近中四農研報 7
109－118,（2008）

ワタアブラムシを使った ショクガタマバエ（双翅目：タマバエ科）の簡易飼育法

安部順一朗・菖蒲めぐみ・熊倉裕史・矢野栄二*

Key words：ショクガタマバエ，ワタアブラムシ，ナス，捕食性天敵，飼育法，蛹化

目　　次

Ⅰ　緒　　言 ……109
Ⅱ　材料および方法 ……110
Ⅲ　結　　果 ……111
Ⅳ　考　　察 ……113
Ⅴ　摘　　要 ……115
引用文献 ……116
Summary ……118

Ⅰ　緒　　言

ショクガタマバエ *Aphidoletes aphidimyza*（Rondani）は，アブラムシ類の捕食性天敵であり，幼虫が少なくとも80種のアブラムシを捕食する[4, 24]．本種は世界中に広く分布しており[4]，日本では北海道，本州，四国，九州から記録されている[24]．

本種はアブラムシ類に対する生物的防除資材として世界各国で利用されており，その効果が認められている[3, 12, 13, 17]．ヨーロッパでは1970年代から1980年代にかけて本種の生活史や飼育法が精力的に研究されており，様々な情報が蓄積されている[1, 2, 4, 9, 11, 18, 22]．わが国では1998年に本種が農薬登録され，イチゴやトマトなどの施設栽培で利用され始めた[19]．

しかしながら，わが国で利用されているショクガタマバエは，国内で飼育・製剤化されたものではなく，海外で製剤化され，輸入されているものである．そのため，わが国ではショクガタマバエの飼育・増殖に係わる具体的手法がほとんど知られておらず，日本産個体群の基礎生態に関する知見や生物的防除資材としての活用に資する調査研究事例が少ない．本種のヨーロッパ産個体群を使った研究では，本種が発育期間や死亡率などに関して地理的変異を有することが明らかにされている[6, 7]．また，近年，わが国に輸入されているショクガタマバエ個体群と日本産のショクガタマバエ個体群の間に，ＤＮＡレベルでの種内変異が存在することが明らかとなり，輸入個体群の放飼が，わが国の土着個体群に与える影響が懸念されている[16]．このような状況から，日本産のショクガタマバエの飼育法の確立と基礎生態に関する情報の集積が急務となっている．本研究では，日本産のショクガタマバエの飼育法の確立を目的とし，本種を用いる研究の実施に際して役立ついくつかの知見を得たので報告する．

天敵の飼育法を確立するためには，その天敵の交尾行動や産卵行動などの特性を把握し，成虫の羽化や発育などに斉一性を持たせ，増殖手順を基準化する必要がある[23]．本報告では，ショクガタマバエの寄主としてワタアブラムシ *Aphis gossypii* Glover，ワタアブラムシの寄主植物としてナスを用い，第一に，飼育個体群の発育に斉一性を持たせるため，ショクガタマバエの成虫に飼育ケージ内で交尾・産卵させる期間の設定について検討した．ショクガタマバエの幼虫は，植物上のアブラムシを捕食して終齢（３齢）になると地上に落下し，地表から数㎜の深

（平成19年９月20日受付，平成19年12月11日受理）
環境保全型野菜研究チーム
*近畿大学農学部

さに潜って繭を紡ぎ，蛹化する[4]．このような生態特性を持つため，本種の飼育法を検討するうえで，植物から落下する幼虫の回収方法が問題となる．ショクガタマバエの大量増殖に関する既往の研究では，流水を使って植物体から落下する終齢幼虫を大量に回収する方法が提案されている[22]．著者らは予備的な試験を通じて，ショクガタマバエの終齢幼虫が水中でも一定期間生存するため，地上（培地表面）ではなく水上に落下させれば回収作業および個体数の調節が容易であることを見いだした．終齢幼虫の個体数を正確に把握し，羽化成虫数を調節するため，本報告では，第二に，幼虫を水中に保存する期間とその後の羽化率の関係を明らかにした．また，ショクガタマバエの蛹化に際しては，蛹化のための培地素材が羽化率に影響を及ぼす可能性がある．海外の研究事例では，ピートが培地素材として適切であることが示されているが[11]，羽化率が低いため，より最適な培地素材を検討する必要がある．本報告では，第三に，終齢幼虫の蛹化場所としての培地素材の種類と成虫の羽化率の関係を調べた．最後に，得られた知見に基づき，ショクガタマバエの簡易飼育法を論議した．

Ⅱ　材料及び方法

１　ワタアブラムシおよびショクガタマバエ

実験に供したワタアブラムシは，2006年４月21日に近畿中国四国農業研究センター綾部研究拠点内（京都府綾部市）のハウス栽培のイチゴに発生した個体群から採集した．採集したワタアブラムシはナス苗を用いて飼育・維持した．ナス（品種‘千両２号’，10.5cm径の黒ポリポット育苗）は定期的に一定数を播種し，温室内で育苗して，常時，必要数の苗（葉数５～７枚程度）を使用できるようにした．恒温室内でワタアブラムシをナス苗に接種し，１葉当たりの密度が100頭以上に達した時点で葉を切り取り，新たなナス苗の葉上に置いてワタアブラムシを定着・増殖させた．ワタアブラムシが寄生したナス苗は２株ずつアクリルケージ（20×30×35cm）に入れ，適宜灌水した．この操作を繰り返してワタアブラムシを累代飼育し，一連の実験に供した．

