตรเจนสะสมในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกในชุดควบคุมและชุดทดลอง	40
5.3	แนวโน้มของตัวแปรทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง (ลูกศรในกราฟของอัลคาลินิตี้แสดงการเติมปูนขาว)	42
5.4	ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกในชุดควบคุม (ลูกศรแสดงการเปิดหน่วยแยกตะกอนครั้งละ 5 ชั่วโมง)	44

รูปที่	ชื่อรูป	หน้าที่
5.5	ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกในชุดทดลอง (ลูกศรแสดงการเปิดหน่วยแยกตะกอนครั้งละ 5 ชั่วโมง)	45
5.6	หน่วยแยกตะกอนที่ใช้ในการทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่เปลี่ยนน้ำก่อนและหลังการปรับปรุง	47
5.7	การเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตในชุดควบคุมที่ให้อาหารสัตว์น้ำและแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วน C:N = 20:1 (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates	55
5.8	การเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตในชุดทดลองที่ให้อาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียว (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates	56

บทที่ 1
บทนำ

1.1 ที่มาและความสำคัญของงานวิจัย

ปัจจุบันการเลี้ยงสัตว์น้ำในประเทศไทยมีอัตราการขยายตัวมากขึ้นซึ่งเป็นผลจากความต้องการแหล่งโปรตีนที่เพิ่มสูงขึ้นจากการขยายตัวของประชากรในประเทศรวมถึงการขยายตัวของการส่งออกผลิตภัณฑ์จากสัตว์น้ำ ด้วยเหตุนี้เกษตรกรผู้เลี้ยงสัตว์น้ำจึงต้องพัฒนารูปแบบการเลี้ยงให้มีประสิทธิภาพสูงขึ้นเพื่อให้สามารถรองรับความต้องการของตลาดผู้บริโภค โดยทั่วไปการเลี้ยงสัตว์น้ำแบ่งออกได้เป็น 2 ระบบ คือ ระบบเปิดและระบบปิด การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบเปิดได้รับความนิยมมากในหมู่เกษตรกรเนื่องจากง่ายต่อการดำเนินงานและลงทุนที่ต่ำกว่า การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบเปิดจะผันน้ำจากแหล่งน้ำธรรมชาติเข้าสู่บ่อเลี้ยง และถ่ายน้ำในบ่อเลี้ยงที่มีการปนเปื้อนลงสู่แหล่งน้ำธรรมชาติอีกครั้งโดยไม่ผ่านการบำบัด ซึ่งทำให้เกิดผลกระทบต่อระบบนิเวศน์ทางน้ำตามมา ตลอดจนนำไปสู่การติดโรคในฟาร์มเลี้ยงหากนำน้ำจากแหล่งน้ำที่มีการปนเปื้อนมาใช้งาน สำหรับการเลี้ยงในระบบปิดนั้นเป็นรูปแบบที่นิยมในหมู่นักวิชาการและผู้ประกอบการที่มีทุนทรัพย์ การเลี้ยงในระบบปิดจะผนวกการบำบัดน้ำและหมุนเวียนน้ำที่บำบัดแล้วมาใช้ประโยชน์อีกครั้ง ทำให้ลดมลพิษที่เกิดขึ้นต่อระบบนิเวศน์ลงได้ นอกจากนี้การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบปิดยังสามารถเพิ่มผลผลิตและลดการติดโรค อย่างไรก็ตามการเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบปิดมีข้อเสีย คือ มีต้นทุนในการดำเนินการสูง และต้องอาศัยบุคลากรที่มีความรู้ในการควบคุมระบบบำบัด

การสะสมของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน ได้แก่ แอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท เป็นสิ่งที่พบได้ทั่วไประหว่างการเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบปิด ที่ใช้บ่อเลี้ยงประเภทบ่อไร้ดินที่ปูด้วยผ้าใบหรือบ่อซีเมนต์ สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนเหล่านี้เกิดจากการขับถ่ายของสัตว์น้ำและการย่อยสลายของอาหารสัตว์น้ำที่เหลือจากการบริโภค ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ที่มากกว่า 1.0 mg N/L จะส่งผลเสียต่อสุขภาพสัตว์น้ำ เช่น ก่อให้เกิดความเครียด ลดความสามารถของระบบ

ภูมิคุ้มกัน หรือลดความสามารถในการขนถ่ายออกซิเจนของเม็ดเลือดสัตว์น้ำ เป็นต้น การสะสมของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่กล่าวถึงมักพบในบ่อไร้ดินที่มีความหนาแน่นของสัตว์น้ำมากกว่า 3.0 kg/m^3 ระบบบำบัดน้ำหลายประเภทได้ถูกนำมาใช้งานเพื่อลดผลกระทบของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนต่อสัตว์น้ำและสิ่งแวดล้อม ระบบบำบัดโดยใช้สาหร่ายขนาดเล็กมีค่าใช้จ่ายต่ำ แต่ประสบปัญหาในด้านประสิทธิภาพการบำบัดเนื่องจากวงจรวัฏจักรชีวิตของสาหร่าย ระบบบำบัดตัวกรองชีวภาพไนตริฟิเคชันได้รับความนิยมและมีประสิทธิภาพสูงในการบำบัดแอมโมเนียและไนไตรท์ แต่มีข้อจำกัดเนื่องจากระบบเหมาะแก่การใช้งานในโรงเรือนและไม่สามารถนำกลับโปรตีนในอาหารสัตว์ที่มีราคาสูงกลับมาใช้ใหม่ ประเด็นดังกล่าวมีความสำคัญต่อความยั่งยืนของระบบเลี้ยงสัตว์น้ำเนื่องจากอาหารสัตว์น้ำเป็นค่าใช้จ่ายหลักของการเลี้ยง แต่สัตว์น้ำโดยทั่วไปสามารถใช้ประโยชน์จากโปรตีนในอาหารได้เพียง 25 - 30% และส่วนที่เหลือจะถูกขับถ่ายออกมาในน้ำ

ระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกได้รับความสนใจเป็นอย่างมากในปัจจุบันโดยเฉพาะในการเลี้ยงกุ้งและปลานิล เนื่องจากระบบสามารถบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและนำกลับโปรตีนจากอาหารสัตว์ได้พร้อมกัน การบำบัดแอมโมเนียในระบบไบโอฟล็อกเกิดจากแบคทีเรียในน้ำถูกกระตุ้นให้เจริญเติบโตอย่างรวดเร็วโดยเติมสารอินทรีย์คาร์บอนและให้อากาศอย่างเพียงพอ ภายใต้สภาวะดังกล่าวแบคทีเรียในน้ำจะตรึงแอมโมเนียเข้าสู่เซลล์เพื่อนำไปสร้างโปรตีน ส่งผลให้แบคทีเรียเจริญเติบโตอย่างรวดเร็วและเพิ่มปริมาณมากขึ้นจนกระทั่งรวมกันเป็นกลุ่มตะกอนชีวภาพชีวภาพขนาดใหญ่เรียกว่า “ตะกอนไบโอฟล็อก” ซึ่งสัตว์น้ำเศรษฐกิจ เช่น กุ้งขาว กุ้งกุลาดำ ปลานิล และปลาทับทิม สามารถนำมาใช้เป็นอาหารได้ การบริโภคตะกอนไบโอฟล็อกของสัตว์น้ำสามารถประหยัดค่าใช้จ่ายในส่วนของอาหาร กล่าวคือสามารถลดปริมาณอาหารที่ต้องให้แก่สัตว์น้ำ หรือลดสัดส่วนของโปรตีนในอาหารให้น้อยลง

ในทางทฤษฎีความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน ได้แก่ แอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ในระบบไบโอฟล็อกควรมีค่าค่อนข้างคงที่และอยู่ในระดับต่ำ ซึ่งเป็นผลจากกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ของแบคทีเรีย อย่างไรก็ตามผลการวิจัยโดย Nootong et al. (2011) ที่อาศัยการวิเคราะห์สมดุลมวลไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกในระดับห้องปฏิบัติ

การ พบว่ากระบวนการไนตริฟิเคชันและกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์มีบทบาทต่อการบำบัดไนโตรเจนในช่วงเวลาแตกต่างกัน โดยการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์จะมีบทบาทในช่วงเริ่มต้นระบบไบโอฟล็อก ขณะที่ไนตริฟิเคชันมีบทบาทเมื่อใช้งานระบบไประยะหนึ่ง ข้อด้อยของงานวิจัยดังกล่าวไม่ได้ควบคุมระดับของตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อกซึ่งทำให้ตะกอนอยู่ในระดับอันตรายต่อสัตว์น้ำ อย่างไรก็ตาม ผลการทดลองจากงานวิจัยของ Nootong et al. (2011) มีความสำคัญ เนื่องจากได้ข้อสรุปซึ่งแตกต่างจากงานวิจัยอื่นๆ ที่เน้นความสำคัญของกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์เป็นหลัก อนึ่งจากการค้นคว้ายังไม่พบรายงานเกี่ยวกับแนวทางการเริ่มต้นระบบไบโอฟล็อก ระดับของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในระบบไบโอฟล็อก และการเปลี่ยนแปลงสมบัติทางเคมีของตะกอนชีวภาพกับเวลาในระบบไบโอฟล็อก

จากเหตุผลดังกล่าว การศึกษาวิจัยเพื่อเพิ่มความเข้าใจในการบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในระบบไบโอฟล็อกจึงมีความจำเป็น โดยงานวิจัยนี้มีความประสงค์จะศึกษาถึงแนวทางที่เหมาะสมในการเริ่มต้นระบบไบโอฟล็อก และการควบคุมปริมาณตะกอนชีวภาพในระบบไบโอ-ฟล็อก ตลอดจนติดตามบทบาทของกระบวนการทางชีวภาพ เช่น ไนตริฟิเคชัน ดีไนตริฟิเคชัน และการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ ที่มีส่วนรับผิดชอบในการควบคุมความเข้มข้นของสารประกอบอนิน-ทรีย์ไนโตรเจนในระหว่างการเลี้ยงสัตว์น้ำที่ความหนาแน่นมากกว่า 3.0 kg/m^3 ซึ่งสูงกว่าความหนาแน่นของสัตว์น้ำที่ได้รับจากการเลี้ยงในบ่อแบบปกติ (Inland Aquaculture Ponds) ในประเทศไทยซึ่งส่วนใหญ่จับสัตว์น้ำที่ความหนาแน่นประมาณ 1.0 kg/m^3 นอกจากนี้งานวิจัยจะติดตามการเปลี่ยนแปลงของสมบัติทางกายภาพและเคมีของตะกอนชีวภาพในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกระหว่างการใช้งาน ผลที่ได้รับจากงานวิจัยนี้คาดว่าจะนำไปสู่การพัฒนาปรับปรุงรูปแบบการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกจนมีประสิทธิภาพสูง และสามารถถ่ายทอดความรู้ไปสู่เกษตรกรรายย่อยต่อไป

1.2 วัตถุประสงค์ของงานวิจัย

1. เพื่อศึกษาแนวทางในการเริ่มต้นระบบการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกและควบคุมการใช้งานระบบไบโอฟล็อก

2. เพื่อศึกษาประสิทธิภาพในการบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนของระบบไบโอฟล็อกและติดตามการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพและเคมีของตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อก

1.3 ขอบเขตของงานวิจัย

1. ทำการเลี้ยงปลานิล (*Oreochromis niloticus*) ในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่ถ่ายน้ำที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 ในถังพลาสติกทรงกลมขนาด 500 L และถังพลาสติกทรงสี่เหลี่ยมผืนผ้าขนาด 200 L ด้วยอาหารเม็ดที่มีจำหน่ายตามท้องตลาด และมีอัตราการให้อาหารเท่ากับร้อยละ 3 - 5 ต่อวันของน้ำหนักปลานิลทั้งหมดในถัง
2. ตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงเกิดขึ้นเองตามกลไกธรรมชาติจากการสะสมของสารอินทรีย์และสารอนินทรีย์ในถังเลี้ยง ซึ่งมาจากอาหารที่เหลือจากการบริโภคของปลานิล การขับถ่ายของปลานิล และซีวมวลของจุลินทรีย์ที่เจริญเติบโตจนมีปริมาณมากในบ่อเลี้ยง
3. แป้งมันใช้เป็นแหล่งคาร์บอนเพื่อกระตุ้นการเจริญของจุลินทรีย์ในระบบไบโอฟล็อกโดยเติมแป้งมันในอัตราส่วนน้ำหนัก C:N เท่ากับ 20:1 โดยแหล่งไนโตรเจนมาจากโปรตีนในอาหารเลี้ยงสัตว์น้ำ
4. ศึกษาการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพและเคมีของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงซึ่งประกอบด้วยพารามิเตอร์ต่างๆ ได้แก่ องค์ประกอบทางเคมี (คาร์บอน ไฮโดรเจน ไนโตรเจน) และตรวจสอบกลุ่มสิ่งมีชีวิตที่อาศัยอยู่ในตะกอนชีวภาพในแต่ละช่วงเวลาของการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิดในระบบไบโอฟล็อกโดยใช้กล้องจุลทรรศน์
5. เก็บตัวอย่างน้ำและตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงเป็นระยะเพื่อตรวจวัดความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน ได้แก่ แอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และตะกอนแขวนลอยตามวิธีมาตรฐานที่อ้างอิงจาก Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater APHA (1998)
6. ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพโดยใช้หน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจากงานวิจัยของนายศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554)

1.4 ประโยชน์ที่คาดว่าจะได้รับ

1. ได้รับแนวทางในการควบคุมตะกอนชีวภาพเพื่อให้สามารถใช้งานระบบไบโอฟล็อกได้อย่างมีประสิทธิภาพ
2. ได้ทราบถึงบทบาทและการเปลี่ยนแปลงของกระบวนการทางชีวภาพที่มีส่วนในการบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก ซึ่งจะนำไปสู่การใช้งานระบบเลี้ยงอย่างมีประสิทธิภาพ
3. เผยแพร่การใช้งานระบบไบโอฟล็อกให้แพร่หลายมากขึ้น

บทที่ 2
การทบทวนวรรณกรรม

2.1 กระบวนการชีวภาพสำหรับบำบัดสารอนินทรีย์ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำ

ไนโตรเจนเป็นปัจจัยที่มีผลต่อความสามารถในการผลิตของระบบเลี้ยงสัตว์น้ำ ไนโตรเจนส่วนใหญ่ในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำมาจากการให้อาหารซึ่งมีโปรตีนเป็นองค์ประกอบในสัดส่วนสูง ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำยังเกิดจากการขับถ่ายของสัตว์น้ำในรูปของยูเรียซึ่งจะถูกย่อยสลายเป็นแอมโมเนียต่อไป และเกิดจากการย่อยสลายของสารอินทรีย์ในบ่อเลี้ยงโดยแบคทีเรียภายในน้ำและตะกอนก้นบ่อจะเปลี่ยนโปรตีนให้เป็นสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนประเภทต่างๆ ได้แก่ แอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนไตรท ซึ่งมีความเป็นพิษต่อสัตว์น้ำในระดับที่แตกต่างกัน (Avnimelech, 2006) สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนเหล่านี้ย่อยสลายได้ตามธรรมชาติผ่านกระบวนการชีวภาพ อาทิ ไนตริฟิเคชัน ดีไนตริฟิเคชัน หรือถูกนำเข้าสู่เซลล์ของจุลินทรีย์โดยตรงเพื่อสร้างโปรตีนภายในเซลล์ เป็นต้น กระบวนการชีวภาพในวัฏจักรไนโตรเจนจะถูกใช้เป็นปฏิกิริยาพื้นฐานสำหรับออกแบบระบบบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนภายในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิด

การนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ (Nitrogen Assimilation)

สิ่งมีชีวิตขนาดเล็กในบ่อเลี้ยงสัตว์น้ำ เช่น แบคทีเรียและสาหร่ายขนาดเล็ก (Microalgae) สามารถนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์โดยตรง เพื่อนำไปสร้างโปรตีนซึ่งเป็นองค์ประกอบสำคัญของเซลล์ การนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์โดยสาหร่ายขนาดเล็กเป็นกระบวนการสำคัญที่ใช้บำบัดแอมโมเนียและไนเตรทในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบบ่อดิน (Earthen Pond) โดยไนโตรเจนจะถูกนำไปสังเคราะห์โปรตีนในช่วงกระบวนการสังเคราะห์แสง บทความวิจัยโดย Hargreaves (2006) ระบุว่าสาหร่ายขนาดเล็กสามารถนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ได้ในอัตรา 150 - 450 mg $N/m^2/day$ ในช่วงอุณหภูมิต่ำ

และเพิ่มขึ้นเป็น 750 - 1,500 mg $N/m^2/day$ ในช่วงอุณหภูมิสูง บทความเดียวกันยังระบุว่าสาหร่ายขนาดเล็กจะนำแอมโมเนียเข้าสู่เซลล์จนกระทั่งความเข้มข้นของแอมโมเนียเหลือน้อยกว่า 0.3 mg N/L จึงเปลี่ยนมาใช้ไนเตรทเป็นแหล่งไนโตรเจน แบคทีเรียกลุ่มเฮทเทโรโทรฟิกซ์ (Heterotrophic Bacteria) สามารถนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ได้ในระหว่างการเจริญเติบโตเพื่อสร้างโปรตีน โดยจะต้องกระตุ้นด้วยการเติมสารอินทรีย์คาร์บอนในสภาวะที่มีออกซิเจนเพียงพอ สมการที่ (2.1) และ (2.2) แสดงกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ของแบคทีเรียและสาหร่ายขนาดเล็กตามลำดับ โดยสัญลักษณ์ $C_5H_7O_2N$ และ $C_{106}H_{263}O_{110}N_{16}P$ หมายถึงองค์ประกอบอย่างหยาบของแบคทีเรียและสาหร่ายขนาดเล็ก (Ebeling and Timmons, 2006)

$$NH_4^+ + 1.18C_6H_{12}O_6 + HCO_3^- + 2.06O_2 \rightarrow C_5H_7O_2N + 6.06H_2O + 3.07CO_2 \text{ (Bacteria)} \quad (2.1)$$

$$16NH_4^+ + 92CO_2 + HPO_4^{2-} + 92H_2O + 14HCO_3^- \rightarrow C_{106}H_{263}O_{110}N_{16}P + 106O_2 \text{ (Microalgae)} \quad (2.2)$$

ไนตริฟิเคชัน (Nitrification)

ไนตริฟิเคชันเป็นกระบวนการทางชีวภาพที่อาศัยการทำงานของแบคทีเรียกลุ่มไนตริฟายอิง (Nitrifying Bacteria) ซึ่งใช้คาร์บอนจากก๊าซคาร์บอนไดออกไซด์เป็นพลังงานในการเปลี่ยนรูปแอมโมเนียและไนไตรท์ซึ่งเป็นพิษต่อสัตว์น้ำให้เป็นไนเตรทที่มีความเป็นพิษต่ำ กระบวนการไนตริฟิเคชันเกิดขึ้นในสภาวะที่มีออกซิเจน และแบ่งออกเป็น 2 กระบวนการย่อยดังสมการ

$$NH_4^+ + O_2 \rightarrow NO_2^- + 2H^+ + 2H_2O \text{ (Ammonia Oxidizing Bacteria เช่น } \textit{Nitrosomonas}) \quad (2.3)$$

$$NO_2^- + 0.5O_2 \rightarrow NO_3^- \text{ (Nitrite Oxidizing Bacteria เช่น } \textit{Nitrobacter}) \quad (2.4)$$

สภาวะเหมาะสมของกระบวนการไนตริฟิเคชันมีความคล้ายคลึงกับสภาวะแวดล้อมในการเลี้ยงสัตว์น้ำ กล่าวคือต้องการออกซิเจนที่ละลายน้ำ (DO) มากกว่า 4 mg/L พีเอชระหว่าง 7 - 8 ความเป็นด่างหรืออัลคาลินิตี้ (Alkalinity) ระหว่าง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L และอุณหภูมิในช่วง 20 -

30 ºC (Timmons et al., 2002) ไนตริฟิเคชันถูกยับยั้งได้จากสารอินทรีย์ที่มีคาร์บอนเป็นองค์ประกอบ เพราะคาร์บอนในสารอินทรีย์จะไปกระตุ้นการเจริญเติบโตของแบคทีเรียกลุ่มเฮทเทโรโทรฟิกซ์ ซึ่งมีอัตราการเจริญเติบโตสูงกว่าไนตริฟายอิงแบคทีเรียประมาณ 10 เท่า (Hargreaves, 2006) นอกจากนี้สารพิษและโลหะหนักหลายประเภทในระดับความเข้มข้นต่ำ เช่น Ag Hg Cu Zn Ni Cr Phenol Pesticide Cyanide Mercaptan และ Thiourea สามารถยับยั้งกระบวนการไนตริฟิเคชันได้เช่นกัน (Bitton, 1994)

ดีไนตริฟิเคชัน (Denitrification)