ショクガタマバエは，2005年８月25日に京都府南丹市美山町において，ミズナ上のニセダイコンアブラムシに発生した個体群から採集したものを恒温室で飼育し，以下の実験に供した．

ショクガタマバエの飼育・増殖に関する実験およびワタアブラムシの飼育・増殖は，すべて綾部研究拠点の恒温室2室を利用して行った．恒温室内の条件はいずれも21～24℃（終日），明期14時間／暗期10時間とした．

２　実験１：成虫の交尾・産卵日数と回収される終齢（３齢）幼虫数の関係

１齢から終齢までのワタアブラムシが１葉当たり300～500頭寄生したナス苗（本葉数５～７枚）１株を入れたアクリルケージ（20×30×35cm）に，羽化後24時間以内のショクガタマバエの成虫30頭（雌成虫比の平均値±標準誤差＝0.50±0.04）を放した．その後，ケージを恒温室内に24時間あるいは48時間，静置した．ショクガタマバエの成虫は夜行性であり，交尾および産卵は夜間に行われるため[4]，これらの処理により，交尾・産卵の機会として暗期を１回あるいは２回，与えたことになる．その後，ナス苗を取り出し，深さ２～３cmになるように水道水を溜めたプラスチック製の飼育容器（上面24.0×39.0cm，底面21.0×35.5cm，高さ25.5cm）に移した．ワタアブラムシの逃走を防ぐため，飼育容器の開口部は目合いの細かいゴースで覆い，その上から蓋をした．ショクガタマバエの終齢幼虫が蛹化のため水中に落下し始めたら，落下が終了するまで24時間ごとに落下幼虫数を記録し，最終的に得られる終齢幼虫数を算出した．ショクガタマバエの捕食によってナス苗上のアブラムシが少なくなった場合は，ワタアブラムシが寄生したナス苗を新たに追加し，ショクガタマバエが餓死しないようにした．以上の方法で，交尾・産卵の機会を24時間あるいは48時間与える実験を，それぞれ26回と22回繰り返し，落下する終齢幼虫数の平均値を算出した．

３　実験２：水中での終齢幼虫の保存期間と羽化率の関係

実験１と同様の方法で，ショクガタマバエの成虫30頭をケージ内に放し，交尾・産卵の機会を24時間与えたうえで，ナス苗を水道水を溜めたプラスチッ

ク製の飼育容器に移した．ショクガタマバエの終齢幼虫が水中に落下し始めたら，24時間ごとにスポイトを使って30～50個体を回収し，２㎝の深さに蒸留水を入れたプラスチックカップ（上径6.0㎝，下径4.7㎝，高さ2.8㎝）に移した．

プラスチックカップは恒温室内に静置し，水中に浸かったままの状態で幼虫を保存した．保存する時間は幼虫の落下から０～24時間，24～48時間，48～72時間，72～96時間，96～120時間，120～144時間，144～168時間とし，その後，スポイトを使って幼虫を回収し，２㎝の深さにピートモス（ＮＣピートモス，株式会社トヨチュー）を入れたプラスチックカップ（上径11.0㎝，下径9.2㎝，高さ6.5㎝）に移して蛹化させた．ピートモスには保湿のため，20mlの蒸留水を滴下した．カップは蓋をしたうえで恒温室内に静置し，羽化が始まったら，24時間ごとに羽化成虫数を記録して羽化率を算出した．保存時間ごとに，それぞれ15回の実験を繰り返し，平均値を算出した．

4　実験３：蛹化のための培地素材と羽化率の関係

実験２と同様の方法で，水中に落下したショクガタマバエの終齢幼虫を回収し，蛹化のための培地素材を入れたプラスチックカップ（上径11.0㎝，下径9.2㎝，高さ6.5㎝）に移した．試験区として，培地素材をパーライト，川砂，ピートモス（いずれも株式会社トヨチュー）および脱脂綿とする区を設けた．パーライト，川砂，ピートモスは，深さ２㎝になるように（平均重量はそれぞれ10.2ｇ，210.9ｇ，18.0ｇ），脱脂綿は８×８㎝に切ったものを２枚重ねて（平均重量は2.7ｇ）カップに入れた．各培地素材には保湿のために20mlの蒸留水を滴下し，幼虫を導入した後は蓋をした．カップ当たりの幼虫導入数は50頭ないしは60頭とした．その後，実験２と同様に，恒温室内にカップを静置し，羽化開始までに要する日数および羽化開始後24時間ごとの羽化成虫数を記録し，羽化率を算出した．各実験区につき７回の実験を繰り返し，平均値を算出した．