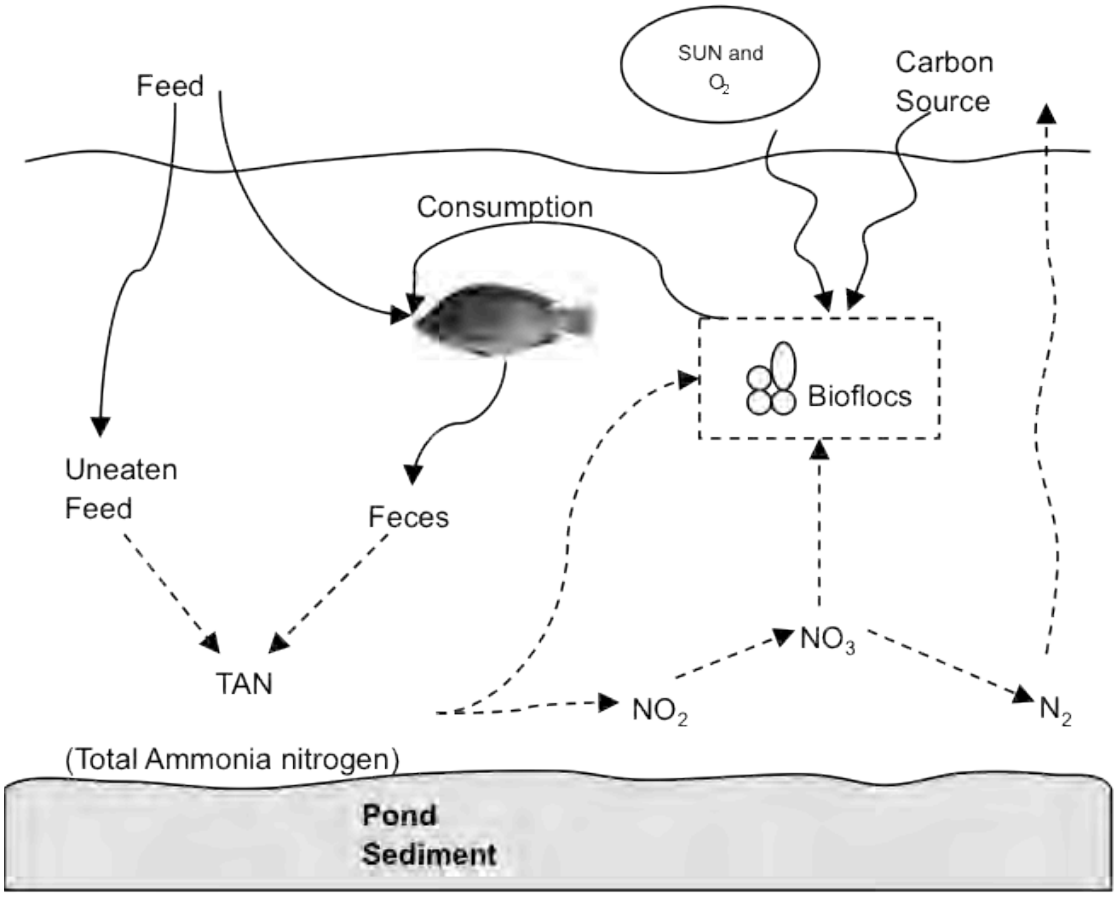
แม้ไนเตรทซึ่งเป็นผลิตภัณฑ์สุดท้ายของกระบวนการไนตริฟิเคชันจะมีความเป็นพิษต่ำต่อสัตว์น้ำ แต่การเลี้ยงสัตว์น้ำด้วยระบบไนตริฟิเคชันเป็นระยะเวลานานจะทำให้เกิดไนเตรทสะสมอยู่ในปริมาณมาก และเมื่อความเข้มข้นของไนเตรทมากกว่า 50 mg N/L ก็มีความจำเป็นต้องถ่ายน้ำบางส่วนเพื่อกำจัดไนเตรทออกไป (Timmons et al., 2002) กระบวนการดีไนตริฟิเคชันเป็นปฏิกิริยารีดอกซ์ที่เปลี่ยนไนเตรทให้อยู่ในรูปของก๊าซไนโตรเจนในสภาวะไร้ออกซิเจน ตัวอย่างของแบคทีเรียในกระบวนการดีไนตริฟิเคชัน ได้แก่ *Achromobacter*, *Bacillus denitrificans*, *Flavobacterium*, *Micrococcus denitrificans*, *Proteus* และ *Pseusomonas* ซึ่งจัดอยู่ในกลุ่มเฮทเทโรโทรฟิกซ์และไม่สามารถสร้างอาหารได้ (กษิดิศ หนูทอง, 2551) ดังนั้นจึงจำเป็นต้องอาศัยสารอินทรีย์จากภายนอกเพื่อเป็นวัตถุดิบในการเจริญเติบโตและเป็นแหล่งพลังงาน สารอินทรีย์ที่นิยมใช้ในกระบวนการดีไนตริฟิเคชัน คือ เมทานอล ซึ่งหาง่ายและราคาถูก สำหรับสภาวะเหมาะสมของกระบวนการดีไนตริฟิเคชันจะต้องมี DO < 0.5 mg/L พีเอชระหว่าง 7 - 8 และอุณหภูมิระหว่าง 25 - 35 ºC นอกจากนี้สารเคมีหลายประเภท เช่น โลหะหนัก Pesticide, Phenol, Cyanide, Acetylene, Sulfide, Dithiol และ phenanthroline สามารถยับยั้งกระบวนการดีไนตริฟิเคชันได้เช่นกัน (Bitton, 1994)

กระบวนการดีไนตริฟิเคชันที่กล่าวมาในข้างต้นต้องการสารอินทรีย์ เช่น เมทานอล เป็นแหล่งอิเลคตรอน อย่างไรก็ตามมีแบคทีเรียอีกหลายสารพันธุ์ที่สามารถเปลี่ยนแอมโมเนียให้เป็นก๊าซไนโตรเจนได้โดยตรง กระบวนการดังกล่าวซึ่งไม่ผ่านการสร้างไนเตรท ไม่ต้องการสารอินทรีย์และมี

ผลิตตะกอนในปริมาณน้อย กระบวนการชีวภาพในลักษณะนี้รู้จักกันในนาม Autotrophic Nitrification and Denitrification (Khin and Annachatre, 2004) แบคทีเรียในกลุ่มนี้โดยเฉพาะในกระบวนการ Anaerobic Ammonium Oxidation (Anammox) ได้รับความสนใจเป็นอย่างมาก โดยเฉพาะการบำบัดไนโตรเจนในน้ำเสียจากโรงงานอุตสาหกรรม ซึ่งมีความเข้มข้นของไนโตรเจนสูงกว่าน้ำเสียจากการเลี้ยงสัตว์น้ำเป็นอย่างมาก การบำบัดน้ำเสียจากการเลี้ยงสัตว์น้ำโดยกระบวนการ Autotrophic Nitrification and Denitrification มีความน่าสนใจในการศึกษาและพัฒนาต่อไป

ระบบการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก

ระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกยังรู้จักในนามอื่น เช่น Active Suspension Pond (ASP) หรือ Heterotrophic Microbial Controlled System มีลักษณะเป็นระบบแขวนลอย (Suspension System) รูปที่ 2.1 แสดงแนวคิดของระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก ในระบบไบโอฟล็อกจะต้องมีการกวนผสมที่ดีระหว่างน้ำและสารอื่นๆ ในบ่อเลี้ยง มีการสารอินทรีย์คาร์บอน เช่น แป้งมัน รำข้าว หรือกากน้ำตาล เพื่อกระตุ้นการเจริญเติบโตของแบคทีเรียโดยเฉพาะกลุ่มเฮทเทโรโทรฟิกซ์และเติมออกซิเจนอย่างเพียงพอเพื่อป้องกันน้ำเน่าเสีย (Avnimelech, 2006; Hargreaves, 2006) แบคทีเรียจะนำแอมโมเนียเข้าสู่เซลล์เพื่อสังเคราะห์โปรตีน และเพิ่มปริมาณมวลชีวภาพจนกระทั่งเป็นตะกอนชีวภาพขนาดใหญ่ซึ่งเรียกว่า “ตะกอนไบโอฟล็อก” ตะกอนไบโอฟล็อกมีขนาดประมาณ 0.1 - 2.0 mm มีลักษณะโครงสร้างเปิดและมีที่ว่างภายในถึงประมาณร้อยละ 65 - 70 โดยปริมาตร (Avnimelech 2006; Sales and Shieh, 2006) ภายในตะกอนไบโอฟล็อกอาจมีสิ่งมีชีวิตอื่นๆ เช่น สาหร่ายขนาดเล็ก (Microalgae) โรติเฟอร์ (Rotifers) และ โปรโตซัว (Protozoa) อาศัยร่วมกับแบคทีเรีย โดยสิ่งมีชีวิตเหล่านี้จะเกาะกันหลวมๆ โดยใช้สารที่ขับออกจากเซลล์แบคทีเรียเรียกว่า Extracellular Polymer ซึ่งมีพอลิแซ็คคาไรด์เป็นส่วนประกอบหลัก (Burford et al., 2004)



รูปที่ 2.1 แนวคิดของการบำบัดสารอนินทรีย์ไนโตรเจนและการนำกลับโปรตีนที่เหลือจากการบริโภคของสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก (กษิดิศ หนูทอง, 2551)

จุดเด่นของระบบไบโอฟล็อกคือความสามารถในการนำกลับโปรตีนที่เหลือจากการบริโภคของสัตว์น้ำให้กลับมาเป็นมวลของสัตว์น้ำอีกครั้ง (Crab et al., 2007) ในระบบตัวกรองชีวภาพไนตริฟิเคชัน อาหารที่เหลือจากการบริโภคมักตกตะกอนอยู่ที่ก้นบ่อหรืออุดตันบนตัวกรองชีวภาพซึ่งทำให้ประสิทธิภาพในการบำบัดแอมโมเนียของตัวกรองชีวภาพลดลง ในระบบไบโอฟล็อกถึงแม้โปรตีนจะถูกย่อยสลายให้อยู่ในรูปของแอมโมเนียไปแล้ว แต่แบคทีเรียกลุ่มเฮทเทโรโทรฟิกซ์ยังสามารถนำแอมโมเนียกลับมาใช้ประโยชน์ได้จากการสร้างโปรตีนในระหว่างการเจริญเติบโต สัตว์น้ำเศรษฐกิจโดยเฉพาะกุ้ง ปลาคาร์ป และปลานิล สามารถบริโภคตะกอนไบโอฟล็อกเพื่อทดแทนอาหารได้ ซึ่งทำให้ลดปริมาณอาหารที่จะต้องให้แก่สัตว์น้ำ หรืออาจเปลี่ยนอาหารจากที่มีโปรตีนสูงไปสู่ชนิดที่มีโปรตีนต่ำลง สิ่งเหล่านี้ล้วนช่วยลดต้นทุนลงได้อย่างมากเนื่องจากต้นทุนในส่วนของ

อาหารสัตว์น้ำมีสัดส่วนสูงถึงร้อยละ 30 - 50 ของต้นทุนการผลิตทั้งหมด (Bender et al., 2004; Avnimelech, 2006; Crab et al., 2007)

ระบบไบโอฟล็อกได้มีการทดลองใช้งานในต่างประเทศในการเลี้ยงสัตว์น้ำทั้งระดับความหนาแน่นต่ำและความหนาแน่นสูง (Hari et al., 2006) การศึกษาในประเทศสหรัฐอเมริกาพบว่าการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกสามารถลดปริมาณโปรตีนในอาหารจาก 30% มาเป็น 20% ซึ่งลดค่าใช้จ่ายได้ถึงประมาณ 7 - 8 บาท ต่อกิโลกรัมของปลานิล (Avnimelech, 2006) การศึกษาโดย Pajaitan (2004) ซึ่งเปรียบเทียบการเลี้ยงกุ้งกุลาดำโดยระบบไบโอฟล็อกและระบบแบบดั้งเดิมที่มีการเปลี่ยนถ่ายน้ำบ่อยครั้ง พบว่าปริมาณอาหารที่ใช้ในระบบไบโอฟล็อกน้อยกว่าแบบดั้งเดิมถึงร้อยละ 60 - 70 ความสามารถในการนำกลับโปรตีนและลดค่าใช้จ่ายด้านอาหารได้ถูกยืนยันจากอีกหลายงานวิจัย (Boyd and Clay, 2002; Burford et al., 2004; Crab et al., 2007) การวิเคราะห์องค์ประกอบทางเคมีของตะกอนไบโอฟล็อกพบว่ามีวิตามิน แร่ธาตุ และกรดอะมิโน และมีองค์ประกอบที่คล้ายคลึงกับอาหารสัตว์น้ำที่มีจำหน่าย และในตะกอนชีวภาพยังมีสาร poly-β-hydroxylbutyrate (PHB) ซึ่งช่วยเสริมสร้างสุขภาพและเพิ่มความต้านทานโรคแก่สัตว์น้ำ (Tacon et al., 2002; Defoirdt et al., 2007)

ระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกจะมีการเพิ่มขึ้นของตะกอนชีวภาพอย่างรวดเร็ว ตะกอนดังกล่าวคือมวลของแบคทีเรียในบ่อเลี้ยงที่เจริญเติบโตจากการกระตุ้นโดยให้สารอินทรีย์คาร์บอนในสภาวะที่มีออกซิเจน จากการคำนวณโดยใช้สมการที่ (2.2) พบว่าแบคทีเรียในระบบไบโอฟล็อกจะเพิ่มปริมาณในอัตราเท่ากับ 8.07 g VSS/g-N (VSS: volatile suspended solid) ซึ่งสูงกว่าไนตริ-ฟายอิงแบคทีเรียถึง 40 เท่า ดังนั้นน้ำในระบบไบโอฟล็อกจึงมีความขุ่นมากกว่าปกติซึ่งอาจจะเป็นผลเสียต่อสัตว์น้ำได้ในระยะยาว วิธีการแก้ไขสามารถทำได้โดยสูบตะกอนที่ก้นบ่อออกทิ้งสัปดาห์ละครั้งหรือมากกว่านั้นหากตะกอนชีวภาพมีปริมาณมาก เช่น ในกรณีของการเลี้ยงปลานิล (Boyd and Clay, 2002) ระดับความหนาแน่นสูง อย่างไรก็ตามยังพบรายงานถึงระดับของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในระบบไบโอฟล็อก หรือ แนวทางในการควบคุมระดับของตะกอนชีวภาพ ข้อเสียอีกประการของการใช้งานระบบไบโอฟล็อก คือ ค่าใช้จ่ายในการให้ออกซิเจนและการกวนผสม

ของเหลวอย่างเพียงพอเพื่อกระตุ้นการเจริญเติบโตของแบคทีเรียและป้องกันน้ำเน่าเสีย (Avnimelech, 2006)

บทที่ 3
การศึกษาเบื้องต้นของการเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก

การทดลองที่ 1 ทำการศึกษาเบื้องต้นของการใช้งานระบบไบโอฟล็อกโดยไม่มีการควบคุมระดับตะกอนในการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิด ทำการเลี้ยงปลานิล (*Oreochromis niloticus*) ที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 เป็นเวลา 60 วัน โดยไม่เปลี่ยนน้ำและในระหว่างการทดลองได้นำตะกอนชีวภาพมาทดสอบเพื่อหาอัตราการบำบัดแอมโมเนียเป็นระยะ นอกจากนี้ยังมีการคำนวณสมดุลไนโตรเจนเพื่อติดตามบทบาทของกระบวนการชีวภาพระหว่างการเลี้ยงปลานิล วิธีการทดลองและผลการทดลองมีรายละเอียดดังนี้

3.1 วิธีการทดลอง

การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก

เริ่มต้นการทดลองโดยบรรจุน้ำประปาปริมาตร 500 L ในถังพลาสติกทรงกลม (ฐานบ่อกว้าง 86 cm ปากบ่อกว้าง 105 cm สูง 78 cm) ปรับสภาพอัลคาลินิตี้ของน้ำให้อยู่ระหว่าง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L ทำการเติมอากาศด้วยเครื่องเติมอากาศและหัวทราย ด้านบนของถังมีแผ่นพลาสติกสำหรับป้องกันแสงแดดและน้ำฝน ทำการเลี้ยงปลานิลที่มีน้ำหนักเริ่มต้นเฉลี่ยที่ 159 ± 23 g ที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 เป็นเวลา 60 วัน โดยไม่เปลี่ยนน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอน ให้อาหารเม็ดที่มีจำหน่ายตามท้องตลาดที่มีโปรตีนร้อยละ 15 โดยน้ำหนัก วันละ 3 ครั้ง ในอัตรา 1 - 3 % ต่อวันของน้ำหนักปลาทั้งหมด ควบคุมพีเอชให้อยู่ในช่วง 6.5 - 7.5 ออกซิเจนละลายน้ำ (DO) มากกว่า 4 mg/L และอัลคาลินิตี้ในช่วง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L ทำการเก็บตัวอย่างน้ำทุกวันเพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และปริมาณของแข็งแขวนลอย (Total Suspended Solids) ตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) นอกจากนี้ระหว่างการทดลองได้เก็บ

ตัวอย่างตะกอนชีวภาพเพื่อนำไปทดลองหาอัตราการบำบัดแอมโมเนีย ซึ่งแสดงรายละเอียดในส่วนถัดไป

อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพ

เก็บตัวอย่างน้ำจากถังเลี้ยงสัตว์น้ำมาในปริมาตร 1 L ในวันที่ 7 15 30 45 และ 60 ของการทดลอง และบรรจุลงในขวดโหลพลาสติกขนาด 2 L จากนั้นปรับความเข้มข้นของน้ำในขวดโหลให้มีความเข้มข้นของแอมโมเนียเท่ากับ 2 mg N/L โดยเติมแอมโมเนียคลอไรด์ (NH_4Cl) เติมอากาศด้วยหัวทรายเพื่อให้ DO > 4.0 mg/L ควบคุมพีเอชอยู่ในช่วง 7 - 8 และปรับอัลคาลินิตี้ให้อยู่ในช่วง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L โดยเติมโซเดียมไบคาร์บอเนต ($NaHCO_3$) เก็บตัวอย่างน้ำจากขวดโหลเป็นระยะเพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท ตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) ทำการเก็บตัวอย่างน้ำจนกระทั่งความเข้มข้นของแอมโมเนียในน้ำเหลือน้อยกว่า 0.5 mg N/L และเมื่อสิ้นสุดการทดลองนำข้อมูลความเข้มข้นของแอมโมเนียและของแข็งแขวนลอยที่ได้มาคำนวณอัตราการบำบัดแอมโมเนีย

การทำสมดุลมวลไนโตรเจน

การทำสมดุลมวลไนโตรเจนมีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาการกระจายตัวของไนโตรเจนในระบบ ซึ่งข้อมูลที่ได้รับสามารถนำไปวิเคราะห์เพื่อศึกษาถึงบทบาทของกระบวนการชีวภาพต่อการควบคุมสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำ โดยทั่วไปไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำจะกระจายตัวอยู่ในรูปของอาหารสัตว์น้ำที่ใช้เลี้ยง มวลของสัตว์น้ำที่เพิ่มขึ้น แอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และตะกอนชีวภาพ โดยปริมาณไนโตรเจนในรูปแบบต่างๆ สามารถคำนวณได้ดังนี้

ไนโตรเจนในรูปอาหารสัตว์ = (A) x (B) x (C) (3.1)

ไนโตรเจนในรูปตะกอนชีวภาพแขวนลอยในน้ำ = (D) x (E) x (F) (3.2)

ไนโตรเจนในรูปแอมโมเนีย = (G) x (H) (3.3)

ไนโตรเจนในรูปไนไตรท์ = (I) x (J) (3.4)

ไนโตรเจนในรูปไนเตรท = (K) x (L) (3.5)

ไนโตรเจนในรูปของมวลปลานิล = (M) x (N) (3.6)

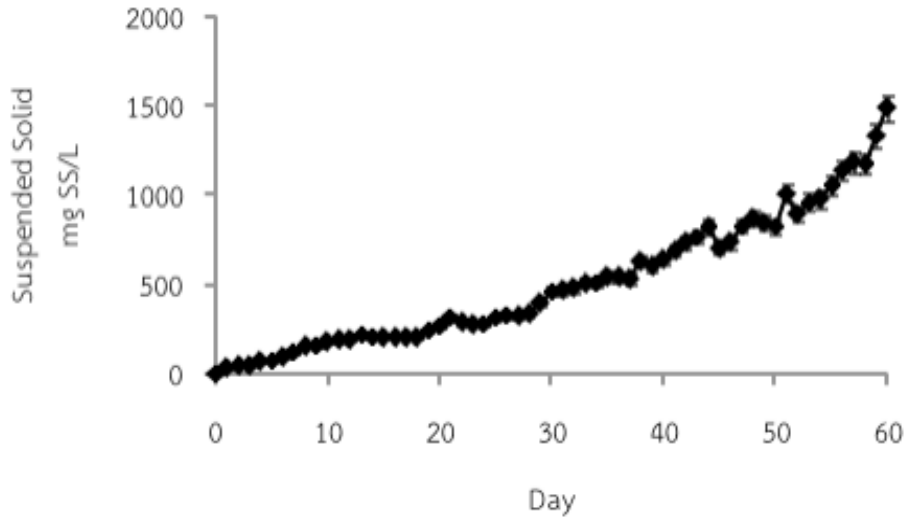
เมื่อ A = น้ำหนักอาหารที่ให้แก่สัตว์น้ำ ; B = ร้อยละของโปรตีนโดยน้ำหนักในอาหารสัตว์น้ำ ; C = ร้อยละของไนโตรเจนในโปรตีนซึ่งในการทดลองนี้เท่ากับร้อยละ 16 โดยน้ำหนัก (Crab et al., 2007) ; D = ความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพ (mg SS/L) ; E = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; F = ร้อยละของไนโตรเจนในตะกอนชีวภาพที่ได้มาจากการวิเคราะห์ด้วยเครื่อง CHNS/O Analyzer ; G = ความเข้มข้นของแอมโมเนียจากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) ; H = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; I = ความเข้มข้นของไนไตรท์จากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) ; J = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; K = ความเข้มข้นของไนเตรทจากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) และ L = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; M = น้ำหนักของปลานิล และ N = ร้อยละของไนโตรเจนในปลานิล ซึ่งในการทดลองนี้เท่ากับร้อยละ 6.35 โดยได้มาจากการส่งเนื้อปลานิลบดละเอียดไปวิเคราะห์ด้วยเครื่อง CHON/S Analyzer

3.2 ผลการทดลอง

ตะกอนแขวนลอย

ปริมาณของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลซึ่งตรวจวัดในรูปความเข้มข้นของแข็งแขวนลอยมีการเพิ่มขึ้นอย่างต่อเนื่อง ดังรูปที่ 3.1 ปริมาณตะกอนชีวภาพเพิ่มจากน้อยกว่า 20 mg SS/L ในวันเริ่มต้นการทดลอง จนถึงระดับสูงมากที่ 1,487 ± 42 mg SS/L ในวันที่ 60 ผลการทดลองที่ได้รับคล้ายคลึงกับผลการวิจัยของ ทยากร สุวรรณรัตน์ (2552) และ ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) ซึ่งพบการเพิ่มขึ้นของตะกอนชีวภาพจนถึงระดับมากกว่า 1,000 mg SS/L ในบ่อเลี้ยงปลานิลที่มีระดับความหนาแน่นเริ่มต้นใกล้เคียงกันและเลี้ยงโดยไม่ถ่ายน้ำเป็นเวลา 60 วัน นอกจากนี้รายงานโดย Azim และ Little (2008) ระบุว่าความเข้มข้นของตะกอนแขวนลอยมากกว่า 500 mg SS/L อาจส่งผลต่อ

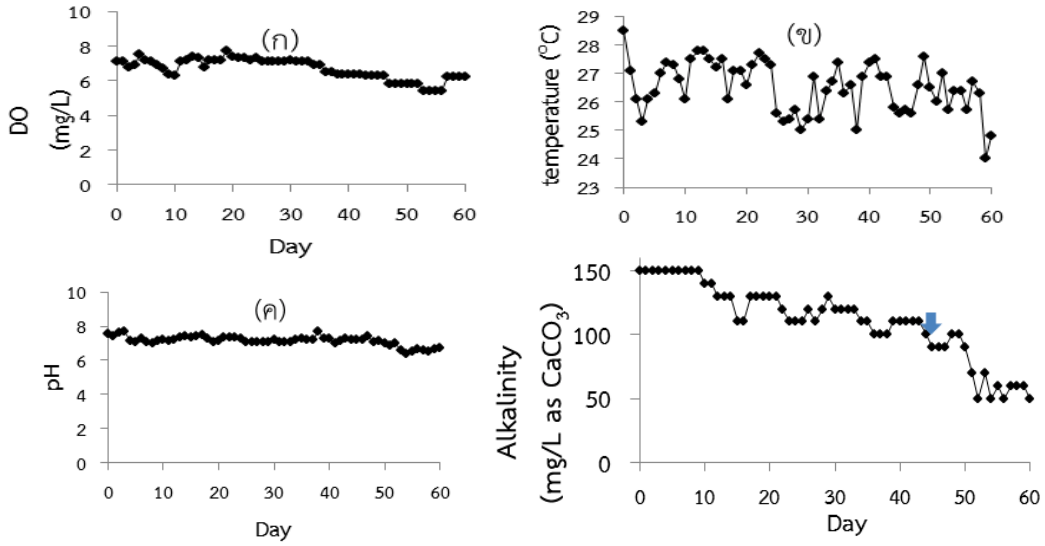
สุขภาพของสัตว์น้ำ โดยตะกอนชีวภาพจะสะสมบริเวณเหงือกทำให้ประสิทธิภาพในการถ่ายเทออกซิเจนของปลานิลลดลง



รูปที่ 3.1 ความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นเวลา 60 วัน

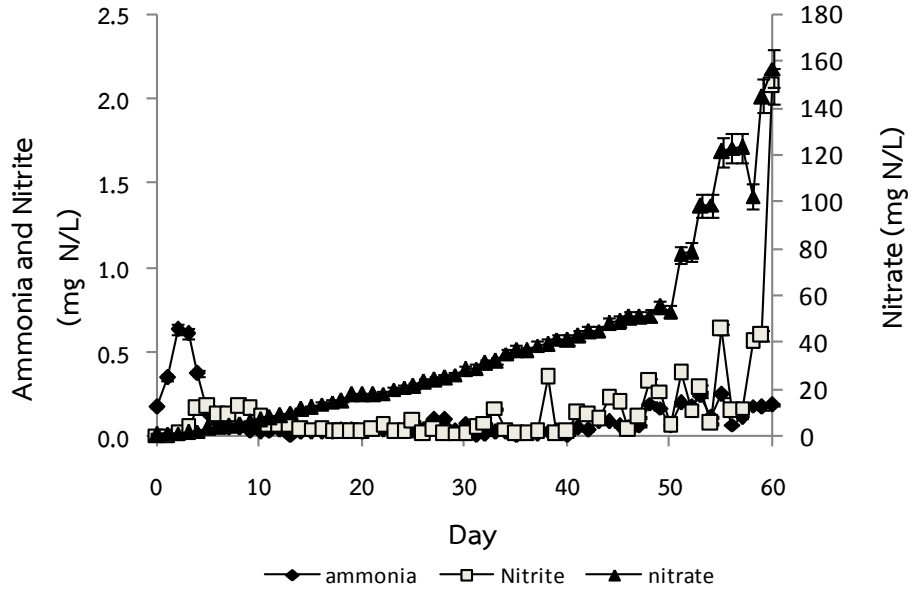
คุณภาพน้ำและสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน

ผลการติดตามคุณภาพน้ำซึ่งประกอบด้วยออกซิเจนละลายน้ำ พีเอช อุณหภูมิ และอัลคาลินิตี้ แสดงในรูปที่ 3.2 จากข้อมูลพบว่าค่าเฉลี่ยตลอดระยะเวลาการทดลองของออกซิเจนละลายน้ำ (DO = 6.78 ± 0.60 mg/L) พีเอช (pH = 7.27 ± 0.28) อุณหภูมิ (27 ± 0.90 ^{o}C) และความเป็นด่างหรืออัลคาลินิตี้ (Alkalinity = 114 ± 16 mg $CaCO_3$/L) อยู่ในช่วงที่ยอมรับได้สำหรับการเลี้ยงปลานิล



รูปที่ 3.2 ตัวแปรทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนเป็นเวลา 60 วัน (ลูกศรในกราฟของอัลคาลินตี้แสดงการเติมปูนขาวลงในถังเลี้ยงปลานิล)

รูปที่ 3.3 แสดงความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอ-ฟล็อกในช่วงเวลาทดลอง ซึ่งพบการสะสมของแอมโมเนียตามด้วยไนไทรต์ระหว่างวันที่ 1 - 20 และไนเตรทเพิ่มขึ้นอย่างต่อเนื่อง การสะสมของแอมโมเนียตามด้วยไนไตรท์เป็นลักษณะที่พบได้ทั่วไปในช่วงเริ่มต้นของกระบวนการไนตริฟิเคชัน ซึ่งเป็นผลมาจากอัตราการเจริญที่แตกต่างกันระหว่างแบคทีเรียกลุ่ม Ammonia Oxidizing Bacteria (AOB) และ Nitrite Oxidizing Bacteria (NOB) (Ebeling et al., 2006) ต่อมาในช่วงวันที่ 21 - 50 ซึ่งมีปริมาณของเสียไนโตรเจนจากอาหารปลานิลเข้าสู่ระบบอยู่ในช่วง 2.9 - 9.6 mg N/L/day และมีระดับตะกอนชีวภาพระหว่าง 200 - 800 mg SS/L พบว่าระบบสามารถควบคุมแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ต่ำกว่า 1.0 mg N/L อย่างไรก็ตามหลังจากวันที่ 50 การบำบัดแอมโมเนียและไนไตรท์ด้วยกระบวนการไนตริฟิเคชันไม่สามารถเกิดขึ้นได้อย่างสมบูรณ์ ซึ่งยืนยันได้จากความเข้มข้นของไนไตรท์ที่สูงถึง 2.1 ± 0.18 mg N/L ในวันที่ 60 นอกจากนี้ในช่วงระหว่างวันที่ 51 - 60 ยังพบว่าปริมาณของตะกอนชีวภาพได้เพิ่มขึ้นอย่างมาก โดยมีค่าเฉลี่ยสูงถึง 1,120 ± 184 mg SS/L



รูปที่ 3.3 ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน

ผลการคำนวณสมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลแสดงในตารางที่ 3.1 ข้อมูลจากตารางชี้ว่าไนโตรเจนที่เข้าสู่ระบบส่วนใหญ่ (81.4%) มาจากอาหารสัตว์น้ำ ซึ่งได้เปลี่ยนไปเป็นไนโตรเจนรูปแบบอื่นๆ ได้แก่ สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน (แอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และ ก๊าซไนโตรเจน) ซึ่งละลายอยู่ในน้ำ ตะกอนชีวภาพ และมวลของปลานิลที่เพิ่มขึ้น ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนพบว่าไนตริฟิเคชันเป็นกระบวนการหลักที่ควบคุมคุณภาพน้ำระหว่างการทดลอง ซึ่งเห็นได้จากสัดส่วนของไนเทรตที่สูงถึงร้อยละ 65.4 อย่างไรก็ตามพบว่าไนโตรเจนในรูปของตะกอนชีวภาพมีสัดส่วนถึงร้อยละ 18.32 ซึ่งบ่งชี้ว่ากระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ก็มีบทบาทในการควบคุมสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในน้ำควบคู่กับกระบวนการไนตริฟิเคชัน โดยคาดว่าการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์จะมีบทบาทมากในช่วงเริ่มต้นการเลี้ยงปลานิล ซึ่งกระบวนการไนตริฟิเคชันที่สมบูรณ์ยังไม่เกิดขึ้น สัดส่วนการกระจายตัวของไนโตรเจนเมื่อสิ้นสุดการทดลองมีความคล้ายคลึงกับผลการวิจัยของ Nootong et al. (2011) ในชุดควบคุม ที่ทำการเลี้ยงปลานิลโดยไม่เปลี่ยนถ่ายน้ำในระบบไบโอฟล็อก ซึ่งพบว่ามีสัดส่วนของไนโตรเจนในรูปไนเตรทและตะกอนชีวภาพเท่ากับร้อยละ 58 และ ร้อยละ 4 ตามลำดับ อย่างไรก็ตามเมื่อสิ้นสุดการทดลองในวันที่ 60 พบว่ามวล

ของไนโตรเจนขาออกจากระบบ (120.2 g N) มีค่ามากกว่าผลรวมของไนโตรเจนที่เข้าสู่ระบบ (84.36 g N) ซึ่งอาจเป็นผลจากการที่ความเข้มข้นของไนเตรทในน้ำมีค่าสูงและเพิ่มขึ้นอย่างต่อเนื่อง ทำให้ต้องมีการเจือจางตัวอย่างน้ำเพื่อให้สามารถวิเคราะห์ผลได้ การเจือจางประมาณ 15 - 20 เท่า อาจทำให้ค่าที่ได้มีความคาดเคลื่อนเกิดขึ้นได้ นอกจากนี้ปริมาณโปรตีนในอาหารสัตว์น้ำอาจไม่ได้มีค่าแม่นย่ำดังที่ระบุไว้บนถุงบรรจุ

ตารางที่ 3.1 ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่ถ่ายน้ำและไม่ควบคุมระดับของตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน

ไนโตรเจนขาเข้า	g-N	%	ไนโตรเจนขาออก (วันที่ 60)	g-N	%
ปลานิล	15.1	17.9	ปลานิล	18.5	15.4
อาหารปลา	68.7	81.4	แอมโมเนีย	0.1	0.08
แอมโมเนีย	0.1	0.1	ไนไทรต์	1.0	0.8
ไนไทรต์	0.0	0.0	ไนเทรต	78.6	65.4
ไนเทรต	0.5	0.6	ตะกอนชีวภาพ	22.0	18.32
ผลรวม	84.36	100	ผลรวม	120.2	100

อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพ

ในระหว่างการทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกเป็นเวลา 60 วัน ได้สุ่มตัวอย่างตะกอนชีวภาพเพื่อตรวจวัดอัตราการบำบัดแอมโมเนียด้วยกระบวนการไนตริฟิเคชันเป็นระยะ ผลการทดลองซึ่งแสดงในตารางที่ 3.2 พบว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียสูงสุดเกิดขึ้นในวันที่ 60 โดยมีค่าเท่ากับ 61.9 ± 10.8 mg N/g SS/day อย่างไรก็ตามในวันดังกล่าวพบการสะสมของไนไตรท์และ

ตะกอนชีวภาพในน้ำในระดับอันตราย จากข้อมูลในตารางที่ 3.2 พบว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียในวันที่ 30 มีค่าไม่แตกต่างจากอัตราในวันที่ 60 มากนัก โดยมีค่าเท่ากับ 60.6 ± 8.78 mg N/g SS/day และในวันดังกล่าวมีความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์น้อยกว่า 0.25 mg N/L และมีความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพเท่ากับ 450 mg SS/L

ตารางที่ 3.2 อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ได้จากการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่มีการถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน

วัน	อัตราการบำบัดแอมโมเนีย (mg N/g SS/day)	ของแข็งแขวนลอย (mg SS/L)
7	12.51 ± 1.40	122
15	10.2 ± 1.12	200
30	60.6 ± 8.78	450
45	13.8 ± 1.73	700
60	61.9 ± 10.8	1,487

อัตราการเจริญเติบโตของปลานิล

ข้อมูลอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในตารางที่ 3.3 พบว่าไม่มีปลานิลตายระหว่างการทดลองและปลานิลมีอัตราการเจริญเติบโตเฉลี่ยตลอดระยะการทดลองเท่ากับ 0.59 g/day ซึ่งน้อยกว่าอัตราการเจริญเติบโตจากงานวิจัยที่ผ่านมาซึ่งแสดงในตารางที่ 3.4 ในการทดลองนี้ อัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในช่วงเริ่มต้นระหว่างวันที่ 1 - 15 ซึ่งตะกอนชีวภาพมีความเข้มข้นน้อยกว่า 200 mg SS/L มีค่ามากกว่าอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลเมื่อระดับตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงมากกว่า 400 mg SS/L ประมาณ 2 - 3 เท่า การลดลงของอัตราการเจริญเติบโตคาดว่าเป็นผลจากการเพิ่มขึ้นของตะกอนชีวภาพอย่างรวดเร็วในถังเลี้ยงซึ่งส่งผลต่อการสะสมของตะกอนใน

เหงือกและปลานิลหาอาหารได้ยากขึ้น และระดับความเข้มข้นของไนไตรท์มากกว่า 1.0 mg N/L ในช่วงสุดท้ายของการทดลอง ผลการทดลองที่ได้รับเป็นไปในทิศทางเดียวกับผลการวิจัยของ Schveitzer et al. (2013) ซึ่งพบว่าอัตรารอดชีวิตของกุ้งขาวมีค่าลดลงเมื่อปริมาณของแข็งแขวนลอยในบ่อเลี้ยงมากกว่า 800 mg SS/L

ตารางที่ 3.3 อัตราการเจริญเติบโตของบำบัดแอมโมเนียของปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่มีการถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนชีวภาพเป็นระยะเวลา 60 วัน

วัน	อัตราการเจริญเติบโต (g/day)	อัตรารอด (%)
0 - 15	1.29	100
16 - 30	0.49	100
31 - 45	0.57	100
46 - 60	< 0.1	100
ค่าเฉลี่ย	0.59	100

ตารางที่ 3.4 เปรียบเทียบอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในการทดลองนี้กับงานวิจัยที่ผ่านมา

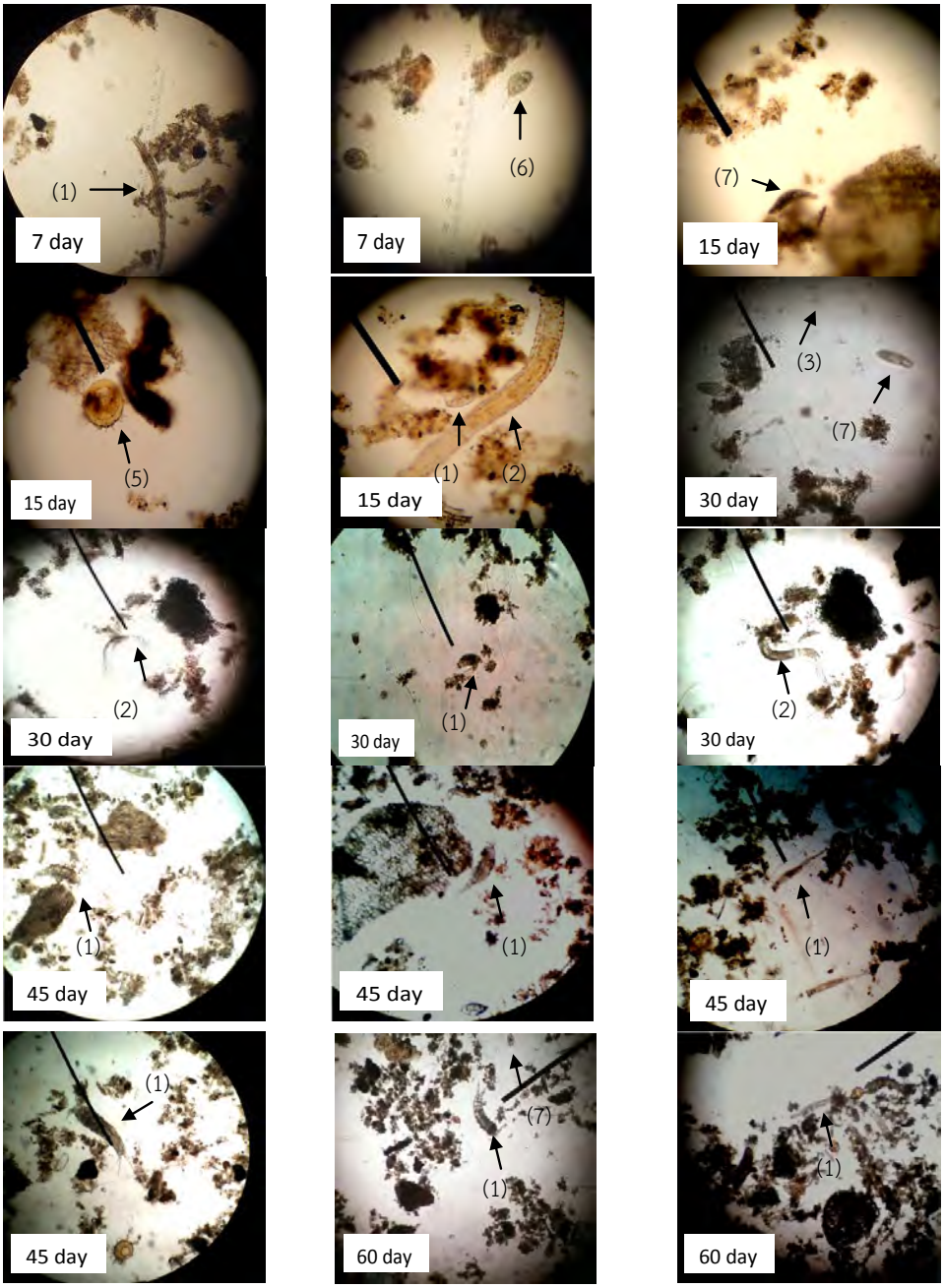
งานวิจัย	รูปแบบการเลี้ยง	อัตราการเจริญเติบโต
การทดลองนี้	ทำการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 โดยไม่ถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนเป็นเวลา 60 วัน	0.59 g/day

งานวิจัย	รูปแบบการเลี้ยง	อัตราการเจริญเติบโต
ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554)	ทำการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 โดยไม่ถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนเป็นเวลา 60 วัน	0.73 g/day
ทยากร สุวรรณรัตน์ (2552)	ทำการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 5 kg/m^3 โดยไม่ถ่ายน้ำและควบคุมระดับตะกอนเป็นเวลา 81 วัน	1.06 g/day

กลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพ

ทำการตรวจสอบลักษณะของตะกอนชีวภาพและกลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพโดยใช้กล้องจุลทรรศน์ พบว่ากลุ่มสิ่งมีชีวิตที่พบในตะกอนชีวภาพมีการเปลี่ยนแปลงตามเวลา โดยในช่วงแรกพบการเจริญเติบโตของสัตว์เซลล์เดี่ยวขนาดเล็ก แต่เมื่อระยะเวลาผ่านจะถูกแทนที่ด้วยกลุ่มสิ่งมีชีวิตกลุ่มอื่นๆ ในด้านปริมาณก็เช่นเดียวกัน ในบางช่วงเวลาจะพบการเจริญของสิ่งมีชีวิตบางชนิดและเพิ่มจำนวนอย่างโดดเด่น โดยในการทดลองช่วงแรกซึ่งตะกอนชีวภาพมีอายุน้อยจะพบโปรโตซัวจำพวกโรติเฟอร์ (Rotifer) และซิลิเอต (Free Swimming Ciliates) ในตะกอนในวันที่ 7 ดังรูปที่ 3.4 ต่อมาเมื่อระยะเวลาผ่านไป 15 วัน ทำการสุ่มและตรวจสอบตะกอนชีวภาพอีกครั้งด้วยกล้องจุลทรรศน์ พบว่ากลุ่มประชากรสิ่งมีชีวิตมีการเปลี่ยนแปลงดังรูปที่ 3.4 โดยพบโปรโตซัวจำพวกซาโคดิน่า (Sarcodina) พารามีเซียม และหนอนแดง (Nematodes) เกิดขึ้นในระบบ การพบสิ่งมีชีวิตกลุ่มนี้อาจมีสาเหตุมาจากการที่ตะกอนชีวภาพเพิ่มปริมาณมากขึ้น ทำให้ตะกอนบางส่วนเกิดการจมตัวลงสู่บริเวณก้นบ่อซึ่งบางจุดปริมาณออกซิเจนละลายน้ำอาจมีค่าต่ำหรือออกซิเจนไม่ทั่วถึง ทำให้เกิดหนอนแดงบริเวณจุดอับดังกล่าว และเมื่อเวลาผ่านไป 30 วัน ทำการสุ่มตรวจตัวอย่างตะกอนชีวภาพอีกครั้ง พบว่ากลุ่มสิ่งมีชีวิตที่ในระบบส่วนมากเป็นโปรโตซัวใน

กลุ่มโรติเฟอร์ดังรูปที่ 3.4 และในช่วงท้ายของการทดลองตั้งแต่วันที่ 45 - 60 พบประชากรของพารามีเซียมและโรติเฟอร์ ทั้งนี้พบว่าประชากรในกลุ่มโรติเฟอร์มีความหลากหลายและเพิ่มจำนวนมากขึ้นเมื่อเปรียบเทียบกับช่วงแรกของการทดลอง จากการเปรียบเทียบกลุ่มสิ่งมีชีวิตที่เกิดขึ้นในระบบไบโอฟล็อกที่ไม่มีการควบคุมปริมาณตะกอน พบว่ามีความคล้ายคลึงกับรายงานวิจัยก่อนหน้านี้ซึ่งใช้ระบบไบโอฟล็อกเลี้ยงปลานิลในสภาวะกลางแจ้ง (สำนักกงานนวัตกรรมแห่งชาติ, 2551) ในรายงานดังกล่าวพบการเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตจากแฟลงค์ตอนพืชไปเป็นแพลงค์ตอนสัตว์และโรติเฟอร์ นอกจากนี้ผลการทดลองที่ได้รับมีแนวโน้มไปในทิศทางเดียวกับกลุ่มสิ่งมีชีวิตที่ตรวจพบในระบบบำบัดน้ำเสียแบบแอคทิเวทสลัดจ์ (Activated Sludge) ทั้งนี้เนื่องจากระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกอาศัยหลักการพื้นฐานเช่นเดียวกับระบบแอคทิเวทสลัดจ์ (Schryver et al., 2007) ในส่วนจะเห็นได้ว่าจุลินทรีย์ในตะกอนไบโอฟล็อกมีการเปลี่ยนแปลงตามเวลา อย่างไรก็ตามข้อมูลที่ได้ในการทดลองยังไม่สามารถสรุปได้ว่าชนิดของจุลินทรีย์มีผลต่อการจัดตัวของตะกอน ซึ่งจะต้องออกแบบการทดลองต่อไปในอนาคต



รูปที่ 3.4 การเปลี่ยนแปลงกลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพจากระบบไบโอฟล็อกที่ไม่เปลี่ยนน้ำและไม่มีการควบคุมปริมาณตะกอน (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates

บทที่ 4
สภาวะที่เหมาะสมของระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก

การทดลองส่วนนี้เป็นการศึกษาเบื้องต้นถึงสภาวะที่เหมาะสมของการใช้งานระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก โดยปัจจัยที่เลือกศึกษาประกอบด้วยความหนาแน่นของสัตว์น้ำที่แปรผันตรงกับปริมาณของเสียไนโตรเจนที่เข้าสู่ระบบและระดับของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยง โดยตะกอนชีวภาพในการทดลองส่วนนี้เกิดจากการกระตุ้นด้วยการให้อาหารสัตว์น้ำ และเกิดจากการกระตุ้นโดยการเติมสารอินทรีย์คาร์บอนและอาหารสัตว์น้ำซึ่งมีอัตราส่วนน้ำหนักคาร์บอนต่อไนโตรเจน (C:N) เท่ากับ 20 : 1 รายละเอียดของการทดลองและผลการทดลองมีดังนี้

4.1 วิธีการทดลอง

การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก

เตรียมตะกอนชีวภาพให้ได้ปริมาณตามที่ต้องการในถังเตรียมตะกอนด้วยการเลี้ยงปลานิลที่มีน้ำหนักเฉลี่ยเริ่มต้นต่อตัวเท่ากับ 131 ± 48 g ที่ความหนาแน่นเริ่มต้นประมาณ 5 kg/m^3 ในถังพลาสติกทรงกลมขนาด 550 L ฐานบ่อกว้าง 0.86 m ปากบ่อกว้าง 1.05 m สูง 0.78 m ให้อาหารปลานิลทุกวันในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลาทั้งหมดต่อวัน โดยไม่มีการเติมแหล่งคาร์บอนจากภายนอก เมื่อได้ปริมาณตะกอนชีวภาพตามที่ต้องการแล้ว ทำการแบ่งตะกอนชีวภาพจากถังเตรียมตะกอนลงสู่ถังพลาสติกขนาด 250 L ถังกว้าง 1.0 m ยาว 0.67 m และสูง 0.45 m ให้ได้ปริมาณตะกอนชีวภาพเท่ากับ 200 mg SS/L (ทำการทดลอง 3 ซ้ำ ในแต่ละระดับความหนาแน่นของปลานิล) จากนั้นปล่อยปลานิลที่มีน้ำหนักเฉลี่ย 60.1 ± 32.6 g ให้ได้ความหนาแน่นเริ่มต้นที่ 3 5 และ 7 kg/m^3 ทำการเลี้ยงระยะสั้นเป็นเวลา 4 วัน โดยให้อาหารเม็ดที่มีโปรตีนร้อยละ 15 โดยน้ำหนักทุกวัน วันละ 3 ครั้ง ในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลาภายในถังต่อวัน ควบคุมออกซิเจนละลายน้ำในถังเลี้ยงปลานิลในแต่ละถังให้มากกว่า 4 mg/L พีเอชระหว่าง 6.5 - 7.5 และ