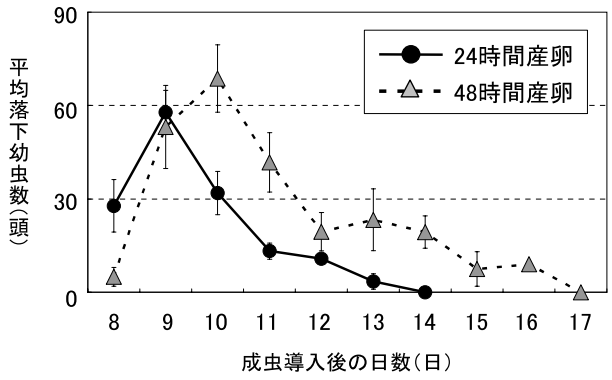
5　統計解析

各実験で得られた結果の統計解析には統計解析ソフトウェアJMP 5.0.1（SAS Institute Japan Inc.）を用いた．実験１で得られた，交尾・産卵の機会を24時間あるいは48時間与えた場合に回収される終齢幼虫数の比較にはｔ検定を用いた．実験２で得られた，水中での幼虫の保存期間ごとの羽化率，実験３で得られた，各培地素材ごとの成虫の羽化率については，得られた数値を逆正弦変換した後，一元配置分散分析を行い，有意差が検出された場合はTukey-Kramerによる多重比較を行った．実験３で得られた，各培地素材への終齢幼虫の導入から成虫羽化までの期間の比較には一元配置分散分析を用い，有意差が検出された場合はTukey-Kramerによる多重比較を行った．

Ⅲ　結　　果

1　成虫の交尾・産卵日数と回収される終齢（３齢）幼虫数の関係（実験１）

ショクガタマバエの成虫に，交尾・産卵の機会を24時間あるいは48時間与えた場合の終齢幼虫の落下開始後１日ごとの平均落下個体数を第１図に示す．いずれの区においても終齢幼虫の落下は，ケージにショクガタマバエ成虫を放した８～11日後に見られ始めた．産卵の機会を24時間与えた場合，幼虫の落下はケージに成虫を導入した８日後から13日後までの６日間続いた．１日に落下する幼虫数は，成虫の導入から９日後（幼虫の落下開始から１日後）が最も多く，平均58頭であった．その後，落下幼虫数は徐々に減少した．今回の実験方法で１株のナスから最終的に回収できた終齢幼虫数は111±15頭（平均

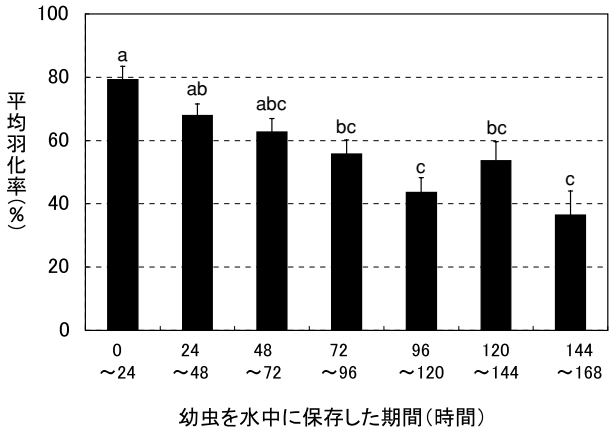


第１図　ショクガタマバエ成虫に交尾・産卵の機会を24時間あるいは48時間与えた場合の落下幼虫数の推移
グラフ上の縦線は標準誤差を表す．

値±標準誤差）であった．一方，産卵の機会を48時間与えた場合，幼虫の落下はケージに成虫を導入した８日後から16日後までの９日間続いた．落下する幼虫数は，成虫の導入から10日後（幼虫の落下開始から２日後）が平均69頭と最も多く，その後は徐々に減少した．１株のナスから最終的に回収できた終齢幼虫数は161±23頭（平均値±標準誤差）であった．交尾・産卵の機会を24時間与えた場合と48時間与えた場合の最終的に回収される幼虫数に有意な差は見られなかった（対応なしのｔ検定，ｐ＝0.06）．

２　水中での終齢幼虫の保存期間と羽化率の関係（実験２）

水中での保存期間を変えてショクガタマバエの終齢幼虫をピートモス培地で蛹化させた場合の羽化率を第２図に示す．落下した幼虫を回収し，24時間以内（幼虫落下後０～24時間）にピートモス培地に導入した場合，羽化率はおよそ80%であった．終齢幼虫を水中で24～48時間保存した場合，羽化率は約70%と低下する傾向にあったが，０～24時間保存した場合との間に統計的に有意な差は見られなかった．水中での保存期間が72～96時間以上になると，羽化率は０～24時間保存した場合に比べて有意に低くなり，144～168時間保存した場合には，40%以下まで低下した．