ค่าอัลคาลิตี้ในช่วง 100 -150 mg $CaCO_3$/L โดยการเติมโซเดียมไบคาร์บอเนต ($NaHCO_3$) ทำการเก็บตัวอย่างน้ำทุกวันเพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และ ตะกอนแขวนลอย ตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) โดยเมื่อเสร็จสิ้นการทดลองที่ควบคุมตะกอนชีวภาพที่ระดับ 200 mg SS/L จะเริ่มทำการทดลองอีกครั้ง โดยเพิ่มปริมาณตะกอนชีวภาพเป็น 300 และ 500 mg SS/L ตามลำดับ

ในขณะเดียวกันทำการทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกโดยที่ตะกอนชีวภาพเกิดจากการสารอินทรีย์ซึ่งในการทดลองนี้ใช้แป้งมันสำปะหลังและเติมอาหารสัตว์น้ำ โดยใช้อัตราส่วน C:N = 20:1 เริ่มต้นการทดลองโดยเตรียมตะกอนชีวภาพให้ได้ปริมาณตามที่ต้องการในถังเตรียมตะกอนด้วยการเลี้ยงปลานิลที่มีน้ำหนักตัวเฉลี่ยใกล้เคียงกัน (192 ± 45 g) ที่ความหนาแน่นประมาณ 5 kg/m^3 ในถังพลาสติกขนาด 550 L ฐานบ่อกว้าง 0.86 m ปากบ่อกว้าง 1.05 m และสูง 0.78 m ให้อาหารปลานิลที่มีโปรตีนร้อยละ 15 โดยน้ำหนัก ในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลานิลภายในถังทุกวัน และเติมแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วนน้ำหนักคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20 : 1 เมื่อได้ปริมาณตะกอนชีวภาพตามที่ต้องการ ทำการแบ่งตะกอนชีวภาพจากถังเตรียมตะกอนลงสู่ถังพลาสติกขนาด 250 L ถังกว้าง 1.0 m ยาว 0.67 m และ สูง 0.45 m ให้ได้ปริมาณตะกอนชีวภาพในระดับ 200 mg SS/L จากนั้นทำการบรรจุปลานิลที่มีน้ำหนักตัวใกล้เคียงกัน (82.5 ± 10.9 g) ให้ได้ความหนาแน่นเริ่มต้นที่ 3 5 และ 7 kg/m^3 (3 ซ้ำ ในแต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ) ทำการเลี้ยงระยะสั้นเป็นเวลา 4 วัน ด้วยอาหารเม็ดที่มีโปรตีนร้อยละ 15 โดยน้ำหนัก วันละ 3 ครั้ง ในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลานิลภายในถัง ควบคุมสภาวะในถังเลี้ยงไบโอฟล็อกแต่ละถังให้มีปริมาณออกซิเจนละลายน้ำมากกว่า 4 mg/L พีเอชในช่วง 6.5 - 7.5 และอัลคาลินิตี้ในช่วง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L โดยใช้โซเดียมไบคาร์บอเนต เก็บตัวอย่างน้ำทุกวันเพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท และตะกอนแขวนลอย ตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) โดยเมื่อเสร็จสิ้นการทดลองที่ 200 mg SS/L จะเริ่มทำการทดลองอีกครั้ง โดยเพิ่มปริมาณตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงเป็น 300 และ 500 mg SS/L ตามลำดับ

การคำนวณปริมาณแป้งมันสำปะหลัง

ปริมาณแป้งมันสำปะหลังที่ใช้ในการทดลองจะคำนวณเป็นสัดส่วนกับปริมาณอาหารที่ให้แก่สัตว์น้ำต่อวัน โดยที่ปริมาณอาหารที่ให้แก่สัตว์น้ำต่อวันคำนวณได้จากร้อยละการให้อาหาร ซึ่งในการทดลองนี้อยู่ที่อัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลานิลทั้งหมดต่อวัน อาหารที่ใช้ในการทดลองเป็นแหล่งของไนโตรเจนและมีโปรตีนในอาหารเท่ากับร้อยละ 15 โดยน้ำหนัก จากนั้นจึงนำปริมาณโปรตีนทั้งหมดในอาหารไปคำนวณปริมาณไนโตรเจนต่อไป โดยใช้สมมติฐานว่าในโปรตีน 100 g มีไนโตรเจนทั้งหมด 16 g อีกทั้งสัตว์น้ำขับถ่ายของเสียไนโตรเจนในอาหารออกมาร้อยละ 75 ของปริมาณไนโตรเจนทั้งหมดที่บริโภคเข้าไป (Crab et al., 2007) ในการทดลองนี้เลือกใช้สัดส่วนคาร์บอนต่อไนโตรเจน (C:N) เท่ากับ 20:1 ซึ่งอยู่ในช่วงที่เหมาะสมของการกระตุ้นการสร้างตะกอนชีวภาพในสภาวะที่มีออกซิเจนเพียงพอ (Crab et al., 2007; Nootong et al., 2011) นอกจากนี้งานวิจัยของ Avnimelech et al. (2006) ได้ระบุว่าโดยทั่วไปนั้น สารอินทรีย์จะมีคาร์บอนเป็นองค์ประกอบประมาณร้อยละ 50 ดังนั้นในการทดลองนี้จึงทำการเติมแป้งมันสำปะหลังในปริมาณสองเท่าของที่คำนวณได้เพื่อให้ได้สัดส่วนตามที่ต้องการ

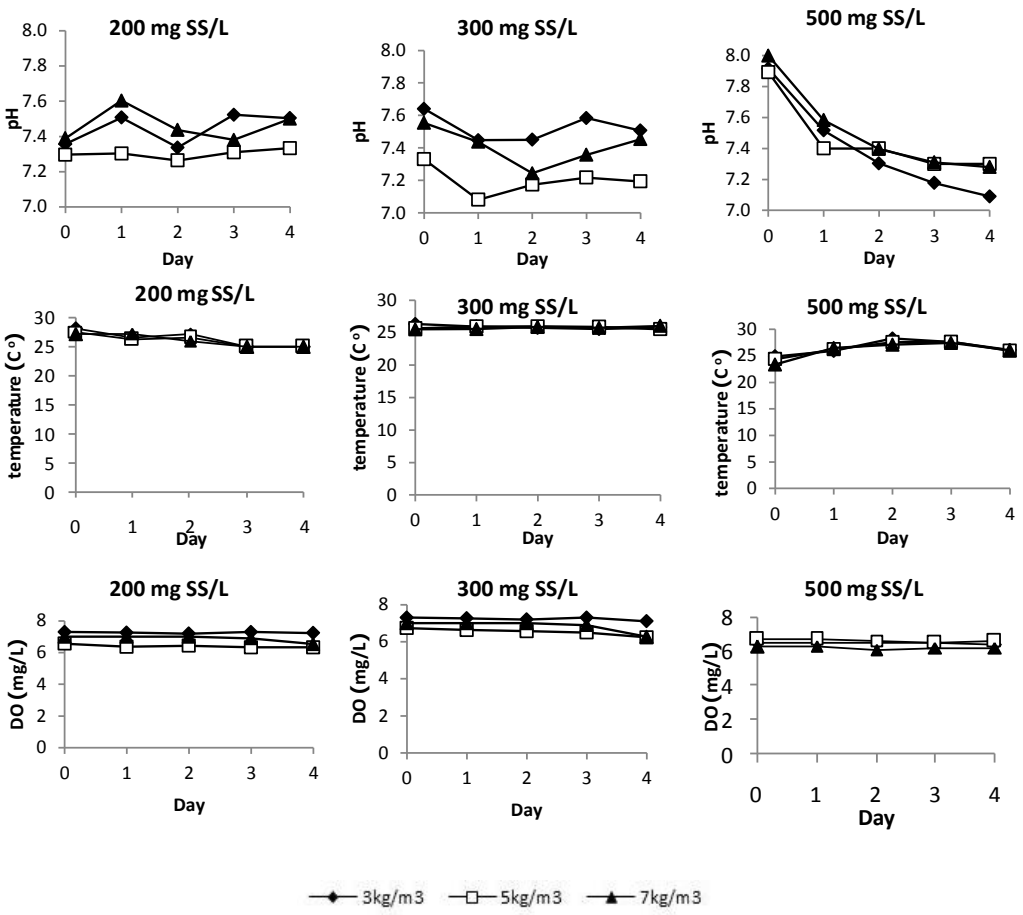
อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพ

ทำการเก็บตัวอย่างน้ำและตะกอนชีวภาพจากถังเลี้ยงสัตว์น้ำที่แต่ละระดับความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพมาในปริมาตร 1 L ทั้งจากถังเลี้ยงที่เติมอาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียวและจากถังเลี้ยงที่เติมแป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำ และบรรจุลงในขวดโหลพลาสติกปริมาตร 2 L จากนั้นเติมแอมโมเนียมคลอไรด์ลงในน้ำให้มีความเข้มข้นของแอมโมเนียเท่ากับ 2 mg N/L เติมอากาศด้วยหัวทรายตลอดเวลาเพื่อให้ออกซิเจนละลายน้ำมากกว่า 4 mg/L ปรับพีเอชให้อยู่ในช่วง 6.5 - 7.5 และปรับค่าอัลคาลินิตี้ให้อยู่ในช่วง 100 - 150 mg $CaCO_3$/L ทำการเก็บตัวอย่างน้ำจากขวดโหลพลาสติกเป็นระยะเพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเทรต ตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) เก็บตัวอย่างน้ำจนกระทั่งความเข้มข้นของแอมโมเนียน้อยกว่า 0.5 mg N/L และเมื่อสิ้นสุดการทดลองจึงนำข้อมูลความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและตะกอนชีวภาพมาคำนวณอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพ

4.2 ผลการทดลอง

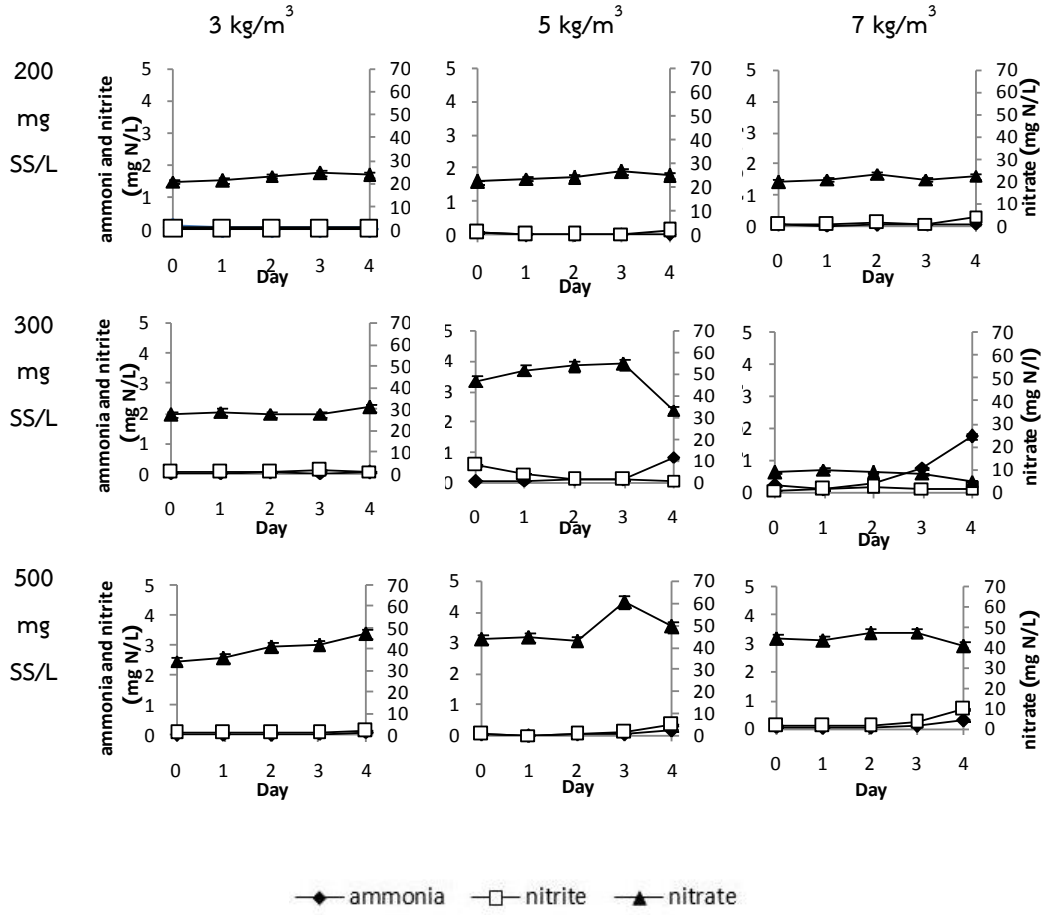
ผลของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของสัตว์น้ำต่อคุณภาพน้ำ

รูปที่ 4.1 แสดงการเปลี่ยนแปลงตัวแปรทางกายภาพของน้ำในระหว่างการทดลองจากถังเลี้ยงแบบไบโอฟล็อกซึ่งกระตุ้นการเกิดตะกอนชีวภาพด้วยอาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียว ค่าเฉลี่ยตลอดการทดลองของลักษณะทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ซึ่งประกอบด้วย พีเอช (7.4 ± 0.2) อุณหภูมิ (25.6 ± 1.8 °C) และออกซิเจนละลายน้ำ (6.9 ± 0.5 mg/L) พบว่าอยู่ในช่วงที่เหมาะสมแก่การดำรงชีวิตของปลานิล อย่างไรก็ตามมีข้อสังเกตเกี่ยวกับค่าพีเอชว่ามีการลดลงตามเวลาในทุกระดับของตะกอนชีวภาพ โดยคาดว่าเป็นผลของกระบวนการแอมโมนิฟิเคชันและไนตริฟิเคชันซึ่งให้ไฮโดรเจนอิออนเป็นผลิตภัณฑ์ (ธงชัย พรรณสวัสดิ์, 2554) การทดลองส่วนนี้ได้เลือกระดับของตะกอนชีวภาพโดยใช้ข้อสรุปจากการทดลองส่วนที่ 1 ซึ่งพบว่าตะกอนชีวภาพในช่วง 200 - 500 mg SS/L สามารถควบคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไทรต์ให้อยู่ในระดับต่ำกว่า 1.0 mg N/L และไม่มีผลกระทบต่อสัตว์น้ำมากนัก ผลการตรวจวัดความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่แสดงในรูปที่ 4.2 พบว่าเมื่อควบคุมระดับของตะกอนชีวภาพที่ประมาณ 200 mg SS/L ระบบไบโอฟล็อกสามารถคงความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ต่ำกว่า 1.0 mg N/L ในทุกความหนาแน่นของปลานิลที่ใช้ทดสอบ และเมื่อควบคุมระดับตะกอนชีวภาพที่ประมาณ 300 mg SS/L และความหนาแน่นของปลานิลที่ 3 kg/m^3 พบว่าระบบไบโอฟล็อกยังควบคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ดี แต่เมื่อความหนาแน่นของปลานิลเพิ่มจาก 3 kg/m^3 เป็น 5 และ 7 kg/m^3 ตามลำดับ พบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียในถังเลี้ยงมีแนวโน้มเพิ่มขึ้น โดยในวันสุดท้ายของการทดลองมีค่าเท่ากับ 0.83 และ 1.76 mg N/L ตามลำดับ ส่วนในระบบที่ควบคุมระดับตะกอนชีวภาพไว้ที่ประมาณ 500 mg SS/L พบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียมีแนวโน้มเดียวกับผลการทดลองที่ระดับตะกอนชีวภาพประมาณ 300 mg SS/L โดยเริ่มพบการสะสมของไนไตรท์เพิ่มเติมนอกเหนือจากการสะสมของแอมโมเนีย แต่ความเข้มข้นของไนไตรท์ยังถือว่าอยู่ในเกณฑ์ที่ปลอดภัยต่อการเลี้ยงสัตว์น้ำ (< 1.0 mg N/L) จากผลการทดลองอาจกล่าวได้ว่าการบำบัดสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนส่วนใหญ่เกิดจากกระบวนการไนตริฟิเคชัน เพราะจากพบการลดลงของพีเอชและการเพิ่มขึ้นของไนเตรท ขณะที่ระดับของแอมโมเนียและ

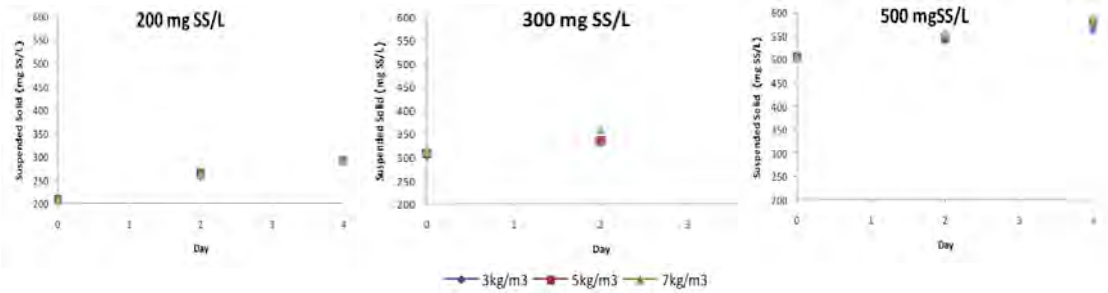


รูปที่ 4.1 การเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพซึ่งประกอบด้วยออกซิเจนละลายน้ำ อุณหภูมิ และพีเอช ของน้ำในถังเลี้ยงปลานิลที่มีการกระตุ้นการสร้างตะกอนชีวภาพด้วยอาหารสัตว์น้ำ

ไนไตรท์ค่อนข้างต่ำ ในส่วนการบำบัดด้วยกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์นั้น คาดว่ามีบทบาทน้อยในเนื่องจากตะกอนชีวภาพเพิ่มขึ้นไม่มากนักในระยะเวลา 4 ดังรูปที่ 4.3 และเมื่อนำข้อมูลของปริมาณตะกอนชีวภาพที่เพิ่มขึ้นมาคำนวณร้อยละของไนโตรเจน จะพบว่าสัดส่วนของไนโตรเจนในตะกอนชีวภาพที่มีปริมาณเพิ่มขึ้นมีค่าน้อยกว่าร้อยละ 0.43 ของปริมาณไนโตรเจนที่เติมลงไปจากการให้อาหารปลานิลในทุกชุดการทดลอง



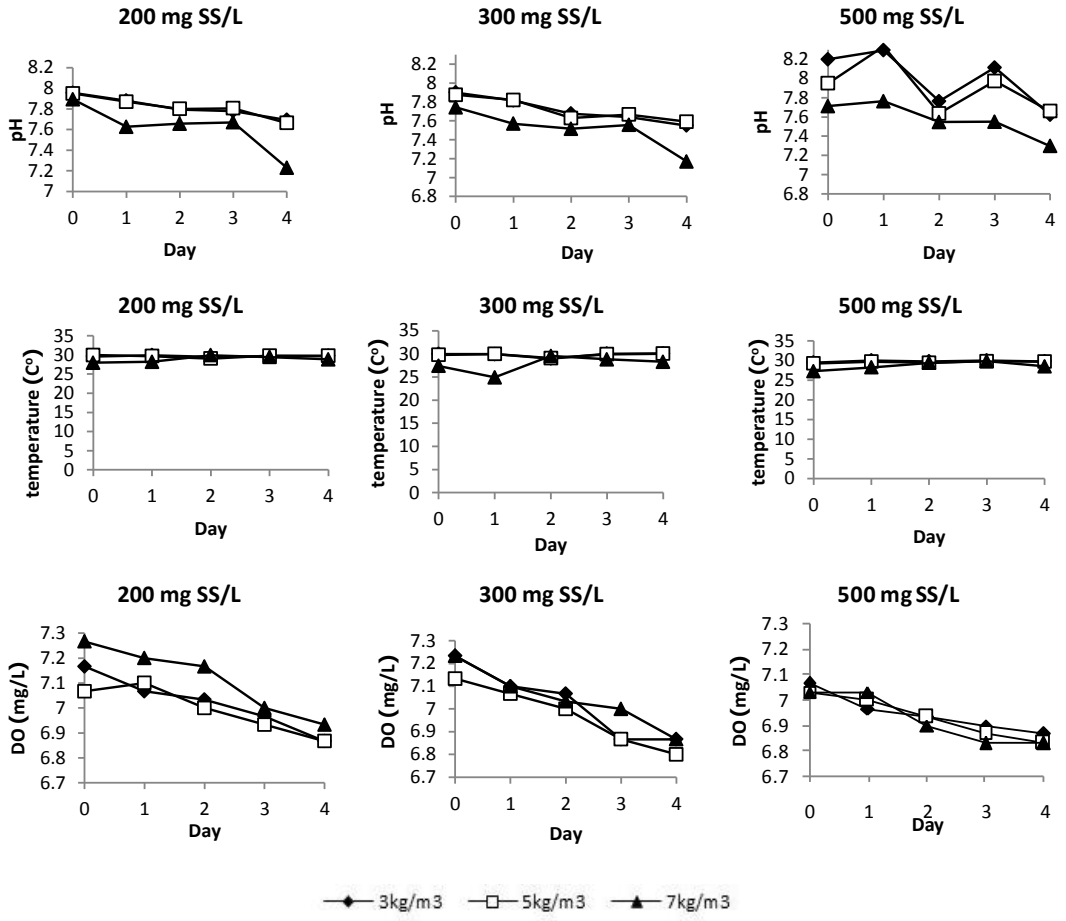
รูปที่ 4.2 ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่ระดับต่างๆ ของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิล โดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้อาหารสัตว์น้ำ



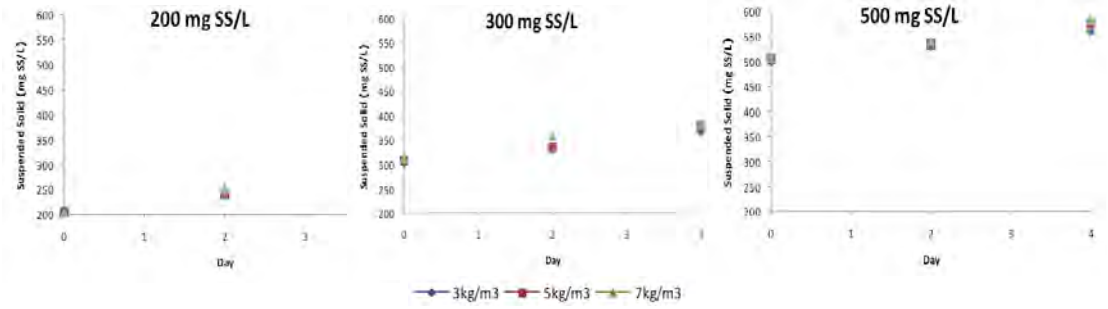
รูปที่ 4.3 ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ

ในส่วนของถังเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกที่กระตุ้นการเกิดตะกอนชีวภาพจากการเติมแป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำที่อัตราส่วนน้ำหนักคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20:1 พบว่าลักษณะทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ได้แก่ พีเอช อุณหภูมิ และ ออกซิเจนละลายน้ำ ซึ่งแสดงในรูปที่ 4.4 อยู่ในช่วงที่ปลานิลเจริญสามารถดำรงชีพและเติบโตได้ โดยค่าเฉลี่ยของพีเอชเท่ากับ 7.7 ± 0.2 อุณหภูมิเท่ากับ 29.2 ± 0.2 °C และออกซิเจนละลายน้ำเท่ากับ 6.8 ± 0.14 mg/L ในส่วนของค่าเฉลี่ยออกซิเจนละลายน้ำในการทดลองที่เติมแป้งมันสำปะหลังมีค่าน้อยกว่าค่าในการทดลองส่วนที่ใช้อาหารสัตว์น้ำเพียงเดียว (DO = 7.2 ± 0.11 mg/L) ซึ่งสามารถอธิบายได้ว่าการเติมแป้งมันสำปะหลังลงไปเพื่อกระตุ้นการเกิดตะกอนชีวภาพเป็นการเพิ่มปริมาณสารอินทรีย์ในน้ำ ส่งผลให้จุลินทรีย์ต้องใช้ออกซิเจนมากขึ้นในการย่อยสลายสารอินทรีย์เหล่านั้น

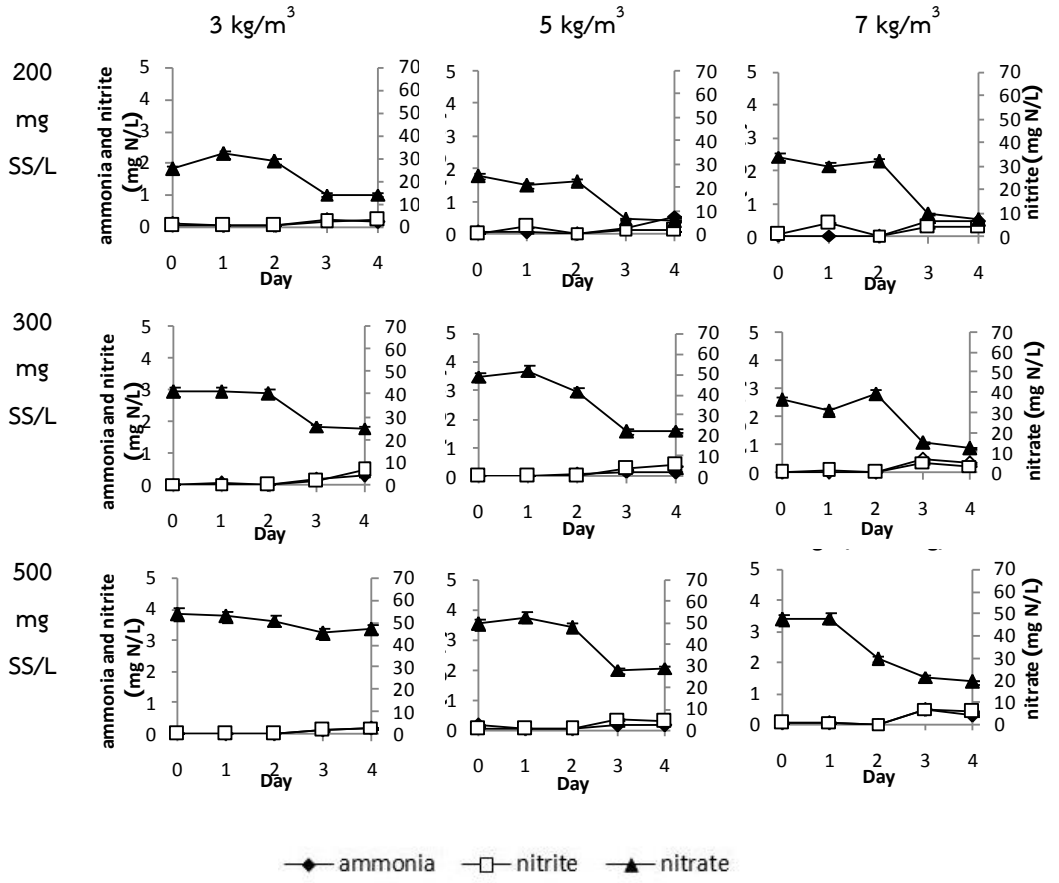
การทดลองนี้ได้เลือกระดับความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในช่วง 200 - 500 mg SS/L และควบคุมความหนาแน่นของปลานิลในช่วง 3 - 7 kg/m^3 เช่นเดียวกับการทดลองที่ผ่านมา ผลการวิเคราะห์ความเข้มข้นของสารประกอบอินทรีย์ไนโตรเจนซึ่งแสดงในรูปที่ 4.6 พบว่าการควบคุมระดับตะกอนชีวภาพที่ประมาณ 200 300 และ 500 mg SS/L สามารถคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ดีในทุกความหนาแน่นของปลานิลที่ใช้ทดลอง โดยความเข้มข้นของสารประกอบไนโตรเจนทั้งสองชนิดค่อนข้างคงที่และมีค่าต่ำกว่า 1.0 mg N/L ซึ่งถือว่าปลอดภัยสำหรับใช้เลี้ยงสัตว์น้ำ จะเห็นได้ว่าการเติมสารอินทรีย์คาร์บอนซึ่งในการทดลองนี้ใช้แป้งมันสำปะหลังจะช่วยเพิ่มประสิทธิภาพในการควบคุมความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนให้แก่ระบบไบโอฟล็อก ผลการทดลองที่ได้รับแตกต่างจากผลการทดลองที่ไม่มีการเติมสารอินทรีย์ที่จะต้องควบคุมระดับตะกอนชีวภาพให้อยู่ในช่วง 200 - 300 mg SS/L เท่านั้น เพื่อให้สามารถควบคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ในระดับที่ปลอดภัย



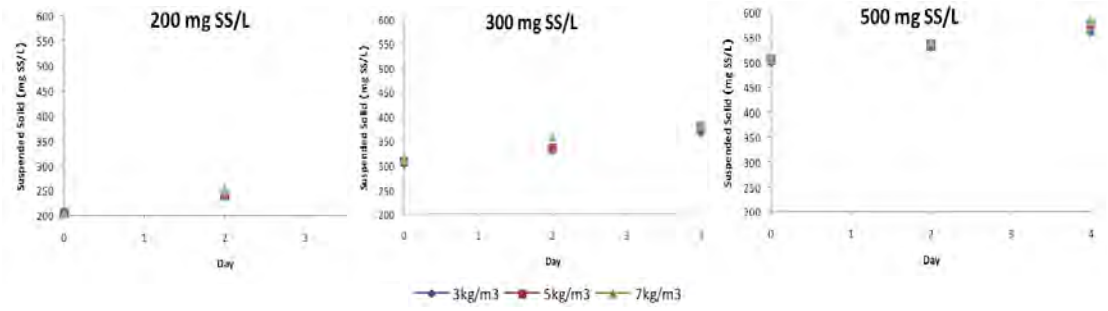
รูปที่ 4.4 ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนที่ระดับต่างๆ ของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิล โดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้แป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำ



รูปที่ 4.5 ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ



รูปที่ 4.6 ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ และไนเตรท ที่ระดับของตะกอนชีวภาพและความหนาแน่นของปลานิลต่างๆ ในระหว่างการทดลองโดยตะกอนชีวภาพเกิดจากการกระตุ้นโดยใช้อาหารสัตว์น้ำและแป้งมันสำปะหลังที่อัตราส่วน C:N = 20:1



รูปที่ 4.7 ปริมาณของตะกอนชีวภาพในระหว่างการทดลองที่แต่ละความหนาแน่นของสัตว์น้ำ

อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพ

อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพจากระบบไบโอฟล็อกด้วยกระบวนการไนตริฟิเคชันแสดงในตารางที่ 4.1 จากตารางพบว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพมีค่าลดลงเมื่อความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงเพิ่มขึ้น การลดลงของอัตราการบำบัดแอมโมเนียอาจเป็นผลจากการสลายตัวของมวลตะกอนชีวภาพบางส่วนซึ่งปลดปล่อยแอมโมเนียออกมา ส่งผลให้ความสามารถในการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพลดลง อัตราการบำบัดแอมโมเนียสูงสุดมีค่าเท่ากับ 16.1 ± 4.77 mg N/g SS/day เมื่อตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงไบโอฟล็อกอยู่ที่ระดับ 200 mg SS/L อัตราการบำบัดแอมโมเนียสูงสุดมีค่ามากกว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ระดับ 300 mg SS/L ไม่มากนัก แต่มากกว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ระดับ 500 mg SS/L ถึงประมาณ 3 เท่า ผลการทดลองที่ได้รับสอดคล้องกับผลการวิเคราะห์สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน ซึ่งพบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ต่ำกว่า 1.0 mg N/L เมื่อควบคุมระดับตะกอนชีวภาพในช่วงระหว่าง 200 - 300 mg SS/L นอกจากนี้เมื่อนำข้อมูลจากทั้งสามความเข้มข้นไปวิเคราะห์ทางสถิติโดยใช้การวิเคราะห์แบบตัวแปรเดี่ยว (Anova: Single-Factor) พบว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ระดับ 200 และ 300 mg SS/L ไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p < 0.05$)

อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพซึ่งเกิดจากการกระตุ้นโดยการเติมแป้งมันสำปะหลังและอาหารสัตว์น้ำแสดงในตารางที่ 4.1 โดยอัตราการบำบัดแอมโมเนียสูงสุดมีค่าเท่ากับ 15.20 ± 2.15 mg N/g SS/day ผลการทดลองพบว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพมีค่าใกล้เคียงกันยกเว้นที่ระดับตะกอนชีวภาพ 500 mg SS/L ข้อมูลจากตารางยังชี้ว่าค่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่เกิดจากการเติมแป้งมันและอาหารสัตว์น้ำ มีการเกาะกลุ่มกันมากกว่าค่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่เกิดจากการเติมอาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียว ข้อมูลจากตารางที่ 4.1 ยังชี้ว่าอัตราการบำบัดแอมโมเนียที่ระดับตะกอนชีวภาพ 500 mg SS/L (9.2 ± 2.96 mg N/g SS/day) มีค่ามากกว่าผลการทดลองเมื่อตะกอนชีวภาพเกิดจากอาหารสัตว์น้ำที่ระดับตะกอนชีวภาพเดียวกัน (5.29 ± 1.96 mg N/g SS/day) ประมาณ 2 เท่า ซึ่งอาจอธิบายได้ว่าในน้ำจากถังเลี้ยงปลานิลอาจมีคาร์บอนจากแป้งมันสำปะหลังเหลืออยู่ ทำให้

แบคทีเรียในตะกอนชีวภาพสามารถนำไปใช้ในการเจริญเติบโตส่งผลให้เกิดกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ จึงทำให้อัตราการบำบัดแอมโมเนียที่ตรวจวัดได้มีค่าสูงมากขึ้น นอกจากนี้ผลการวิเคราะห์ทางสถิติยืนยันว่าอัตราการบำบัดที่ความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพ 200 และ 300 mg SS/L มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเปรียบเทียบกับตะกอนชีวภาพที่ระดับ 500 mg SS/L

ตารางที่ 4.1 อัตราการบำบัดแอมโมเนียของตะกอนชีวภาพที่ระดับความเข้มข้นของตะกอนที่แตกต่างกัน

ตะกอนชีวภาพ (mg SS/L)	อัตราการบำบัดแอมโมเนีย อาหารสัตว์น้ำ (mg N/g SS/day)	อัตราการบำบัดแอมโมเนีย แป้งมัน + อาหารสัตว์น้ำ (mg N/g SS/day)
200	16.1 ± 4.77	15.2 ± 2.15
300	14.23 ± 1.76	14.3 ± 1.59
500	5.29 ± 1.96	9.2 ± 2.96

บทที่ 5
การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก

ผลการทดลองในบทที่ 3 และ 4 สามารถสรุปได้ว่าระดับความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในถังเลี้ยงสัตว์น้ำระบบไบโอฟล็อกควรอยู่ในช่วงตั้งแต่ 200 - 300 mg SS/L และความหนาแน่นของสัตว์น้ำควรอยู่ระหว่าง 3 - 6 kg/m^3 ซึ่งมากกว่าความหนาแน่นสุดท้ายของการเลี้ยงสัตว์น้ำแบบทั่วไป (Inland Aquaculture) ของเกษตรกรในประเทศไทยประมาณ 3 - 5 เท่า (วรรัตน์ วณิชชานัย, 2552) การคงระดับของตะกอนชีวภาพที่น้อยเกินไป (< 200 mg SS/L) อาจมีผลให้ปริมาณแบคทีเรียไม่เพียงพอต่อการบำบัดของเสีย อย่างไรก็ตามหากปริมาณตะกอนชีวภาพในระบบเลี้ยงที่สูงเกินไป จะนำไปสู่การสลายตัวของมวลแบคทีเรียซึ่งจะปลดปล่อยแอมโมเนียลงสู่น้ำอีกครั้ง และยังสิ้นเปลืองพลังงานในการให้ออกซิเจนให้เพียงพอต่อความต้องการของสัตว์น้ำและจุลินทรีย์ในระบบเลี้ยง ตลอดจนเพื่อป้องกันน้ำในถังเลี้ยงเน่าเสียจากการเติมแป้งมันสำปะหลัง ผลการทดลองที่ได้รับยังสอดคล้องกับงานวิจัยที่ผ่านมาซึ่งแนะนำให้คงระดับตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อกไว้ไม่เกิน 500 mg SS/L (Azim and Little, 2008) อย่างไรก็ตามงานวิจัยดังกล่าวไม่ประสบผลสำเร็จในการควบคุมตะกอนชีวภาพให้อยู่ในระดับที่เหมาะสม ดังนั้นการทดลองในบทนี้ จะนำข้อสรุปที่ได้จากการทดลองที่ผ่านมาเพื่อใช้เลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกเป็นเวลา 60 วัน โดยในชุดควบคุมจะเติมแป้งมันสำปะหลังร่วมกับการให้อาหารปลานิลในอัตราส่วนคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20:1 ขณะที่ชุดทดลองมีการเติมอาหารปลานิลเพียงอย่างเดียว นอกจากนี้ได้นำหน่วยแยกตะกอนซึ่งดัดแปลงจากงานวิจัยของศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) มาใช้งานเพื่อควบคุมตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อกให้อยู่ในระดับที่เหมาะสม วิธีการทดลองและผลการทดลองที่ได้รับมีรายละเอียดดังนี้

5.1 วิธีการทดลอง

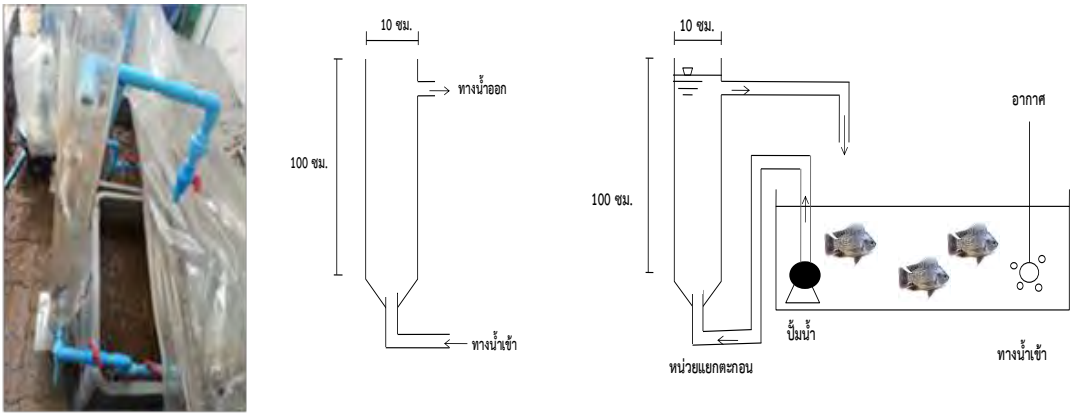
การเลี้ยงสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อก

ทำการเดินระบบทดลองโดยเปรียบเทียบระหว่างการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อก 2 รูปแบบ คือ การเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกชุดควบคุมที่ตะกอนชีวภาพเกิดจากการให้อาหารร่วมกับแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วนคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20:1 และการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกชุดทดลองที่ตะกอนชีวภาพเกิดขึ้นเองตามธรรมชาติจากการให้อาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียว จากนั้นแบ่งตะกอนชีวภาพจากถังเตรียมตะกอนลงสู่ถังพลาสติกขนาด 250 L และใส่ปลานิลที่มีน้ำหนักตัวเฉลี่ยใกล้เคียงกันประมาณ 84 ± 33 g ให้ได้ความหนาแน่นเริ่มต้นที่ 3 kg/m^3 ทำการเลี้ยงปลานิลเป็นเวลา 60 วันโดยไม่เปลี่ยนน้ำด้วยอาหารเม็ดที่มีโปรตีนร้อยละ 16 โดยน้ำหนักวันละ 3 เวลา ในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลานิลในถัง ควบคุมปริมาณออกซิเจนละลายน้ำในถังเลี้ยงให้มากกว่า 4 mg/L พีเอช 6.5 - 7.5 และค่าอัลคาลินิตี้ 100 - 150 mg $CaCO_3$/L และรักษาระดับตะกอนชีวภาพในช่วงที่เหมาะสมในช่วงตั้งแต่ 200 - 300 mg SS/L ด้วยหน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงและพัฒนามาจากงานวิจัยของศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) อย่างไรก็ตามรูปแบบหน่วยแยกตะกอนดังกล่าวประสบปัญหาในการควบคุมปริมาณตะกอน ทำให้ต้องมีการปรับปรุงรูปแบบอีกครั้งในระหว่างการทดลอง ทำการเก็บตัวอย่างน้ำและตะกอนชีวภาพจากชุดควบคุมและชุดทดลองทุกวัน เพื่อวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเทรต และตะกอนแขวนลอยตามวิธีมาตรฐานของ APHA (1998) ทำการเก็บตัวอย่างตะกอนชีวภาพทุก 15 วัน และนำส่งเพื่อวิเคราะห์ปริมาณธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน และติดตามการเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตที่อาศัยในตะกอนชีวภาพ นอกจากนี้ทำการนับจำนวนปลานิล ตรวจวัดน้ำหนักปลานิลทุกตัวในทุกๆ สองสัปดาห์เพื่อหาอัตราการรอดและอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในถังเลี้ยง

หน่วยแยกตะกอน

หน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจากงานวิจัยของศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) อาศัยหลักการแยกตะกอนตามแรงโน้มถ่วง หน่วยแยกตะกอนประกอบด้วยท่อพลาสติกใสเส้นผ่านศูนย์กลาง 0.1 m ความสูง

1 m น้ำเสียที่มีตะกอนชีวภาพไหลเข้าสู่หน่วยแยกตะกอนทางด้านล่าง และปล่อยให้ตกตะกอนในหน่วยแยกตะกอน ส่วนน้ำใสขึ้นสู่ด้านบนและไหลเวียนกลับสู่ถังเลี้ยงสัตว์น้ำ หน่วยแยกตะกอนดังกล่าวมีประสิทธิภาพประมาณร้อยละ 65 - 70 เมื่ออัตราไหลขึ้นของน้ำมีค่าประมาณ 80 - 100 L/hr การติดตั้งหน่วยแยกตะกอนแสดงในรูปที่ 5.1



รูปที่ 5.1 การติดตั้งหน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจาก ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554)

การทำสมดุลมวลไนโตรเจน

ไนโตรเจนในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำจะกระจายตัวอยู่ในรูปแบบต่างๆ ได้แก่ อาหารสัตว์น้ำที่ใช้เลี้ยง มวลของสัตว์น้ำที่เพิ่มขึ้น แอมโมเนีย ไนไตรท์ ไนเตรท ตะกอนชีวภาพ และก๊าซไนโตรเจน โดยปริมาณไนโตรเจนในรูปแบบต่างๆ สามารถคำนวณได้ดังนี้

ไนโตรเจนในรูปอาหารสัตว์ = (A) x (B) x (C) (5.1)

ไนโตรเจนในรูปตะกอนชีวภาพแขวนลอยในน้ำ = (D) x (E) x (F) (5.2)

ไนโตรเจนในรูปแอมโมเนีย = (G) x (H) (5.3)

ไนโตรเจนในรูปไนไตรท์ = (I) x (J) (5.4)

ไนโตรเจนในรูปไนเตรท = (K) x (L) (5.5)

ไนโตรเจนในรูปของมวลปลานิล = (M) x (N) (5.6)

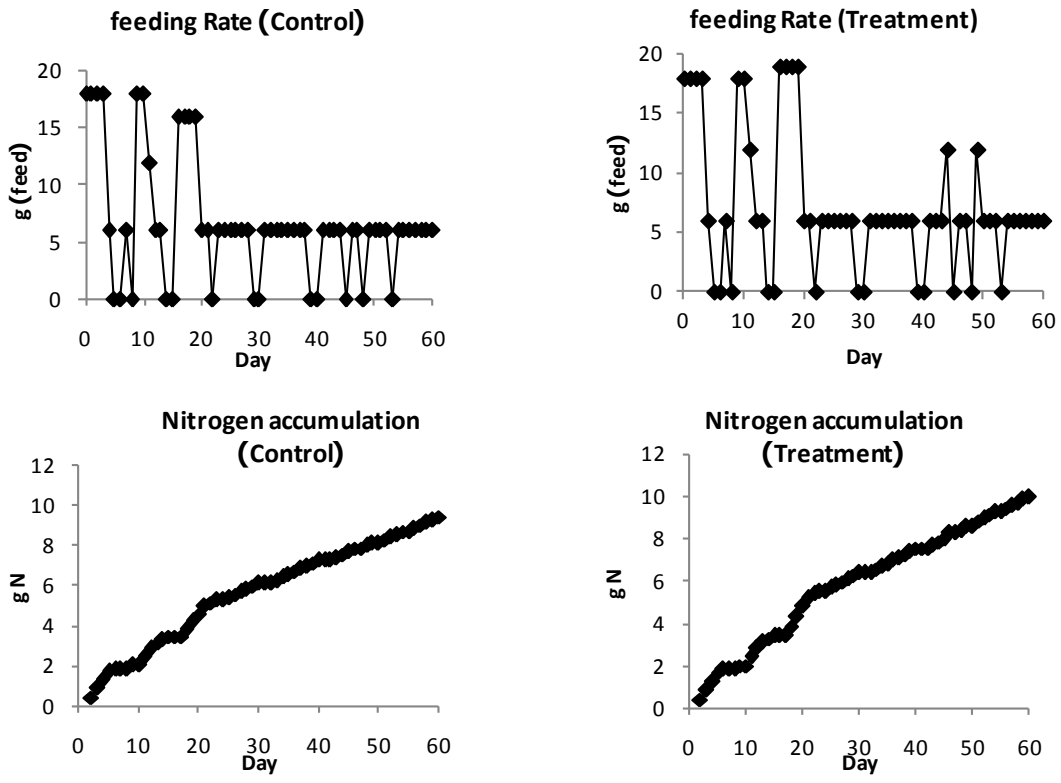
เมื่อ A = น้ำหนักอาหารที่ให้แก่สัตว์น้ำ ; B = ร้อยละของโปรตีนในอาหารสัตว์น้ำ ; C = ร้อยละของไนโตรเจนในโปรตีนซึ่งในการทดลองนี้เท่ากับร้อยละ 16 โดยน้ำหนัก (Crab et al., 2007) ; D = ความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพ (mg SS/L) ; E = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; F = ร้อยละของไนโตรเจนที่ได้จากการวิเคราะห์ด้วยเครื่อง CHNS/O Analyzer ; G = ความเข้มข้นของแอมโมเนียจากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) ; H = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; I = ความเข้มข้นของไนไตรท์จากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) ; J = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; K = ความเข้มข้นของไนเตรทจากการวิเคราะห์โดยเครื่องมือสเปคโตรโฟโตมิเตอร์ (mg N/L) และ L = ปริมาตรน้ำในถังเลี้ยงปลานิล ; M = น้ำหนักของปลานิล และ N = ร้อยละของไนโตรเจนในปลานิลซึ่งในการทดลองนี้เท่ากับร้อยละ 6.35 โดยน้ำหนัก ซึ่งได้ข้อมูลมาจากการส่งเนื้อปลานิลบดละเอียดไปวิเคราะห์ด้วยเครื่อง CHON/S Analyzer