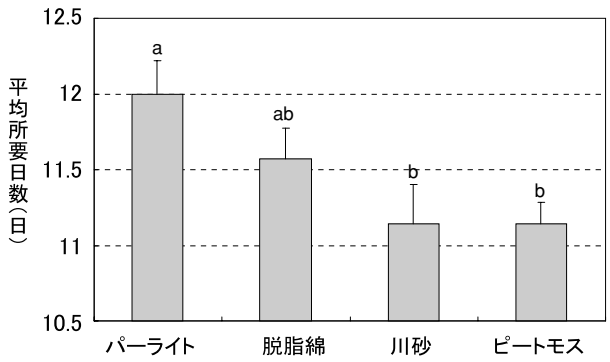
第２図　終齢幼虫を水中に保存した期間と羽化率の関係
グラフ上の縦線は標準誤差を表す．
グラフ上の同一英文字は，各処理区間に有意差がないことを示す（逆正弦返還後，Tukey-Kramerによる多重比較，ｐ＜0.05）．

３　蛹化のための培地素材と羽化率の関係（実験３）

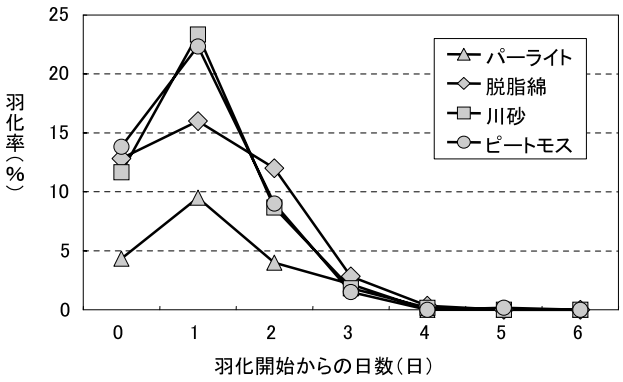
ショクガタマバエの終齢幼虫を蛹化させる培地素材としてパーライト，脱脂綿，川砂，ピートモスを用いた場合の幼虫導入から羽化開始までに要した時間を第３図に，羽化開始から終了までの１日ごとの羽化率の推移を第４図に示す．

蛹化の培地素材としてパーライトを用いた場合，成虫の羽化は終齢幼虫導入後，平均12.0日目に開始し，川砂，ピートモスを使った場合に比べ，有意に遅かった（第３図）．脱脂綿を用いた場合は11.6日目とパーライトを用いた場合より成虫の羽化が早くなる傾向にあった．川砂，ピートモスを用いた場合は，いずれも11.1日目と，最も早かった．すべての培地素材において，総羽化個体数に占める１日ごとの羽化率は，羽化開始から２日目に最も高かった（第４図）．川砂区，ピートモス区では２日目に20%以上の個体が羽化したのに対し，パーライト区では10%未満であった．脱脂綿を使った場合，他の素材と同様に，羽化のピークは２日目に見られたが，総羽化個体数の約15%であり，川砂区およびピートモス区に比べて低かった．しかし，３日目の羽化個体数は川砂区，ピートモス区に比べ，多い傾向が見られた．

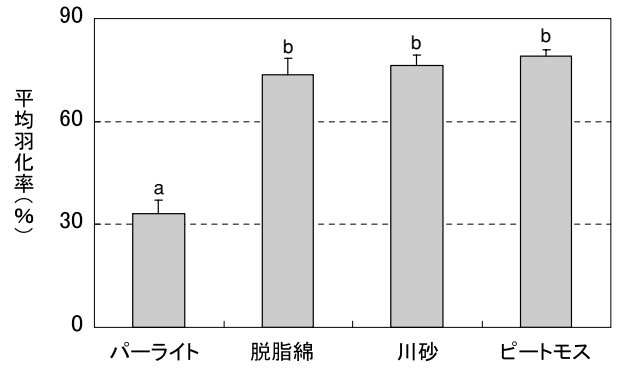
全羽化個体数から算出した各試験区における羽化率を第５図に示す．羽化率は，ピートモス区，川砂区，脱脂綿区では70%以上であったが，パーライト区での羽化率は，他の区より有意に低く，約30%であった．



第３図　各培地素材を使った場合の成虫羽化までの日数
バーは標準誤差を表す．
グラフ上の縦線は標準誤差を表す．
グラフ上の同一英文字は，各処理区間に有意差がないことを示す（Tukey-Kramerによる多重比較，ｐ＜0.05）．



第４図　蛹化場所として各培地素材を使った場合の１日ごとの成虫の羽化率の推移．



第５図　蛹化場所として各培地素材を使った場合の羽化率
グラフ上の縦線は標準誤差を表す．
グラフ上の同一英文字は，各処理区間に有意差がないことを示す（逆正弦返還後，Tukey-Kramerによる多重比較，$p<0.05$）．