5.2 ผลการทดลอง

ปริมาณไนโตรเจนที่เข้าสู่ระบบ

ของเสียที่เข้าสู่ระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกในการทดลองมาจากอาหารที่ให้แก่ปลานิลซึ่งมีโปรตีนร้อยละ 15 โดยน้ำหนัก ทำการให้อาหารปลานิลในอัตราร้อยละ 1 - 3 ของน้ำหนักปลานิลภายในถังเลี้ยง รูปที่ 5.2 แสดงปริมาณอาหารที่ให้แก่ปลานิลต่อวันและปริมาณอาหารสะสมตลอดการทดลอง จากข้อมูลจะเห็นว่าอัตราการให้อาหารต่อวันและปริมาณไนโตรเจนสะสมที่เข้าสู่ระบบมีค่าใกล้เคียงกันทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง โดยในช่วงระหว่างวันที่ 1 - 18 พบว่าอัตราการให้อาหารต่อวันมีค่าประมาณ 6 - 18 g/day ซึ่งเทียบเท่ากับอัตราภาระไนโตรเจน (Nitrogen Loading Rates) ในช่วง 0.72 - 2.16 mg N/L/day หลังจากนั้นพบว่าปลานิลกินอาหารไม่หมดซึ่งสังเกตได้จากเศษอาหารที่ลอยอยู่บนผิวน้ำ ดังนั้นจึงลดปริมาณอาหารเหลือเพียง 6 g/day (0.72 mg N/L/day) จนสิ้นสุดการทดลอง การไม่กินอาหารของปลานิลคาดว่าเป็นผลจากการเปลี่ยนแปลงสภาวะแวดล้อมภายนอกซึ่งในระหว่างการทดลองมีฝนตกบ่อยครั้ง นอกจากนี้ยังได้งดอาหารปลา

นิลหลังจากวันที่สังเกตเห็นปลานิลไม่กินอาหาร จึงทำให้อัตราการให้อาหารในบางวันมีค่าเป็นศูนย์ ในการทดลองนี้ปริมาณอาหารสะสมในวันสุดท้ายของการทดลองมีค่าเท่ากับ 406 g (9.7 g N) ในชุดควบคุม และ 430 g (10.2 g N)ในชุดทดลอง



รูปที่ 5.2 อัตราการให้อาหารปลานิลและปริมาณไนโตรเจนสะสมในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอ-ฟล็อกในชุดควบคุมและชุดทดลอง

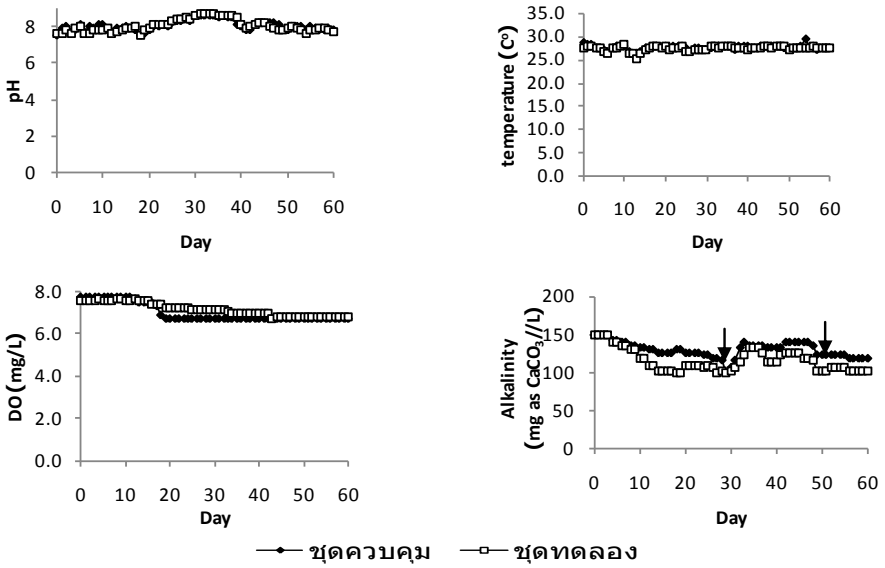
ลักษณะทางกายภาพของน้ำ

ผลการวิเคราะห์ลักษณะทางกายภายของน้ำภายในถังเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองแสดงในตารางที่ 5.1 และ รูปที่ 5.3 จากข้อมูลพบว่าพีเอช อุณหภูมิ และออกซิเจนละลายน้ำมีค่าค่อนข้างคงที่และไม่แตกต่างกันมากนักทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง ขณะที่อัลคาลินิตี้ในชุดควบคุมมีค่ามากกว่าชุดทดลองเล็กน้อยและมีแนวโน้มลดลงในบางช่วง

เวลา (รูปที่ 5.3) ซึ่งอาจเป็นผลของกระบวนการไนตริฟิเคชันที่ให้ผลิตภัณฑ์เป็นไฮโดรเจนอิออน อย่างไรก็ตามในภาพรวมจะเห็นว่าลักษณะทางกายภาพของน้ำภายในถังเลี้ยงแบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง อยู่ในช่วงที่เหมาะสมของการเลี้ยงปลานิลและกระบวนการไนตริฟิเคชัน (Timmons et al., 2002)

ตารางที่ 5.1 ตัวแปรทางกายภาพของน้ำในระบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง

ตัวแปร	ชุดควบคุม (แป้งมันสำปะหลัง + อาหารปลา		ชุดทดลอง (อาหารปลา)	
	ค่าเฉลี่ย ± ส่วนเบี่ยงเบนมาตรฐาน	ค่าต่ำสุด-ค่าสูงสุด	ค่าเฉลี่ย ± ส่วนเบี่ยงเบนมาตรฐาน	ค่าต่ำสุด-ค่าสูงสุด
พีเอช	8.1 ± 0.28	8 - 9	8.1 ± 0.34	8 - 9
อุณหภูมิ (^{o}C)	27.6 ± 0.51	26 - 29	27.5 ± 0.51	25 - 28
ออกซิเจนละลายน้ำ (mg/L)	7.0 ± 0.44	7 - 8	7.2 ± 0.32	7 - 8
อัลคาลินิตี้ (mg $CaCO_3$/L)	130 ± 10	100 - 150	117 ± 15	100 - 150



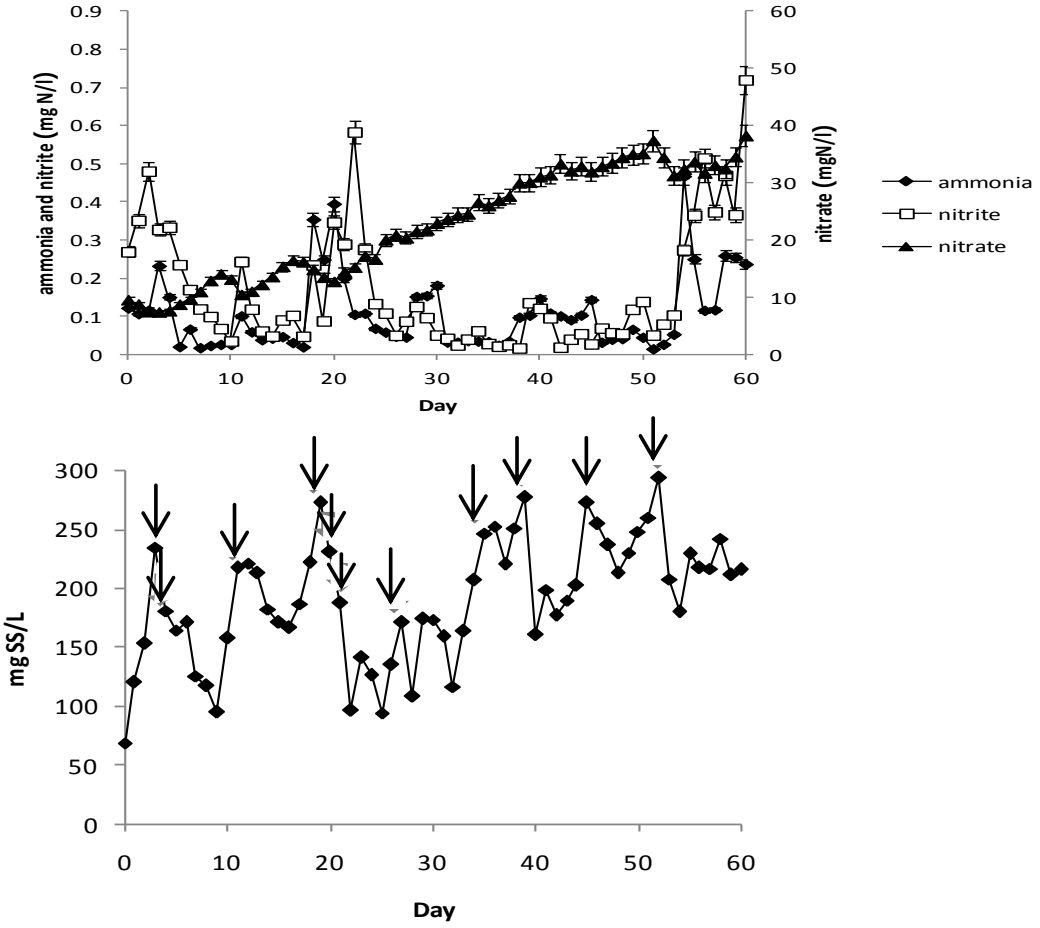
รูปที่ 5.3 แนวโน้มของตัวแปรทางกายภาพของน้ำในถังเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง (ลูกศรในกราฟของอัลคาลินิตี้แสดงการเติมปูนขาว)

ตะกอนชีวภาพและสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน

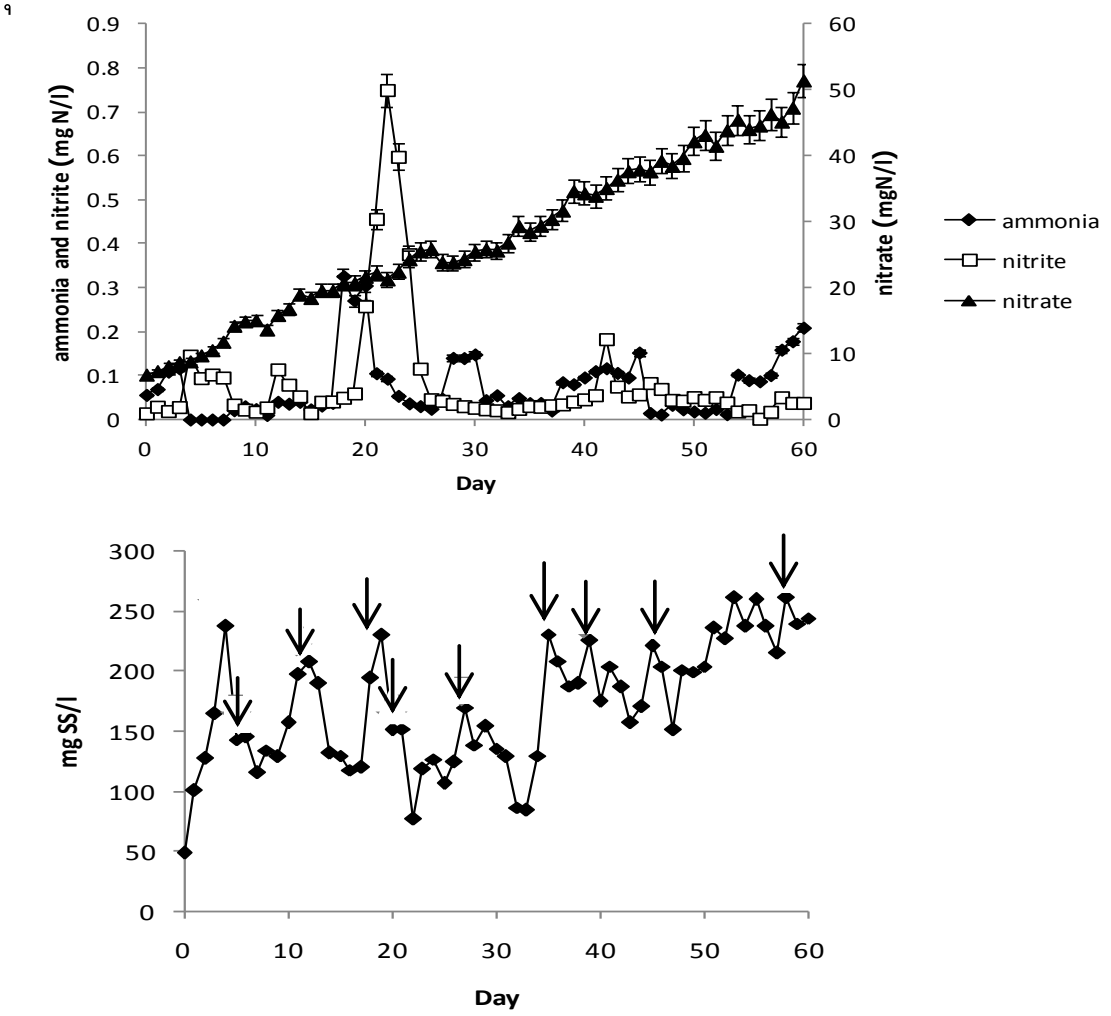
รูปที่ 5.4 และ 5.5 แสดงระดับของตะกอนชีวภาพและความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนของควบคุมและชุดทดลองในระหว่างการทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกเป็นเวลา 60 วัน ในช่วงเริ่มต้นการทดลองตั้งแต่วันที่ 1 - 3 ซึ่งไม่ใช้งานหน่วยแยกตะกอนพบว่าตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลเพิ่มขึ้นทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง โดยในวันที่ 3 มีค่าเท่ากับ 230 และ 170 mg SS/L ตามลำดับ จะเห็นว่าระดับตะกอนชีวภาพในชุดควบคุมมีค่ามากกว่าชุดทดลอง ซึ่งอาจเป็นผลจากการเติมแป้งมันสำปะหลังลงไปในชุดควบคุมเพื่อกระตุ้นการเจริญของแบคทีเรียกลุ่มเฮทเทโรโทรฟ ผลการวิเคราะห์สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในช่วงเริ่มต้นการทดลอง (วันที่ 1 - 3) พบว่าความเข้มข้นสูงสุดของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดควบคุมมีค่าเท่ากับ 0.23 และ 0.45 mg N/L ตามลำดับ ซึ่งอยู่ในระดับที่ปลอดภัยของการเลี้ยงสัตว์น้ำ แต่มีค่ามากกว่าความเข้มข้นสูงสุดในชุดทดลองที่มีความเข้มข้นน้อยกว่า 0.1 mg N/L หลังจากมีการเปิดใช้งานหน่วยแยกตะกอนทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองในวันที่ 4 เป็นเวลา 5 ชั่วโมง พบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลเริ่มลดลงทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง อย่างไร

ก็ตามความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพยังลดอย่างต่อเนื่องจนถึงวันที่ 10 ซึ่งคาดว่าเป็นผลจากการที่ตะกอนชีวภาพบางส่วนได้ตกตะกอนลงสู่ก้นถังเช่นกัน ดังนั้นจึงทำการปรับปรุงระบบเลี้ยงและปรับเปลี่ยนรูปแบบการจัดการ คือ เพิ่มจำนวนหัวจ่ายอากาศเพื่อให้เกิดฟุ้งกระจายของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิล และเพิ่มความถี่ในการกวนน้ำในบริเวณมุมของถังเลี้ยง ผลการวิเคราะห์สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนพบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดควบคุมลดลงจนถึงระดับต่ำกว่า 0.05 mg N/L ขณะที่ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดทดลองเพิ่มขึ้นเล็กน้อยแต่ยังอยู่ในระดับต่ำกว่า 0.1 mg N/L ในช่วงตั้งแต่วันที่ 10 - 12 ซึ่งไม่ใช้งานหน่วยแยกตะกอน พบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองเพิ่มขึ้นอย่างรวดเร็ว **ตารางที่ 5.1** ตัวแปรทางกายภาพของน้ำในระบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองในอัตราใกล้เคียงกันจาก 100 - 220 mg SS/L และยังพบการเพิ่มขึ้นของความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์อย่างชัดเจน ดังนั้นจึงเปิดใช้งานหน่วยแยกตะกอนเป็นเวลา 5 ชั่วโมง อีกครั้งในวันที่ 13 ซึ่งพบว่าตะกอนชีวภาพลดลงเล็กน้อยเหลือ 200 และ 190 mg SS/L ในชุดควบคุมและชุดทดลองตามลำดับ อย่างไรก็ตามหลังจากหยุดใช้งานหน่วยแยกตะกอนยังคงสังเกตเห็นการลดลงอย่างต่อเนื่องของตะกอนชีวภาพจนถึงระดับประมาณ 120 - 150 mg SS/L หลังจากวันที่ 17 พบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลได้เพิ่มขึ้นอย่างรวดเร็ว โดยในวันที่ 20 มีค่าเท่ากับ 260 และ 240 mg SS/L ในชุดทดลองและชุดควบคุมตามลำดับ ผลการวิเคราะห์สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนในช่วงดังกล่าว (วันที่ 17 - 20) พบการเพิ่มขึ้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองอย่างชัดเจนจนถึงระดับประมาณ 0.3 - 0.4 mg N/L ต่อมาได้มีการเปิดใช้งานหน่วยแยกตะกอนอีกครั้งในวันที่ 21 และพบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพลดลงเหลือประมาณ 90 - 120 mg SS/L ในชุดควบคุม และประมาณ 80 - 120 mg SS/L ในชุดทดลอง การลดลงอย่างรวดเร็วของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลอาจส่งผลให้แบคทีเรียกลุ่มไนตริฟายอิงที่มีอัตราการเจริญค่อนข้างต่ำ เมื่อเปรียบเทียบกับแบคทีเรียกลุ่มเฮทเทอโรโทรฟิกซ์มีจำนวนเหลืออยู่ในระบบเลี้ยงไม่เพียงพอ ซึ่งนำไปสู่การเพิ่มขึ้นของแอมโมเนียและไนไตรท์อย่างชัดเจน โดยความเข้มข้นสูงสุดของแอมโมเนียและไนไตรท์ในช่วงเวลาดังกล่าวของชุดควบคุมมีค่าเท่ากับ 0.4 และ 0.6 mg N/L ตามลำดับ และในชุดทดลองมีความเข้มข้นสูงสุดของแอมโมเนียและไนไตรท์เท่ากับ 0.3 และ 0.75 mg N/L ต่อมาในช่วงตั้งแต่วันที่ 30 - 45 พบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในระบบเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกมีค่ามากขึ้น และมีการใช้งานหน่วยแยกตะกอนเป็น

ระยะ ครั้งละประมาณ 5 ชั่วโมง โดยระดับของตะกอนชีวภาพในช่วงเวลาดังกล่าว (วันที่ 30 - 45) มีอยู่ในช่วง 150 - 277 mg SS/L ในชุดควบคุม และระหว่าง 120 - 230 mg SS/L ในชุดทดลอง และผลการวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดควบคุมพบว่าอยู่ในระดับปลอดภัย (< 1.0 mg N/L) โดยแกว่งอยู่ในช่วง0 - 0.2 mg N/L ขณะที่ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดทดลองมีค่าค่อนข้างคงที่และมีค่าต่ำกว่า 0.2 mg N/L เช่นกัน



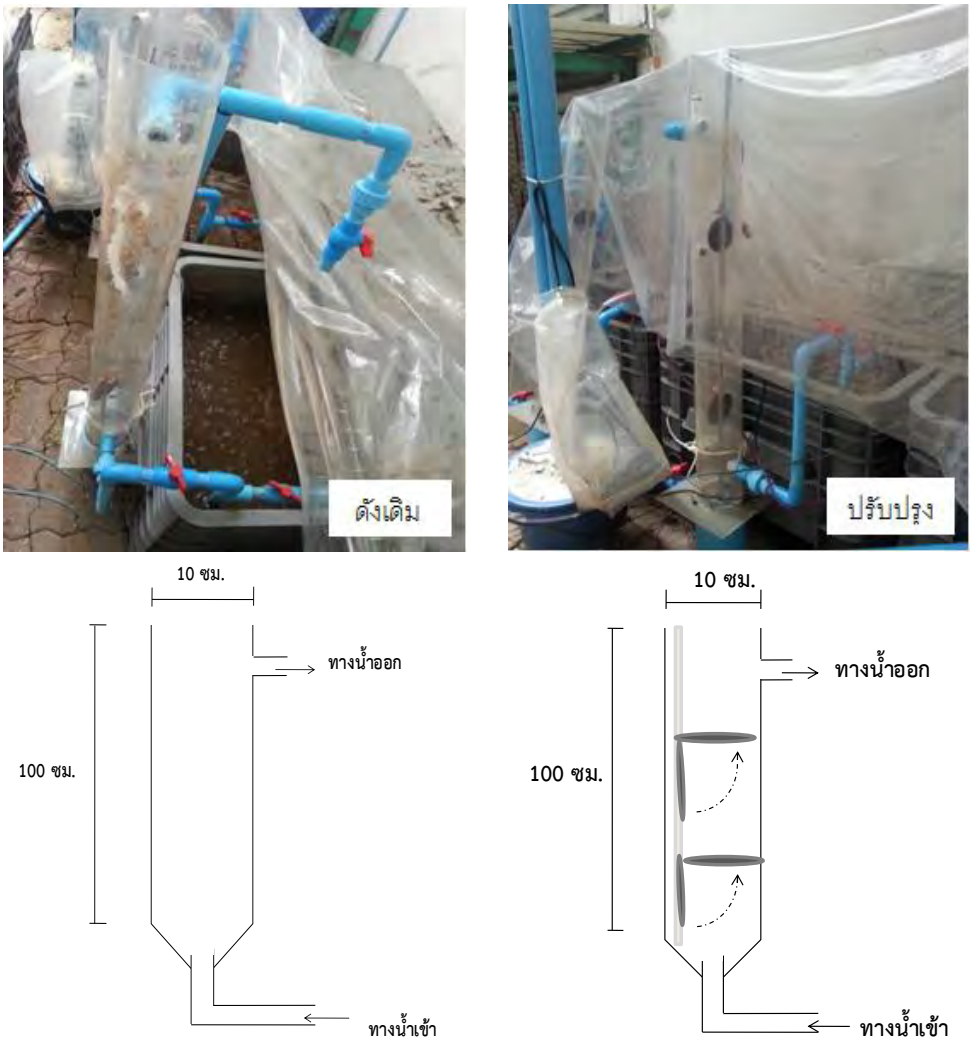
รูปที่ 5.4 ความเข้มข้นของสารประกอบอินทรีย์ไนโตรเจนและตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกในชุดควบคุม (ลูกศรแสดงการเปิดหน่วยแยกตะกอนครั้งละ 5 ชั่วโมง)



รูปที่ 5.5 ความเข้มข้นของสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลระบบไบโอฟล็อกในชุดทดลอง (ลูกศรแสดงการเปิดหน่วยแยกตะกอนครั้งละ 5 ชั่วโมง)

จากผลการทดลองในช่วงวันที่ 1 - 45 จะเห็นว่าในภาพรวมนั้น หน่วยแยกตะกอนสามารถควบคุมระดับความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกให้เพิ่มขึ้นหรือลดลงได้ โดยผลการทดลองพบว่าความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพอยู่ในช่วงระหว่าง 76 - 277 mg SS/L ซึ่งไม่อยู่ในช่วงที่ต้องการคือ 200 - 300 mg SS/L จึงทำให้สามารถสรุปในเบื้องต้นได้ว่า หน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจากงานวิจัยของ ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) อาจมีประสิทธิภาพไม่เพียงพอต่อการทำหน้าที่ควบคุมความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพให้อยู่ในช่วงแคบๆ นอกจากนี้ระหว่างการทดลองยังสังเกตเห็นตะกอนชีวภาพที่มีขนาดเล็กจากถังเลี้ยงปลานิลเกิดการฟุ้งกระจายเมื่อที่เข้าสู่หน่วย

แยกตะกอนและหลุดออกมากับน้ำที่บริเวณทางออกน้ำใส จากเหตุผลดังกล่าวจึงทำการปรับปรุงหน่วยแยกตะกอน โดยเพิ่มบานพับที่ทำจากแผ่นอะลูมิเนียมร่วมกับแผ่นพลาสติกลูกฟูกฟิวเจอร์บอร์ดวงกลมจำนวน 2 ชั้น ขนาดเส้นผ่านศูนย์กลาง 0.99 m เพื่อป้องกันการฟุ้งกระจายของตะกอนชีวภาพในหน่วยแยกตะกอน ดังแสดงในรูปที่ 5.6 หน่วยแยกตะกอนที่ได้ปรับปรุงแล้วได้นำมาใช้งานตั้งแต่วันที่ 45 จนสิ้นสุดการทดลอง พบว่าสามารถควบคุมความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพให้อยู่ในช่วงที่กำหนด (200 - 300 mg SS/L) โดยมีค่าเฉลี่ยในชุดควบคุมและชุดทดลองเท่ากับ 233 ± 13 และ 225 ± 9 mg SS/L ตามลำดับ ผลการวิเคราะห์ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในช่วงวันที่ 45 - 60 พบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในชุดควบคุมมีค่าใกล้เคียงกับความเข้มข้นในช่วงวันที่ 30 - 45 แต่จะพบการเพิ่มขึ้นของแอมโมเนียและไนไตรท์อย่างชัดเจนในช่วงสัปดาห์สุดท้ายของการทดลองตั้งแต่วันที่ 53 - 60 โดยความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ในวันที่ 60 เท่ากับ 0.25 และ 0.7 mg N/L ตามลำดับ ในส่วนของชุดทดลอง พบว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์มีค่าใกล้เคียงความเข้มข้นในช่วงก่อนหน้านั้น (วันที่ 30 - 45) แต่เริ่มมีการสะสมของแอมโมเนียในช่วงท้ายของการทดลองเช่นเดียวกับชุดควบคุม โดยมีความเข้มข้นของแอมโมเนียในวันที่ 60 มีเท่ากับ 0.23 mg N/L การสะสมของแอมโมเนียและไนไตรท์ในช่วงท้ายของการเลี้ยงปลานิลอาจเกิดจากการสลายตัวของโปรตีนในตะกอนชีวภาพที่จมตัวลงสู่ก้นถังเลี้ยงกลายเป็นแอมโมเนีย



รูปที่ 5.6 หน่วยแยกตะกอนที่ใช้ในการทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่เปลี่ยนน้ำก่อนและหลังการปรับปรุง

ผลการทำสมดุลมวลไนโตรเจนทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองแสดงในตารางที่ 5.2 และ 5.3 ตามลำดับ จากตารางจะเห็นว่าอาหารเลี้ยงปลานิลเป็นแหล่งไนโตรเจนหลักที่เข้าสู่ระบบไบโอฟล็อกทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลอง ผลการวิเคราะห์อาหารเลี้ยงปลานิลด้วยเครื่อง CHNO/S Analyzer พบว่ามีไนโตรเจนอยู่ร้อยละ 2.71 โดยน้ำหนัก ในชุดควบคุมที่มีการเติมแป้งมันสำปะหลังพบว่าปริมาณไนโตรเจนส่วนใหญ่อยู่ในรูปของไนเตรทคิดเป็นร้อยละ 44.5 (7.7 g N) ขณะที่ไนโตรเจนในรูปของตะกอนชีวภาพซึ่งเป็นผลรวมของตะกอนชีวภาพในน้ำและตะกอนชีวภาพที่แยกออกมาโดย

หน่วยแยกตะกอนมีสัดส่วนร้อยละ 18.54 (3.2 g N) ซึ่งน้อยกว่าไนเตรทอย่างมีนัยสำคัญ ผลการคำนวณสมดุลไนโตรเจนในชุดควบคุมสามารถอธิบายผลได้ว่ากระบวนการไนตริฟิเคชันและกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ต่างมีส่วนร่วมในการบำบัดไนโตรเจนเมื่อใช้งานระบบไบโอฟล็อกไประยะหนึ่ง (60 วัน) โดยกระบวนการไนตริฟิเคชันมีบทบาทมากกว่าการนำไนโตรเจนเข้าไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์โดยตรง ในส่วนของชุดทดลองที่ไม่เติมแป้งมันสำปะหลัง พบว่าเมื่อสิ้นสุดการทดลองไนโตรเจนส่วนใหญ่จะอยู่ในรูปของไนเตรทเช่นกันโดยคิดเป็นร้อยละ 52 (10.3 g N) ขณะที่ร้อยละของไนโตรเจนในรูปตะกอนชีวภาพลดลงเล็กน้อยเมื่อเปรียบเทียบกับชุดควบคุมโดยมีค่าเท่ากับร้อยละ 17.16 (3.4 g N) ดังนั้นผลการคำนวณสมดุลไนโตรเจนจึงสามารถสรุปผลได้ในทิศทางเดียวกับชุดควบคุม กล่าวคือกระบวนการไนตริฟิเคชันและกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ต่างมีส่วนช่วยในการบำบัดไนโตรเจนในถังเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกแต่ไนตริฟิเคชันมีบทบาทมากกว่าการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ นอกจากนี้คาดว่าบทบาทของกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ในชุดควบคุมจะมีแนวโน้มลดลงเมื่อเปรียบเทียบกับกระบวนการไนตริฟิเคชันเมื่อดำเนินการเลี้ยงปลานิลเป็นเวลานานขึ้นหรือใช้งานอาหารที่มีโปรตีนสูงขึ้น ผลการคำนวณที่ได้รับเป็นการยืนยันข้อสรุปในงานวิจัยของ Nootong et al. (2011) ซึ่งระบุว่าความสำคัญของไนตริฟิเคชันมากกว่าการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ของตะกอนชีวภาพในระบบไบโอฟล็อกที่ใช้งานมาระยะหนึ่ง อย่างไรก็ตามงานวิจัยในรายงานนี้มีข้อแตกต่างจากงานวิจัยของ Nootong et al. (2011) ในแง่มุมของการใช้งานอาหารสัตว์น้ำที่มีโปรตีนต่ำ โดยมีโปรตีนในอาหารสัตว์น้ำร้อยละ 16 เมื่อเปรียบเทียบกับงานวิจัยของ Nootong et al. (2011) ซึ่งใช้อาหารสัตว์น้ำที่มีโปรตีนร้อยละ 33 นอกจากนี้ยังมีข้อสังเกตอีกเพิ่มเติมที่ได้จากผลการคำนวณสมดุลมวลไนโตรเจน คือ (1) สัดส่วนของไนโตรเจนที่อยู่ในรูปของมวลเนื้อปลานิลมีค่าน้อยกว่าการทดลองที่ผ่านมาที่อยู่ในช่วงร้อยละ 20 - 45 (วรรัตน์ วณิชชานัย, 2552; Nootong et al., 2011) และ (2) ไม่พบไนโตรเจนอยู่ในรูปของก๊าซไนโตรเจนซึ่งโดยทั่วไปจะตั้งสมมติฐานว่าเกิดจากกระบวนการดีไนตริฟิเคชัน โดยทั่วไปสัดส่วนของไนโตรเจนในรูปของก๊าซจะอยู่ที่ประมาณร้อยละ 30 - 60 ในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิดในระดับความหนาแน่นสูง (Thakur and Lin, 2003; Nootong et al., 2011; Nurit et al., 2013)

ตารางที่ 5.2 สมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกของชุดควบคุมที่เติมอาหารและแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วน C:N = 20:1

ขาเข้า	**g N**	**(%)**	**ขาออก**	**g N**	**(%)**
ปลานิล	5.8	35.9	ปลานิล	6.2	35.8
อาหารปลานิล	9.7	60.4	แอมโมเนีย	0.1	0.58
แอมโมเนีย	0.0	0.1	ไนไทรต์	0.1	0.58
ไนไทรต์	0.1	0.3	ไนเทรต	7.7	44.5
ไนเทรต	0.1	0.7	ตะกอนชีวภาพ	1.3	7.51
ตะกอนชีวภาพ	0.4	2.6	ตะกอนชีวภาพในหน่วยแยกตะกอน	1.9	11.03
ผลรวม	16.1	100	ผลรวม	17.3	100

ตารางที่ 5.3 สมดุลมวลไนโตรเจนของการเลี้ยงปลานิลในระบบไบโอฟล็อกของชุดทดลองที่เติมอาหารเพียงอย่างเดียว

ขาออก	g N	%	**ขาออก**	g N	%
ปลานิล	5.8	32.7	ปลานิล	6.1	30.8
อาหารปลานิล	10.2	57.6	แอมโมเนีย	0.0	0.02
แอมโมเนีย	0.0	0.1	ไนไทรต์	0.0	0.02
ไนไทรต์	0.0	0.0	ไนเทรต	10.3	52.0
ไนเทรต	1.4	7.7	ตะกอนชีวภาพ	1.5	7.57
ตะกอนชีวภาพ	0.3	1.9	ตะกอนชีวภาพในหน่วยแยกตะกอน	1.9	9.59
ผลรวม	17.7	100	ผลรวม	19.8	100

การเปลี่ยนแปลงลักษณะทางเคมีของตะกอนชีวภาพ

ผลการวิเคราะห์ปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน ของตะกอนชีวภาพทั้งจากชุดควบคุมและชุดทดลองแสดงในตารางที่ 5.4 จากตารางพบว่าปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน ไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ ($p < 0.05$) ในแต่ละช่วงเวลาของการทดลองยกเว้นในวันที่ 15 ผลการวิเคราะห์ยังพบว่าค่าเฉลี่ยตลอดการทดลองของปริมาณร้อยละคาร์บอน (34.19 ± 0.17) ในชุดควบคุมมีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญ เมื่อเปรียบเทียบกับค่าเฉลี่ยตลอดการทดลองของปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน (32.17 ± 0.17) ในชุดทดลอง ขณะที่ค่าเฉลี่ยของร้อยละของธาตุไนโตรเจนและไฮโดรเจนไม่ได้มีความแตกต่างอย่าง

มีนัยสำคัญ ความแตกต่างระหว่างค่าเฉลี่ยตลอดการทดลองของร้อยละของธาตุคาร์บอนในชุดควบคุมและชุดทดลอง คาดว่าเกิดจากการเติมแป้งมันสำปะหลังซึ่งเป็นแหล่งคาร์โบไฮเดรตให้แก่แบคทีเรียในน้ำเพื่อนำคาร์บอนไปใช้ในกระบวนการเจริญเติบโต ในส่วนของไนโตรเจนไม่พบความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญซึ่งสามารถอธิบายได้จากการบำบัดแอมโมเนียและไนไตรท์รับผิดชอบโดยกระบวนการไนตริฟิเคชัน ผลการวิเคราะห์ปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน ในการทดลองนี้มีค่าใกล้เคียงกับผลการวิจัยของ Nootong et al. (2011) ซึ่งเติมแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วนน้ำหนักคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 16:1 ในรายงานดังกล่าวมีร้อยละของธาตุคาร์บอนเท่ากับ 34.51 ± 0.93 ร้อยละของธาตุไฮโดรเจนเท่ากับ 4.69 ± 0.21 และร้อยละของธาตุไนโตรเจนเท่ากับ 4.24 ± 0.42 ของน้ำหนักแห้งของตะกอนชีวภาพ

ตารางที่ 5.4 ปริมาณร้อยละของธาตุคาร์บอน ไฮโดรเจน และไนโตรเจน ในตะกอนชีวภาพจากถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกของชุดควบคุมและชุดทดลอง

วัน	ธาตุคาร์บอน (ร้อยละของน้ำหนักแห้ง)		ธาตุไฮโดรเจน (ร้อยละของน้ำหนักแห้ง)		ธาตุไนโตรเจน (ร้อยละของน้ำหนักแห้ง)	
	ควบคุม	ทดลอง	ควบคุม	ทดลอง	ควบคุม	ทดลอง
15	39.5 ± 0.27	35.4 ± 0.32	5.78 ± 0.35	5.83 ± 0.14	3.91 ± 0.03	3.93 ± 0.04
30	33.46 ± 0.07	31.75 ± 0.31	5.47 ± 0.12	4.86 ± 0.24	4.06 ± 0.01	3.61 ± 0.12
45	30.65 ± 0.29	30.35 ± 0.37	4.54 ± 0.24	4.36 ± 0.18	3.92 ± 0.04	3.59 ± 0.13
60	33.18 ± 0.06	31.18 ± 0.11	5.35 ± 0.12	4.49 ± 0.18	3.67 ± 0.01	3.5 ± 0.04

อัตราการเจริญเติบโตของปลานิล

ตารางที่ 5.5 ข้อมูลการเจริญเติบโตของปลานิลในชุดควบคุมและชุดทดลองของการเลี้ยงในระบบไบโอฟล็อกโดยไม่เปลี่ยนน้ำเป็นเวลา 60 วัน

ตัวแปร	ชุดควบคุม (แป้งมันสำปะหลัง + อาหารสัตว์น้ำ)	ชุดทดลอง (อาหารสัตว์น้ำ)
น้ำหนักเริ่มต้น (g/fish)	79.2 ± 7.8	76.12 ± 2.15
น้ำหนักสุดท้าย (g/fish)	92.1 ± 11.06	86.34 ± 1.14
มวลสัตว์น้ำเริ่มต้น (kg/m^3)	3.17	3.05
มวลสัตว์น้ำสุดท้าย (kg/m^3)	3.68	3.45
อัตรารอด (%)	80	80
อัตราการเจริญเติบโต (g/day)		
วันที่ 1 - 15	0.34	0.11
วันที่ 16 - 30	0.14	0.17
วันที่ 31 - 45	0.09	0.10
วันที่ 46 - 60	0.16	0.19
เฉลี่ยตลอดการทดลอง	0.22	0.19

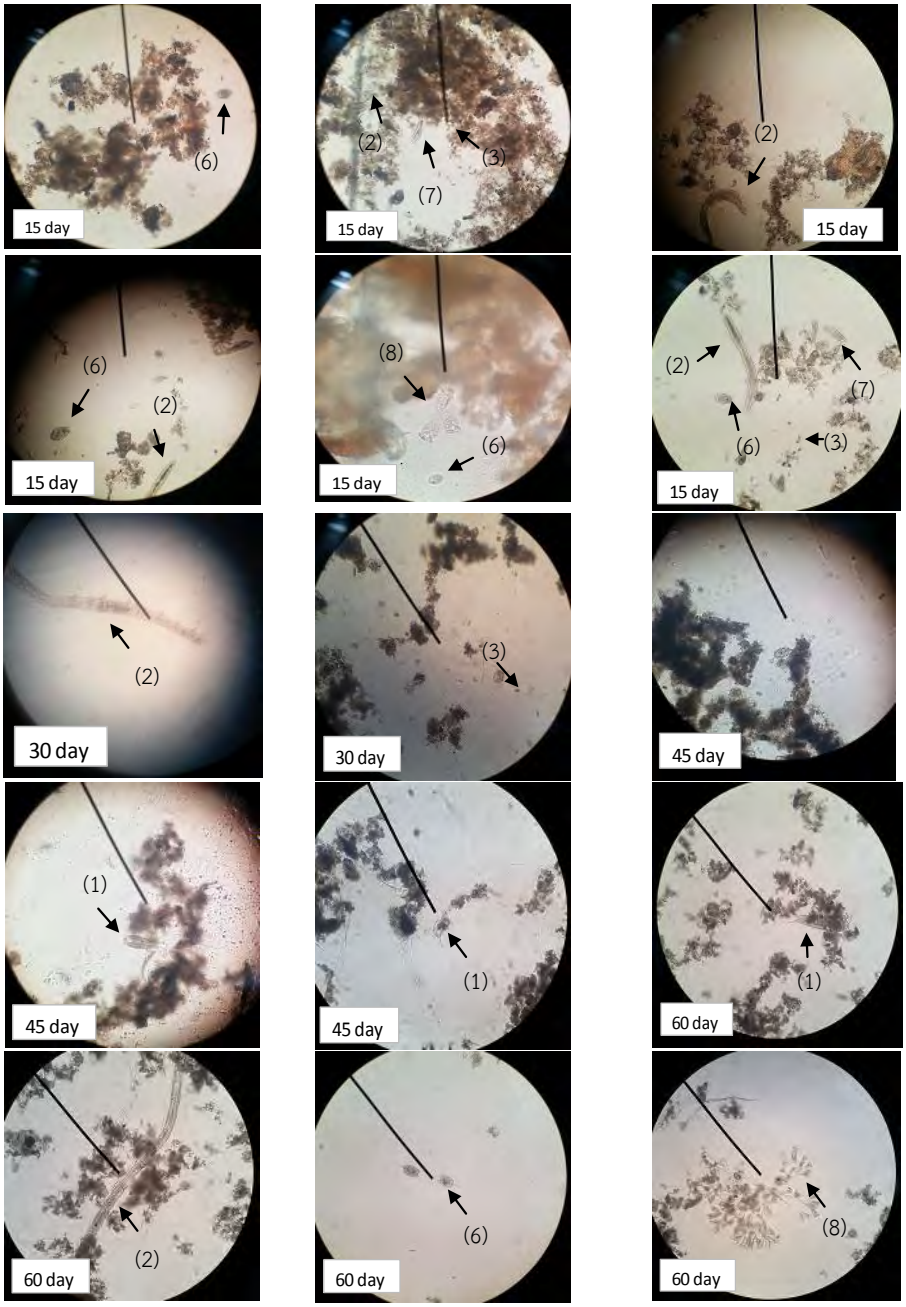
ตารางที่ 5.5 แสดงข้อมูลการเจริญเติบโตของปลานิลในระบบไบโอฟล็อกของชุดควบคุมและชุดทดลองที่เลี้ยงโดยไม่เปลี่ยนน้ำเป็นเวลา 60 วัน การทดลองนี้เริ่มต้นเลี้ยงปลานิลที่ความหนาแน่นเริ่มต้น 3 kg/m^3 และเมื่อสิ้นสุดการทดลองพบว่าปริมาณของสัตว์น้ำที่ผลิตได้มีค่าเท่ากับ 3.68

และ 3.45 kg/m^3 ในชุดควบคุมและชุดทดลองตามลำดับ ซึ่งมีค่ามากกว่าผลผลิตสุดท้ายของการเลี้ยงสัตว์โดยทั่วไป (ยกเว้นในกระชัง) ประมาณ 3 - 4 เท่า ในการทดลองนี้ปลานิลทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองประมาณร้อยละ 20 ได้ตายลงซึ่งอาจเป็นผลของโรคจุดขาวและการเปลี่ยนแปลงสภาวะแวดล้อมอย่างรวดเร็วในช่วงที่มีฝนตก การตายของปลานิลจึงทำให้ต้องใส่ปลานิลเพิ่มเติมลงในระบบเท่ากับน้ำหนักของปลานิลที่เอาออกจากระบบเพื่อคงปริมาณของเสียที่เข้าสู่ระบบไบโอฟล็อกไม่ลดลง อัตราการเจริญเติบโตของปลานิลทั้งในชุดควบคุมและชุดทดลองพบว่ามีค่าต่ำและค่าใกล้เคียงกันระหว่างชุดควบคุมและชุดทดลองโดยมีค่าเท่ากับ 0.18 และ 0.14 g/day ตามลำดับ อัตราการเจริญเติบโตในการทดลองนี้น้อยกว่าผลการทดลองจากงานวิจัยในอดีตที่ใช้งานระบบไบโอฟล็อก ซึ่งรายงานอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลในช่วง 1.06 - 2.59 g/day (วรรัตน์ วณิชชานัย, 2552) และยังต่ำกว่าอัตราการเจริญเติบโตของปลานิลจากการเลี้ยงในระบบไนตริฟิเคชันซึ่งรายงานค่าในช่วง 0.73 - 3.1 g/day (Nootong and Powtongsook, 2012; ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์, 2554) อัตราการเจริญเติบโตของปลานิลที่มีค่าต่ำในการทดลองนี้คาดว่ามีสาเหตุมาจากสภาพอากาศในช่วงการทดลองซึ่งอยู่ในช่วงฤดูฝนทำให้อุณหภูมิของน้ำมีการเปลี่ยนแปลงอย่างรวดเร็ว ส่งผลให้ปลานิลกินอาหารได้น้อยและมีโรคแทรกซ้อนตามมา อีกหนึ่งสาเหตุที่คาดว่ามีผลกระทบต่ออัตราการเจริญเติบโตของปลานิล คือ ความเข้มข้นของไนเตรทที่อยู่ในระดับสูงในบ่อทดลองเป็นระยะเวลานานส่งผลให้ปลานิลเกิดโรคจุดขาว (ชนกันต์ จิตมนัส, 2556)