Ⅳ　考　　察

本報告で設定した環境条件では，ショクガタマバエの成虫30頭に24時間，交尾・産卵の機会を与えた場合，最終的に平均111頭の終齢幼虫を回収できた．48時間の場合，得られた幼虫数は平均161頭であり，24時間の場合の約1.5倍であったが，24時間の場合と統計的に有意な差はなかった．また，24時間，交尾・産卵の機会を与えた場合，植物体から落下する終齢幼虫数は，ショクガタマバエの成虫をケージに導入してから９日後（落下開始から１日後）が最も多く，最初の２日間で全体の59.0%（85.6個体），３日間で81.0%（117.5個体）を得ることができた．これに対し，48時間の場合，落下開始後２日間で得られる幼虫数は全体の23.5%（58.1個体），３日間では51.3%（126.8個体）であった．そのため，飼育の作業手順としては，交尾・産卵の機会を24時間に設定し，幼虫を回収する期間を２～３日間に留めるのが，効率的であると考えられた．

従来の報告[14, 20, 21]では，ショクガタマバエを交尾させるにあたっては60×60×60㎝の空間に交尾を促すためのクモの糸を設置する必要があると考えられている．本研究で産卵用に用いたアクリルケージの大きさは20×30×35㎝であり，必要とされる空間規模より小さいうえ，クモの糸は設置しなかった．しかしながら，30個体の成虫を放すことで安定的に終齢幼虫を得ることができたため，成虫はこのケージ内で交尾できたものと考えられた．また，これまでに報告された飼育法では，ショクガタマバエの成虫の餌食物として，ショ糖やハチミツなどの水溶液をケージ内に設置している[1, 8]．本報告の方法では人工的な餌食物を設置しなかったが，ショクガタマバエの成虫はアブラムシの排泄する甘露を摂取することで寿命や産卵数を向上させるが明らかにされており[15]，本報告の方法で成虫の交尾・産卵を促した場合，成虫は，ワタアブラムシが排泄する甘露を摂取して繁殖力を維持できたものと考えられる．

また，本研究により，終齢幼虫を水中で保存する期間が72時間以内であれば，60%以上の羽化率を得られることが明らかとなった．これまでに報告された飼育法では，終齢幼虫を回収する際に，植物体から葉だけを切り取り，幼虫回収用の装置に移す方法も検討されているが[8, 18]，この場合，幼虫数の確認が困難で，羽化成虫数を予測できない．本研究で使った方法を用いれば，ナス苗をそのまま飼育用器に移し，幼虫個体数を確認しながら回収することができるため，飼育系の基準化が容易となる．

海外での研究例では，蛹化のための培地素材としてピートあるいは砂を使った場合の羽化率は30～60%であるが[11]，本研究では，ピートモス，川砂，脱脂綿を蛹化のための培地素材として使った場合，羽化率は70%以上であった．そのため，飼育には，これらの培地素材が適していると考えられた．しかし，脱脂綿を使った場合，終齢幼虫の導入から羽化開始までの期間が長くなったうえ，ピーク時の羽化個体数も少なくなった．このため，短期間でより多くの成虫が羽化するピートモスと川砂が培地素材として

最も適していると考えられた．川砂とピートモスを比較すると，同じ容量であっても川砂はピートモスの10倍以上の重量がある．このため，大量増殖を考慮する場合は，比重が軽く，取り扱いが容易なピートモスを利用するのが適切であると判断された．

パーライトを使った場合，羽化率は他の培地素材に比べ有意に低く，成虫の羽化開始までに最も長時間を要した．ショクガタマバエの終齢幼虫は，自然条件下では蛹化のために地表に落下した後，地中に潜り，細かい砂粒などとともに繭を紡ぐ[10]．本研究で用いたパーライトは直径４㎜程度であるため，幼虫が繭を紡ぐことができずに死亡し，繭を紡ぐことのできた個体も，蛹化が完了するまでに長時間を要し，羽化のタイミングが遅れたものと考えられた．同様に，脱脂綿を使った場合も，繭の形成に必要な砂粒が存在しなかったため，蛹化に要する時間が長くなり，羽化の開始が遅れたと考えられた．しかし，脱脂綿区では，終齢幼虫の導入後，脱脂綿の繊維の間に繭が観察された．脱脂綿区に導入した終齢幼虫は，砂粒の代わりに脱脂綿の微細な繊維を利用して繭を紡ぎ，蛹化に成功したため，最終的に川砂区，ピートモス区と同程度の羽化率を達成できたと考えられた．

実験１～３の結果を用いて，21～24℃，明期14時間／暗期10時間の条件下で，成虫に24時間，交尾・産卵の機会を与えた場合の産卵から終齢幼虫が得られるまでの平均所要日数を算出したところ，9.4日であった．

今回報告した知見と予備的に得ていた知見を併せて基準化し，ショクガタマバエの飼育法として推奨できる手順・操作を以下のように取りまとめた（第６図）．

１）産卵

ナス苗（本葉数５～７枚程度）を準備し，これにワタアブラムシを接種してアクリルケージで飼育する．ワタアブラムシの密度が300～500頭／葉になったら，ショクガタマバエの成虫30頭（性比１：１）をケージ内に放し，24時間，産卵の機会を与える．

２）幼虫の回収

ケージからショクガタマバエ卵とワタアブラムシの付いたナス苗を取り出し，深さ２～３㎝に水を張った飼育容器に移す．容器の開口部は目合いの細かい防虫ネットなどで塞ぎ，アブラムシが逃走しないようにする．飼育容器にナス苗を移してからおよそ９～10日後に終齢幼虫の落下が始まるので，それを確認した後，２日間落下させ，スポイトを使って50頭を回収する．

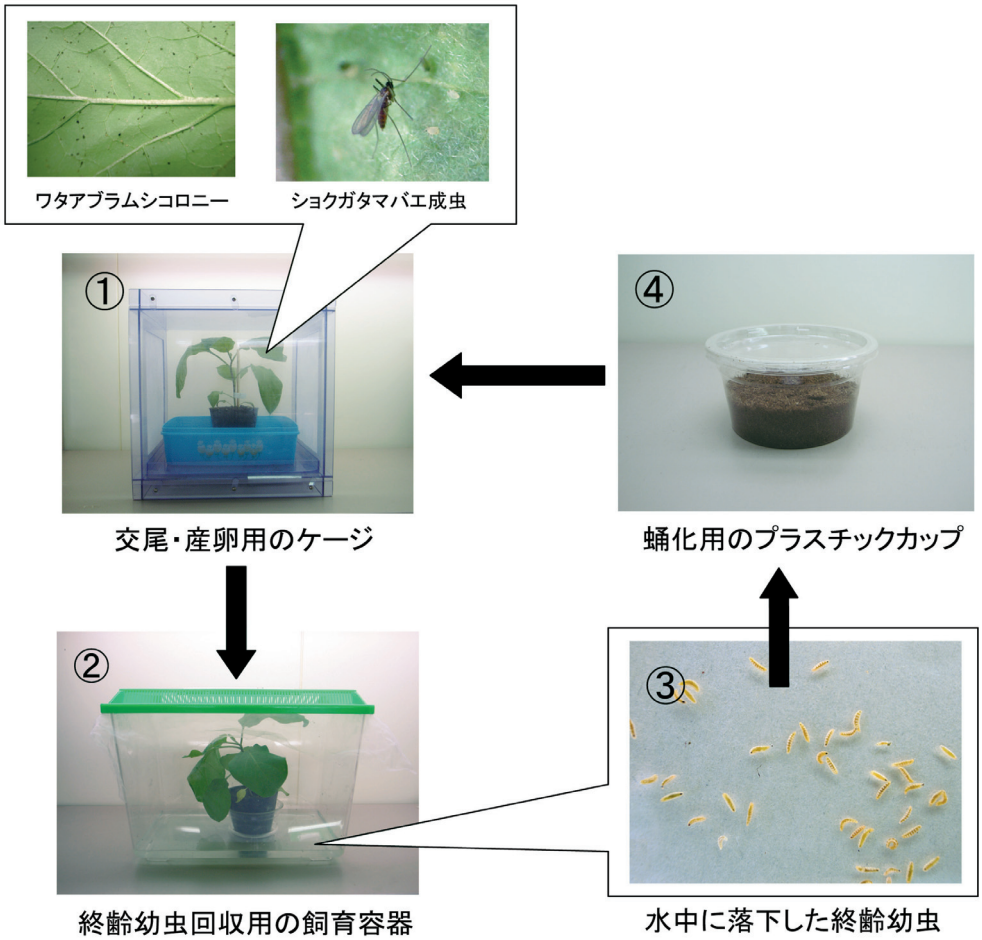
３）蛹化

回収した幼虫を深さ２～３㎝にピートモスを入れたプラスチックカップに導入する．保湿のため，ピートモスには20ml程度の蒸留水を滴下し，蓋をする．カップは恒温室内に静置する．およそ11日後に成虫が羽化し始めるので，産卵用のケージに放す．

以上の作業により，21～22日ごとに約30頭のショクガタマバエ成虫を得ることができ，ショクガタマバエを継続的に飼育することが可能である．

なお，本飼育法を用いてショクガタマバエを飼育するためには，ワタアブラムシとショクガタマバエのコンタミネーションを避けるため，少なくとも２室の恒温室あるいは２台の恒温器が必要である．本研究ではおよそ9.7m^2（2.7×3.6m）の恒温室２室を利用した．より多くのショクガタマバエを増殖する場合は，産卵対象となるワタアブラムシの寄生したナス苗の数を増やすと同時に，ケージ内に放すショクガタマバエの成虫数を増やせば良いと考えられる．

本研究では，ショクガタマバエの飼育にナスとワタアブラムシを利用したが，他の研究例では，ハクサイとモモアカアブラムシ *Myzus persicae*(Sulzer)，キュウリとワタアブラムシを同時に利用する飼育法も報告されている[18]．また，産卵用にキュウリとワタアブラムシを，幼虫の捕食用にエンドウとソラマメヒゲナガアブラムシ *Megoura crassicauda* Mordvilko を利用する飼育法[8]も研究されている．しかしながら，２種類の作物とアブラムシの組み合わせを維持するためには，飼育スペースと労力が増加するため，低コストの飼育には適していないと考えられる．本研究の結果から，ナス苗とワタアブラムシのみで，ショクガタマバエを十分に飼育できると考えられる．