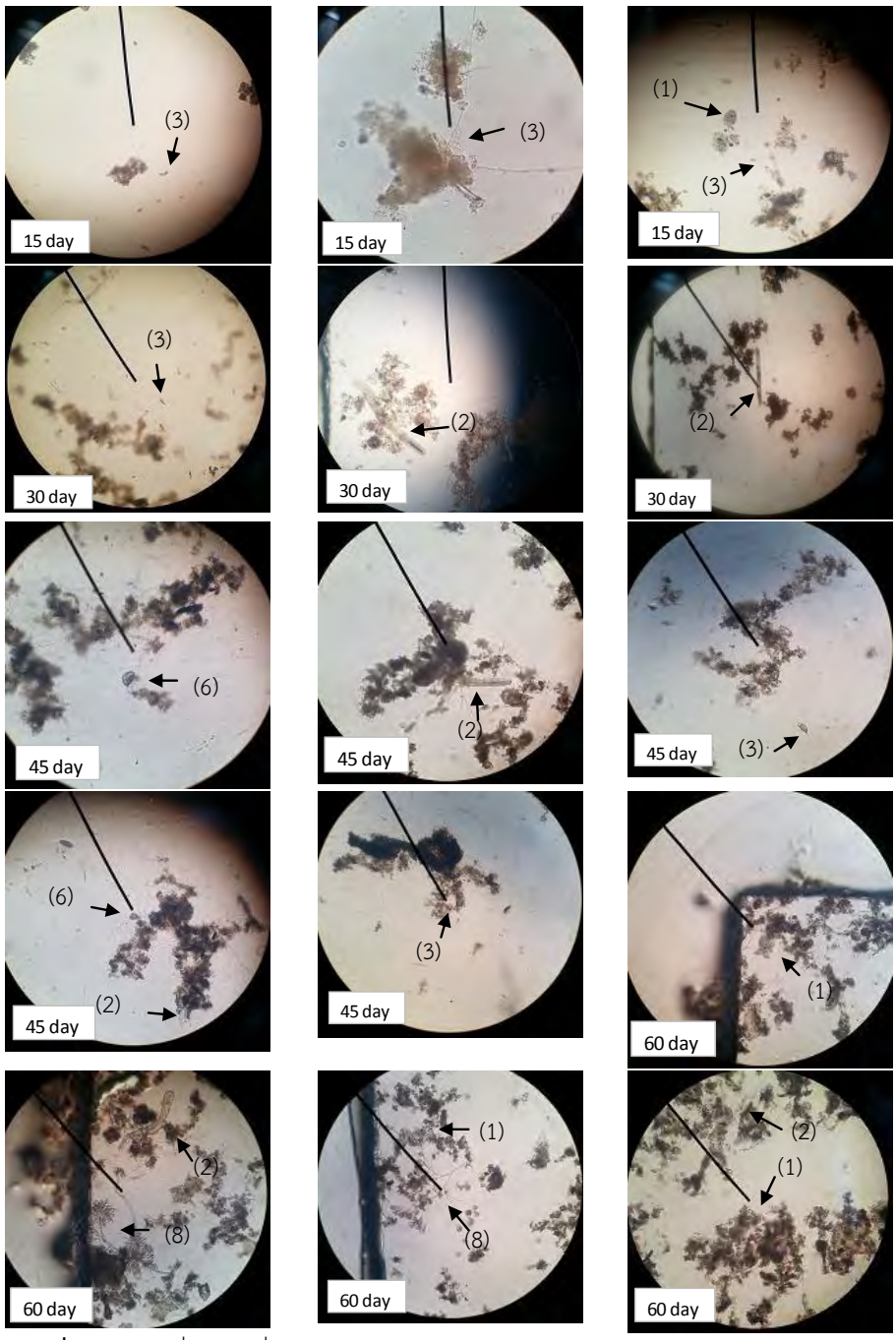
การเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตในถังเลี้ยงสัตว์น้ำ

การติดตามการเปลี่ยนแปลงกลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพแขวนลอยจากชุดควบคุมและชุดทดลองแสดงในรูปที่ 5.7 และ 5.8 ตามลำดับ ตะกอนชีวภาพในวันที่ 15 และ 30 จากชุดทดลองที่มีการเติมแป้งมันสำปะหลังเป็นแหล่งคาร์บอน ตรวจพบโปรโตซัวจำพวกซิลิเอตและสิ่งมีชีวิตที่มีลักษณะคล้ายหนอนกระจายอยู่ทั่วไป การพบสิ่งมีชีวิตในกลุ่มลักษณะคล้ายหนอนเป็นดัชนีชี้วัดให้เห็นว่าตะกอนชีวภาพในบริเวณบางส่วนของถังเลี้ยงในชุดทดลองอยู่ในสภาวะขาดอากาศ ผลการทดลองที่ได้รับสอดคล้องกับรายงานที่ผ่านมาซึ่งพบสิ่งมีชีวิตคล้ายหนอนในปริมาณมากในระบบบำบัดน้ำเสียแบบตะกอนเร่งที่มีปริมาณออกซิเจนจำกัด (Schveitzer et al., 2013) และเมื่อระยะเวลาผ่านไป 45 และ 60 วัน พบว่ากลุ่มสิ่งมีชีวิตมีการเปลี่ยนแปลงและเพิ่มจำนวนมากขึ้น โดย

กลุ่มสิ่งมีชีวิตที่พบมากจะเป็นโปรโตซัวจำพวกโรติเฟอร์ สต็อกซิลิเอต และ นีมาโทด จากข้อมูลดังกล่าวอาจทำให้คาดคะเนได้ว่าน้ำในถังเลี้ยงปลานิลมีคุณภาพดีเพียงพอต่อการอาศัยของสัตว์น้ำและสิ่งมีชีวิตบางชนิด เนื่องจากโรติเฟอร์และสต็อกซิลิเอตเป็นดัชนีชี้วัดความสะอาดในแหล่งน้ำ (Metcalf and Eddy, 2003) กลุ่มสิ่งมีชีวิตในตะกอนชีวภาพจากถังเลี้ยงปลานิลชุดทดลองที่มีเพียงการให้อาหารเพียงอย่างเดียว พบว่ามีปริมาณและความหลากหลายของสิ่งมีชีวิตในระบบน้อยกว่าเมื่อเทียบกับระบบไบโอฟล็อกที่มีการใช้ตะกอนชีวภาพอัตราส่วนคาร์บอนต่อไนโตรเจนเท่ากับ 20:1 ในวันที่ 15 และ 30 ของการทดลอง พบเพียงกลุ่มซิลิเอตที่มีการว่ายน้ำอย่างรวดเร็ว และเมื่อทำการทดลองผ่านไปจนถึงวันที่ 45 และ 60 พบว่าสิ่งมีชีวิตกลุ่มหลักยังคงเป็นกลุ่มซิลิเอต รองลงมาเป็น กลุ่มของโรติเฟอร์ และนีมาโทด ตามลำดับ ผลการทดลองที่ได้รับมีความคล้ายคลึงกับทฤษฎีและงานวิจัยที่ผ่านมาที่เกี่ยวข้องกับระบบไบโอฟล็อก (Avnimelech, 2006; สำนักงานนวัตกรรมแห่งชาติ, 2552)



รูปที่ 5.7 การเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตในชุดควบคุมที่ให้อาหารสัตว์น้ำและแป้งมันสำปะหลังในอัตราส่วน C:N = 20:1 (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates



รูปที่ 5.8 การเปลี่ยนแปลงของกลุ่มสิ่งมีชีวิตในชุดทดลองที่ให้อาหารสัตว์น้ำเพียงอย่างเดียว (1) Rotifers (2) Nematodes (3) Free Swimming Ciliates (4) Stalked Ciliates (5) Sarcodina (6) Ciliates (7) Paramecium (8) Stalked Ciliates

บทที่ 6
สรุปผลและข้อเสนอแนะ

การทดลองนี้มีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาถึงสภาวะที่เหมาะสมในการใช้งานระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก โดยเน้นไประดับความเข้มข้นของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในระบบไบโอฟล็อกในระหว่างการเลี้ยงสัตว์น้ำ แนวทางการควบคุมระดับตะกอนชีวภาพ ความสามารถในการควบคุมแอมโมเนียและไนไตรท์ของตะกอนชีวภาพภาพ การเปลี่ยนแปลงของสมบัติทางกายภาพและเคมีของตะกอนชีวภาพ และบทบาทของกระบวนการชีวภาพในระหว่างการใช้งานระบบไบโอฟล็อก ข้อสรุปจากการทดลองมีดังต่อไปนี้

1. ระดับของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในระบบไบฟล็อกควรมีค่าในช่วง 200 - 300 mg SS/L เพื่อให้ยังคงสามารถควบคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ได้ต่ำกว่า 1.0 mg N/L และมีผลกระทบต่อสัตว์น้ำไม่มากนัก โดยที่มวลของสัตว์น้ำในระบบไบโอฟล็อกไม่ควรมากกว่า 7.0 kg/m^3 ข้อสรุปนี้มีความสำคัญเนื่องจากการค้นคว้าวรรณกรรมเกี่ยวกับการใช้งานระบบไบโอฟล็อก ยังไม่พบข้อมูลเชิงปริมาณเกี่ยวกับระดับของตะกอนชีวภาพที่ควรคงไว้ในระบบไบโอฟล็อกอย่างชัดเจน โดยทั่วไปจะกล่าวเพียงว่าควรมีการควบคุมตะกอนหรือสูบตะกอนส่วนเกิดทิ้ง ดังนั้นผลการทดลองที่ได้รับจึงนับเป็นก้าวสำคัญสำหรับการพัฒนาประสิทธิภาพของระบบไบโอฟล็อกและการประยุกต์ใช้ระบบไบโอฟล็อกให้กว้างขวางมากขึ้น

2. ไนตริฟิเคชันเป็นกระบวนการหลักที่ใช้ควบคุมความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ที่ผ่านการใช้งานมาสักระยะ (60 วัน ในการทดลองนี้) และคาดว่าไนตริฟิเคชันจะมีบทบาทมากขึ้นในระยะยาวเมื่อเปรียบเทียบกับกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ในการควบคุมแอมโมเนียและไนไตรท์

3. หน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจากงานวิจัยของนายศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) ในภาพรวมนั้นสามารถเพิ่มหรือลดปริมาณตะกอนชีวภาพในถังเลี้ยงปลานิลแบบไบโอฟล็อกได้ แต่ยังมีข้อด้อยคือไม่สามารถควบคุมระดับตะกอนชีวภาพให้อยู่ในช่วงแคบได้อย่างแม่นยำและยังมีตะกอนชีวภาพหลุดออกไปกับน้ำสายขาออก ในการทดลองนี้จึงได้แก้ไขในเบื้องต้นโดยเพิ่มแผ่นกั้นเพื่อป้องกันตะกอนขนาดเล็กไหลออกจากคอลัมน์ของหน่วยแยกตะกอน ผลการทดลองหลังจากปรับปรุงหน่วยแยกตะกอนพบว่าสามารถควบคุมระดับตะกอนชีวภาพอยู่ในช่วง 200 - 300 mg SS/L และใช้งานระบบได้สะดวกมากขึ้น

ข้อเสนอแนะ

1. การปรับปรุงให้หน่วยแยกตะกอนให้สามารถสร้างได้ง่ายและใช้งานได้อย่างมีประสิทธิภาพกับน้ำในปริมาณมากจากการเลี้ยงสัตว์น้ำเป็นสิ่งจำเป็น ในกรณีของการใช้งานหน่วยแยกตะกอนที่ดัดแปลงจากการวิจัยของนายศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์ (2554) สามารถทำการปรับปรุงดังที่อธิบายมาแล้วในข้างต้น หรือทำการปรับรูปแบบและชนิดของอุปกรณ์ที่ใช้ในการสร้างหน่วยแยกตะกอน เช่น เลือกขนาดของท่อให้เหมาะกับปริมาตรน้ำ หรือ ปรับเปลี่ยนจากบอล์ลวาล์วที่ทำจากท่อพีวีซีมาเป็นบอล์ลวาล์วที่ทำจากทองเหลืองซึ่งมีความละเอียดมากขึ้นในการปรับปริมาตรน้ำ เป็นต้น

2. ตะกอนชีวภาพบางส่วนในระบบไบโอฟล็อกอาจจมตัวลงสู่ก้นบ่อเลี้ยงซึ่งอาจนำไปสู่สภาวะการขาดออกซิเจนและผลิตก๊าซไฮโดรเจนซัลไฟล์ซึ่งเป็นสารพิษต่อสัตว์น้ำตามมา ดังนั้นจึงควรปรับปรุงรูปแบบของบ่อเลี้ยง ระบบหมุนเวียนน้ำในบ่อหรือถังเลี้ยง และระบบให้อากาศ เพื่อลดการสะสมของตะกอนชีวภาพที่ก้นบ่อหรือตามมุมบ่อ โดยอาจทำได้โดยติดตั้งระบบให้อากาศเป็นการท่อจ่ายอากาศด้านล่างบ่อหรือถังเลี้ยงเพื่อให้ตะกอนฟุ้งกระจายทั่วทั้งระบบตลอดเวลา เพื่อป้องกันการตกตะกอนและสามารถเพิ่มประสิทธิภาพให้แก่ระบบไบโอฟล็อกได้ หรือ ปรับพื้นบ่อให้มีความลาดเอียงมาก

ขึ้นเพื่อให้ตะกอนสามารถไหลไปสะสมในทิศทางเดียวกันและสะดวกต่อการสูบตะกอนชีวภาพออกโดยใช้ปั๊มพ์

3. ข้อสรุปจากการทำสมดุลมวลไนโตรเจนอาจนำไปสู่การปรับรูปแบบการจัดการระบบไบโอฟล็อก จากเดิมซึ่งเติมแหล่งคาร์บอนให้แก่แบคทีเรียในน้ำทุกวัน ไปสู่การเติมแหล่งคาร์บอนเพื่อกระตุ้นกระบวนการนำไนโตรเจนเข้าสู่เซลล์ในระยะเริ่มต้นระบบซึ่งเป็นช่วงที่ไนตริฟิเคชันยังเกิดได้ไม่สมบูรณ์ และหยุดเติมแหล่งคาร์บอนเมื่อไนตริฟิเค-ชันที่สมบูรณ์เกิดขึ้นในระบบไบโอฟล็อกแล้ว

4. ควรศึกษาชนิดและการเปลี่ยนแปลงของจุลินทรีย์ในตะกอนไบโอฟล็อกโดยใช้ Molecular Techniques เช่น PCR-DGGE เป็นต้น ซึ่งจะทำให้เข้าใจระบบนิเวศน์ของตะกอนในเชิงลึกได้ดีขึ้น ส่งผลให้สามารถตัดสินใจและออกแบบระบบเพาะเลี้ยงได้อย่างเหมาะสม นอกจากนี้ยังควรศึกษาเพิ่มเติมในประเด็นผลกระทบของการเปลี่ยนแปลงชนิดจุลินทรีย์ในตะกอนไบโอฟล็อกต่อการจัดตัวของตะกอนในระหว่างการใช้งาน

5. ควรดำเนินการทดสอบระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อกด้วยสัตว์น้ำชนิดอื่นๆ ที่มีมูลค่าทางเศรษฐกิจมากกว่าปลานิลเพื่อให้ระบบไบโอฟล็อกมีความคุมค่าทางเศรษฐศาสตร์ในการใช้งานจริงของเกษตร นอกจากนี้ปลานิลมีความทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาวะแวดล้อมได้ดีซึ่งอาจทำให้ข้อมูลที่ได้รับมีความคลาดเคลื่อน ดังนั้นในอนาคตจึงควรเลือกสัตว์น้ำที่มีความอ่อนไหวต่อสภาวะแวดล้อมมากขึ้นเพื่อมาทดสอบระบบไบโอฟล็อก

บทที่ 7
เอกสารอ้างอิง

ภาษาไทย

กษิดิศ หนูทอง. (2551). การบำบัดไนโตรเจนในระบบการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิด. *วารสารพระจอมเกล้าลาดกระบัง*, 16 (เมษายน), 11 - 22.

ชนกันต์ จิตมนัส. (2556). โรคปลานิล. *เชียงใหม่สัตวแพทยสาร*, 11(1), 75-86.

ทยากร สุวรรณรัตน์. (2552). *การศึกษาระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิดความหนาแน่นสูงโดยผสมผสานตัวกรองชีวภาพไนตริฟิเคชั่นและดีไนตริฟิเคชั่น*. (วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต), จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย.

ธงชัย พรรณสวัสดิ์. (2554). *การกำจัดไนโตรเจนและฟอสฟอรัสทางชีวภาพ*. กรุงเทพมหานคร: สมาคมวิศวกรรมสิ่งแวดล้อมแห่งประเทศไทย.

วรรัตน์ วณิชชานัย. (2552). *ผลจากการเติมสารอินทรีย์คาร์บอนต่อการเกิดตะกอนจุลินทรีย์และคุณภาพน้ำในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิด*. (วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต), จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย.

ศิวฤกษ์ หนูฤทธิ์. (2554). *การพัฒนาหน่วยแยกตะกอนและผลของตะกอนต่อคุณภาพน้ำในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบปิด*. (วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต), จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

สำนักงานนวัตกรรมแห่งชาติ. (2551). *ต้นแบบการเพาะเลี้ยงปลานิลแบบพัฒนาด้วยระบบไบโอฟล็อกและไนตริฟิเคชัน*. รายงานฉบับสมบูรณ์โครงการนวัตกรรม

ภาษาอังกฤษ

APHA (American Public Health Association, American Water Works Association, and Water Pollution Control Federation). 1998. *Standard methods for the examination of water and wastewater* 20th edition. American Public Health Association, Washington, DC, USA.

Avnimelech, Y. (2006). Bio-filters: The need for an new comprehensive approach. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 172-178.

Azim, M. E., and Little, D. C. (2008). The biofloc technology (BFT) in indoor tanks: Water quality, biofloc composition, and growth and welfare of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, 283(1-4), 29-35.

Bitton, G. (1994). *Wastewater Microbiology*, John Wiley & Sons, New York, USA.

Bender, J., Lee, R,, Sheppard, M., Brinkley, K,, Phillips, P., Yeboah, Y., and Wah R. C. (2004). A waste effluent treatment system based on microbial mats for black sea bass *Centropristis striata* recycled water mariculture. *Aquacultural Engineering* 31, 73-82.

Boyd, C. E., and Clay, J. (2002). *Evaluation of Belize Aquaculture Ltd: A superintensive shrimp aquaculture system*, A report prepared under the World Bank, NACA, WWF, and FAO Consortium Program on Shrimp Farming and the Environment.

Burford, M. A., Thompson, P. J., McIntosh, R. P., Bauman, R. H., and Pearson, D. C. (2004). The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture* 232, 525-537.

Crab, R., Avnimelech, Y., Defoirdt, T., Bossier, P., and Verstraete, W. (2007). Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture* 270 (1-4), 1-14.

Defoirdt, T., Halet, D., Vervaeren, H., Boon, N., van de Wiele, T., Sorgeloos, P., Bossier, P., and Verstraete, W. (2007). The bacterial storage compound poly-β-hydroxylbutyrate protects Artemia franciscana from pathogenic *Vibrio campbelli*. *Environmental Microbiology* 9, 149-169.

De Schryver, P., Crab, R., Defoirdt, T., Boon, N., and Verstraete, W. (2008). The basics of bio-flocs technology: The added value for aquaculture. *Aquaculture*, 277(3-4), 125-137.

Ebeling, J. M., Timmons, M. B., and Bisogni, J. J. (2006). Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture*, 257(1-4), 346-358.

Hargreaves, J. A. (2006). Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 344-363.

Hari, B., Kurup, B. M., Varghese, J. T., Schrama, J. W., and Verdegem, M. C. J. (2006). The effect of carbohydrate addition on water quality and the nitrogen budget in extensive shrimp culture systems. *Aquaculture*, 252(2-4), 248-263.

Khin, T., and Annachhatre, A. P. (2004). Novel microbial nitrogen removal processes. *Biotechnology Advances*, 22(7), 519-532.

Metcalf and Eddy, Inc. (2003). *Wastewater Engineering Treatment and Reuse*. (4th ed.) McGraw-Hill, New York, USA.

Nootong, K., Pavasant, P., and Powtongsook, S. (2011). Effects of organic carbon addition in controlling inorganic nitrogen concentrations in a biofloc system. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42(3), 339-346.

Pajaitan, P. (2004). *Field and laboratory study of Penaeus monodon culture with zero water exchange and limited water exchange model using molasses as a carbon source*. (Ph.D. thesis), Charles Darwin University.

Sales, C., and Shieh, W. K. (2006). Performance of aerobic/anaerobic hybrid bioreactor under the nitrogen deficient and low F/M conditions. *Water Research* 40, 1442-1448.

Schveitzer, R., Arantes, R., Baloi, M. F., Costodio, P. F. S., Arana, L. V., Seiffert, W. Q., and Andreatta, E. R. (2013). Use of artificial substrates in the culture of *Litopenaeus vannamei* (Biofloc System) at different stocking densities: Effects on microbial activity, water quality and production rates. *Aquacultural Engineering*, 54, 93-103.

Tacon, A. G. J., Cody, J., Conquest, L., Divakaran, S., Forster, I. P., Decamp, O. (2002). Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannami* (Boone) fed with different diets. *Aquaculture Nutrition* 8, 121-137.

Thakur, D. P., and Lin, C. K. (2003). Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. *Aquacultural Engineering* 27: 159-176.

Timmons, M. B., Ebeling, J.M., Wheaton, F.W., Summerfelt, S.T. and Vinci, B.J. (2002). *Recirculating Aquaculture System* (2nd ed.). New York: Northeastern Regional Aquaculture Center.

บทที่ 8
ภาคผนวก

8.1 ผลผลิตของโครงการ

1. นิสิตจบการศึกษาระดับมหาบัณฑิต 1 ราย คือ นางสาวพรรณทภรณ์ สิทธิ์พลางกูร วิทยานิพนธ์หัวข้อ *ประสิทธิภาพการบำบัดสารประกอบนินทรีย์ไนโตรเจนของตะกอนชีวภาพจากระบบเลี้ยงสัตว์น้ำแบบไบโอฟล็อก* ปริญญาวิศวกรรมศาสตรมหาบัณฑิต สาขาวิศวกรรมสิ่งแวดล้อม ปีการศึกษา 2556 จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

2. การประชุมวิชาการระดับชาติ 1 ครั้ง คือ การประชุมวิชาการสิ่งแวดล้อมแห่งชาติ ครั้งที่ 12 จัดโดย สมาคมวิศวกรรมสิ่งแวดล้อมแห่งประเทศไทย 27 - 29 มีนาคม 2556 ณ โรงแรม Pullman Racha Orchid จังหวัดขอนแก่น

8.2 การเผยแพร่งานวิจัย

1. การประชุมวิชาการระดับชาติ 1 ครั้ง คือ การประชุมวิชาการสิ่งแวดล้อมแห่งชาติ ครั้งที่ 12 จัดโดย สมาคมวิศวกรรมสิ่งแวดล้อมแห่งประเทศไทย 27 - 29 มีนาคม 2556 ณ โรงแรม Pullman Racha Orchid จังหวัดขอนแก่น ในชื่อบทความ *ผลของตะกอนชีวภาพต่อการควบคุมสารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจนและการเจริญเติบโตของปลานิลในการเลี้ยงแบบปิด*
2. ในวารสารวิชาการระดับนานาชาติภายใต้ฐานข้อมูล ISI ชื่อวารสาร Journal of the World Aquaculture Society (อยู่ระหว่างจัดทำบทความ)