第６図　ショクガタマバエの飼育法
①300～500頭のワタアブラムシが寄生したナス苗1株を，交尾・産卵用のケージに入れ，ショクガタマバエの成虫30頭を放し，24時間，静置する．
②ケージからナス苗を取りだし，深さ２㎝に水を入れた飼育用器に移す．
③９～10日後にショクガタマバエの終齢幼虫が水中に落下し始めるので，それを確認した後，２日間待ち，スポイトを使って50頭を回収する．
④回収した終齢幼虫を，２㎝の深さにピートモスを入れたプラスチックカップに導入する．およそ11日後に30～40頭の成虫が羽化する．

一方，ショクガタマバエの幼虫の発育には，ムギウスイロアブラムシ *Metopolophium dirhodum*（Walker）やムギクビレアブラムシ *Rhopalosiphum padi*（Linné）が適しているという報告もあることから[9]，これらのアブラムシを利用すれば，比較的少数のアブラムシで，多くのショクガタマバエを維持することができ，飼育がより効率的になる可能性がある．この点は今後の検討課題である．

本研究で検討した飼育法は，ナスとワタアブラムシ以外の組み合わせにも十分に適用できるものであり，今後，飼育にかかるコストを考慮に入れ，ショクガタマバエの餌として，より適したアブラムシと寄主植物を選抜し，効率的な飼育法の確立を図る．

Ⅴ　摘　　要

ショクガタマバエはアブラムシ類の生物的防除資材として，わが国では1998年に登録され，農作物の施設栽培を中心に利用されている．しかし，国内での本種の飼育法は確立されておらず，現在は，海外で大量飼育された本種の繭が輸入されている．そのため，日本産ショクガタマバエの基礎生態や生物的防除資材としての評価に関する知見は非常に少ない．そこで，本研究では，日本産ショクガタマバエ

の飼育法の確立を目的に，①成虫の産卵期間と得られる終齢幼虫数の関係；②ショクガタマバエの終齢幼虫の回収方法；③蛹化のために最適な培地素材を明らかにした．その結果，①ショクガタマバエの成虫に24時間，産卵の機会を与えた場合，1株のナス苗から得られる終齢幼虫は平均111頭であった．このうち約60%の個体は，蛹化のために終齢幼虫が植物上から落下し始めてから2日間で回収できた．したがって，飼育操作において，幼虫の回収期間は2日間に設定するのが最適であると考えられた．②終齢幼虫は水中で保存することが可能であり，保存期間が72時間以内であれば，成虫の羽化率は60%以上であった．このため，回収作業として，終齢幼虫が植物体から落下し始めてから2日間は水中で保存し，まとめて回収すれば効率的であると考えられた．③蛹化のための培地素材としてはピートモスあるいは川砂が適しており，羽化率はいずれも70%以上であった．以上の知見に基づき，ショクガタマバエの飼育法を検討した．

引用文献

1）Belousov, Yu. V. and N. A. Popov 1989. Rearing of *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) on greenbugs. Acta Entomol. Fenn. 53: 3-5.

2）Bondarenko, N. V. 1989. Observation on rearing and use of the predatory gall-midge *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) against aphids in greenhouse. Acta Entomol. Fenn. 53: 7-9.

3）Harizanova, V. and B. Ekbom 1997. An evaluation of the parasitoid, *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae) and the predator *Aphidoletes aphidimyza* Rondani (Diptera: Cecidomyiidae) for biological control of *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) on cucumber. J. Entomol. Sci. 32: 17-24.

4）Harris, K. M. 1973. Aphidophagous Cecidomyiidae (Diptera): taxonomy, biology, and assessments of field populations. Bull. ent. Res. 63: 305-325.

5）Havelka, J. and O. Syrovátka 1991. Stimulatory effect of the honeydew of several aphid species on the females of gall midge *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Dipt., Cecidomyiidae): Electroantennograph studies. J. Appl. Ent. 112: 341-344.

6）Havelka J. and R. Zemek 1988. Intraspecific variability of aphidophagous gall midge *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Dipt., Cecidomyiidae) and its importance for biological control of aphids. 1. Ecological and morphological characteristics of populations. J. Appl. Entomol. 105: 280-288.

7）Havelka J. and R. Zemek 1999. Life table parameters and oviposition dynamics of various populations of the predacious gall-midge *Aphidoletes aphidimyza*. Entomol. Exp. Appl. 91: 481-484.

8）Hyun, G. G. 2002. Mass rearing of *Aphidoletes aphidimyza* Rondani for control of aphids. Integrated Control in Protected Crops, Temparate Climate IOBC/wprs Bulletin 25: 77-79.

9）Kuo-Sell, H.－L. 1989. Cereal aphids as prey species for mass rearing of *Aphidoletes aphidimyza* (Rond.) (Dipt., Cecidomyiidae) in the biological control of *Myzus persicae* (Sulz) in greenhouses. J. Appl. Ent. 107: 58-64.

10）Makkula, M. and K. Tittanen 1985. Biology of the midge *Aphidoletes* and its potential for biological control. Hussey, N.W. and N. Scopes eds., Biological Pest Control: The Glasshouse Experience, Blandford Press, Poole, UK, 74-81.

11）Markkula, M., M. Rimpiläinen and K. Tiittanen 1979. Suitability of various materials for the pupation substrate of *Aphidoletes aphidimyza* (Rond.) (Dipt., Cecidomyiidae). Ann. Agr. Fennici 18: 171-173.

12）Meadow, R. H., W. C. Kelly and A. M. Shelton 1985. Evaluation of *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) for control of *Myzus*

persicae (Homoptera Aphididae) in greenhouse and field experiments in the USA. Entomophaga 30: 385-392.

13) Morse J. G. and B. A. Croft 1987. Biological control of *Aphis pomi* (Homoptera: Aphididae) by *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) a predator-prey model. Entomophaga 32 (4): 339-356.

14) Schelt, J., J. C. van Lenteren and S. Mulder 2000. Improved methods of testing and release of *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) for aphid control in greenhouses. Eur. J. Entomol. 97: 511-515.

15) Sell, P. and H. －L. Kuo-Sell 1987. Factors influencing the efficiency of the aphidophagous gall midge *Aphidoletes aphidimyza* (Rond.) (Diptera: Cecidomyiidae). J. Appl. Ent. 103: 434-447.

16) Shirota, Y., K. Iituka, J. Asano, J. Abe and J. Yukawa 1999. Intraspecific variations of mitochondrial cytochrome oxidase I sequence in an aphidophagous species, *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae). Entomol. Sci. 2: 209-215.

17) Solarska, E. 2004. The use of *Aphidius colemani* and *Aphidoletes aphidimyza* to control damson-hop aphid (*Phorodon humuli* Schrank) on hop. J. Plant Prot. Res. 44: 85-90.

18) Somsøe-Petersen, L., F. Bigler, H. Bogenschütz, J. Brun, S. A. Hassan, N. L. Helyer, C. Kühner, F. Mansour, E. Naton, P. A. Oomen, W. P. J. Overmeer, L. Polger, W. Rieckmann and A. Stäubli 1989. Laboratory rearing techniques for 16 beneficial arthropod species and their prey/hosts. J. Plant Dis. Prot. 96 (3): 289-316.

19) 田口義広　2006．天敵製剤利用上の問題点と将来展望．植物防疫60：532－538．

20) van Lenteren, J.C. and C. Joop 2003. Kinky sex and suicidal mating behaviour in *Aphidoletes aphidimyza*. Entomol. Ber. 63: 143-146.

21) van Lenteren, J. C., C. Joop, M. Schettino, N. Isidoro, R. Romani and J. van Schelt 2002. Morphology of putative female sex pheromone glands and mating behaviour in *Aphidoletes aphidimyza*. Entomol. Exp. Appl. 102: 199-209.

22) van Lieburg, M. J. and P. M. J. Remakers 1984. A method for the collection of *Aphidoletes* larvae in water. Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent. 49: 777-779.

23) 矢野栄二　2003．天敵　生態と利用技術．養賢堂，東京．126－179．

24) Yukawa, J., D. Yamaguchi, K. Mizota and O. Setokuchi 1998. Distribution and host range of an aphidophagous species of Cecidomyiidae, *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera), in Japan. Appl. Entomol. Zool. 33: 185-193.

A Rearing Method for an Aphidophagous Gall Midge, *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Diptera: Cecidomyiidae) Using *Aphis gossypii Glover* (Homoptera: Aphididae) on Egg Plant Seedlings

Junichiro ABE, Megumi SHOUBU, Hiroshi KUMAKURA and Eizi YANO*

Summary

A predacious gall midge, *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) is one of the effective biological control agents against aphids. In Japan, *A. aphidimyza* has been recorded as a biological control agent since 1998, and has been used especially in greenhouses. However, rearing method for *A. aphidimyza* has not yet been established in Japan and mass-reared cocoons are imported from Europe. To establish the rearing method for Japanese population of *A. aphidimyza*, we studied several biological aspects of the species. Total number of final instar larvae that drop from the plant for pupation was 111 when the 30 adults were introduced into the rearing cage together with an egg plant seedling infested with *Aphis gossypii* Glover for 24 hours. In the first 2 days after the beginning of drop of the larvae, approximately 60% of final instars were collected. Adult emergence rate was more than 60% when the final instars were kept in the water within 72 hours. The rate of adult emergence was more than 70% when peat moss or river sand was used as pupation substrates. Based on these data, we suggested a simple rearing method for Japanese population of *A. aphidimyza* using *A. gossypii* and egg plant seedlings.

Research Team for Sustainable Vegetable Production
*Faculty of Agriculture, Kinki University